

**TÉCNICA DE CRIAÇÃO E TABELA DE VIDA DE *Mahanarva*
fimbriolata (Stål, 1854) (HEMIPTERA: CERCOPIDAE)**

JOSÉ FRANCISCO GARCIA

Dissertação apresentada à Escola Superior de
Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de
São Paulo, para obtenção do título de Mestre em
Ciências, Área de Concentração: Entomologia.

PIRACICABA

Estado de São Paulo - Brasil

Novembro - 2002

**TÉCNICA DE CRIAÇÃO E TABELA DE VIDA DE *Mahanarva*
fimbriolata (Stål, 1854) (HEMIPTERA: CERCOPIDAE)**

JOSÉ FRANCISCO GARCIA

Engenheiro Agrônomo

Orientador: Prof. Dr. **PAULO SÉRGIO MACHADO BOTELHO**

Dissertação apresentada à Escola Superior de
Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de
São Paulo, para obtenção do título de Mestre em
Ciências, Área de Concentração: Entomologia.

PIRACICABA

Estado de São Paulo - Brasil

Novembro - 2002

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
DIVISÃO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - ESALQ/USP

Garcia, José Francisco

Técnica de criação e tabela de vida de *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (Hemiptera : Cercopidae) / José Francisco Garcia. - - Piracicaba, 2002.

59 p. : il.

Dissertação (mestrado) - - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2002.

Bibliografia.

1. Biologia animal 2. Cana-de-açúcar 3. Cigarrinha-da-raiz 4. Tabela de vida I. Título

CDD 632.752

“Permitida a cópia total ou parcial deste documento, desde que citada a fonte – O autor”

A Deus, por estar sempre ao meu lado,
protegendo e iluminando os meus
passos...

Agradeço

Aos meus pais FRANCISCO e MERCEDES, irmãos
JACQUELINE e JEAN, cunhado ANTONIO JOSÉ e
sobrinhos PEDRO HENRIQUE e MARIA JÚLIA,
pelo incentivo e exemplo na minha formação pessoal
e profissional.

Dedico

... nos campos da observação, o
acaso favorece apenas as mentes
preparadas...

Louis Pasteur

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Paulo Sérgio Machado Botelho, do Departamento de Biotecnologia Vegetal do Centro de Ciências Agrárias (CCA), da Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), pela oportunidade desta formação profissional, amizade, confiança, liberdade, incentivo, ensinamentos, orientação segura na condução deste trabalho e exemplo de dedicação profissional;

Ao Prof. Dr. José Roberto Postali Parra, do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), da Universidade de São Paulo (USP), pelas sugestões e por ter permitido o uso das instalações e equipamentos do laboratório de biologia de insetos durante o trabalho, viabilizando o desenvolvimento deste estudo;

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Entomologia da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ / USP), pelos valiosos conhecimentos e respeito durante o curso;

Aos componentes da banca de qualificação, Prof. Dr. Evoneo Berti Filho, Prof. Dr. Luis Carlos Marchini e Prof. Dr. Roberto Antonio Zucchi, pela agradável e harmoniosa discussão e sugestões;

À Simone de Souza Prado pela carinhosa companhia e por estar sempre presente, tanto nos momentos difíceis como nos de alegrias plenas;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudo;

À Prof^a Dr^a Marinéia de Lara Haddad e aos colegas Uemerson S. da Cunha e Aline H. N. Maia, pela orientação e ajuda na execução das análises estatísticas;

Ao Prof. Dr. Sinval Silveira Neto, pelas sugestões, incentivos e amizade;

Ao Centro Experimental do Instituto Biológico - Campinas - SP, em especial ao Dr. Antônio Batista Filho e ao Dr. José Eduardo Marcondes de Almeida, pela amizade, apoio e ajuda nos custos da pesquisa;

Ao Dr. Enrico de Beni Arrigoni e ao Eng. Agr. Luiz Carlos de Almeida, do Centro de Tecnologia Copersucar - Piracicaba - SP, pela amizade, e pelo indispensável fornecimento de mudas de cana-de-açúcar;

À Usina São João - Araras - SP, em especial ao Eng. Agr. Luís Antonio Borges (Gerente de Tratos Culturais) e ao Ricardo Alexandre Ferreira Bueno (Encarregado de Laboratório), pela amizade, e apoio nas coletas de insetos no campo;

Ao Biólogo Laerte Antônio Machado (IB/CEIB/LCB) e ao Dr. Pedro Takao Yamamoto (Fundecitrus) e ao Dr. Santin Gravena (Gravena ManEcol Ltda.), pela credibilidade e confiança na carta de recomendação enviada ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia da ESALQ, as quais foram de grande valia;

Ao Dr. Albino Morimasa Sakakibara (UFPR), pela amizade, atenção e contribuição na posição taxonômica da espécie;

Aos colegas de curso, Carolina Maranhão Fernandes de Arruda, Cláudio Roberto Franco, Edmilson Santos Silva, José Francisco Cruz, Luciano Pacelli Medeiros de Macedo, Márcio Aurélio Garcia Correia Tavares, Marcos Trevisan, Paulo Eduardo Branco Paiva, Simone de Souza Prado e Uemerson Silva da Cunha, pela amizade e apoio durante o curso;

Ao biólogo Heraldo Negri de Oliveira pela amizade, bom convívio e suas excelentes obras de arte (fotos);

Ao Ricardo Antonio Polanczyk e ao Prof. Dr. Evoneo Berti Filho pela elaboração do summary;

À Patrícia Milano pela confecção dos desenhos e amizade;

Aos colegas do Laboratório de Biologia de Insetos pelo agradável convívio, em especial à técnica Neide Graziano Zério e ao Eng. Agr. Peter Kasten Júnior pela ajuda constante e amizade;

Aos colegas do Laboratório de Insetos Vetores pela amizade e companheirismo durante o curso;

Aos funcionários do setor de Entomologia - ESALQ/USP, pela amizade e apoio e em particular a Ana Gabriela Brancalhão Fabrette, João José Forti (secretários) e Regina Célia Botequio de Moraes (analista de sistema);

Aos funcionários de campo do setor de Entomologia - ESALQ / USP “Dino”, “Tutu” e “Carlinhos” e do Centro de Tecnologia Copersucar “Totó” e “Tuca” pela amizade sincera, empenho nos trabalhos de campo como preparo do material necessário e coleta de insetos;

Ao pessoal da Divisão de Biblioteca e Documentação (ESALQ / USP) pela agradável e educada relação e em especial às bibliotecárias Eliana Maria Garcia, Kátia Maria Andrade Ferraz e Silvia Maria Zinsly pela simpatia e revisão das normas de editoração e à bibliotecária do Centro de Tecnologia Copersucar, Iraneuda Maria Cardinalli, pela ajuda, atenção e amizade;

A todos que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho, meus sinceros agradecimentos.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE FIGURAS.....	ix
LISTA DE TABELAS.....	x
RESUMO.....	xii
SUMMARY.....	xiii
1 INTRODUÇÃO.....	1
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	3
2.1 Posição taxonômica.....	3
2.2 Descrição e biologia.....	4
2.2.1 Fase de ovo.....	4
2.2.1.1 Local de oviposição.....	5
2.2.1.2 Período embrionário.....	5
2.2.1.3 Viabilidade.....	6
2.2.1.4 Diapausa.....	7
2.2.2 Fase de ninfa.....	9
2.2.2.1 Período de desenvolvimento.....	10
2.2.2.2 Viabilidade ninfal.....	10
2.2.3 Fase adulta.....	11
2.2.3.1 Fecundidade.....	11
2.2.3.2 Longevidade.....	12
2.2.3.3 Período ovo - adulto.....	12
2.3 Técnicas de criação.....	13
2.3.1 Fase de ovo.....	13
2.3.1.1 Obtenção de ovos.....	13

2.3.1.2	Período de Incubação.....	16
2.3.2	Fase de ninfa.....	16
2.3.3	Fase adulta.....	21
2.3.3.1	Manutenção em meio natural.....	21
2.3.3.2	Manutenção em meio artificial.....	21
2.4	Controle de qualidade de populações de laboratório.....	22
2.5	Tabela de vida de fertilidade.....	22
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	25
3.1	Produção de mudas.....	25
3.2	Coleta de insetos e estabelecimento da população inicial.....	26
3.3	Técnica de criação em laboratório.....	26
3.3.1	Manutenção da fase adulta e obtenção de ovos.....	26
3.3.2	Manutenção da fase de ninfa.....	27
3.4	Parâmetros biológicos avaliados.....	31
3.5	Tabela de vida de fertilidade.....	32
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	36
4.1	Biologia de <i>Mahanarva fimbriolata</i> (Stål, 1854) em laboratório.....	36
4.1.1	Duração e viabilidade da fase de ovo.....	36
4.1.2	Duração e viabilidade da fase de ninfa.....	37
4.1.3	Razão sexual.....	38
4.1.4	Longevidade de adultos.....	39
4.1.5	Período de pré-oviposição e oviposição.....	42
4.1.6	Fecundidade e ritmo de postura.....	43
4.1.7	Tabela de vida de fertilidade.....	45
5	CONCLUSÕES.....	50
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	51

LISTA DE FIGURAS

	Página
1 Sistema de criação de <i>Mahanarva fimbriolata</i> . (A) gaiola cilíndrica de plástico para manutenção de adultos; (B) detalhe da gaiola presa à placa por elástico; (C) conjunto de peneiras utilizado para separar os ovos do algodão; (D) estilete utilizado para retirada dos ovos remanescentes no algodão; (E) vista superior da caixa utilizada para criação de ninfas; (F) vista interna da caixa com os suportes suspensos; (G) detalhe da disposição da plantas na caixa; (H) iluminação sobre as plantas; (I) ninfas sobre as raízes secundárias de cana-de-açúcar.....	29
2 Sobrevivência de machos e de fêmeas da cigarrinha-da-raiz, <i>M. fimbriolata</i> por três gerações sucessivas. Valores observados e estimados pela equação de Weibull por geração. Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$; UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.....	41
3 Ritmo diário de postura, da cigarrinha-da-raiz, <i>M. fimbriolata</i> , por três gerações sucessivas (G). Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$; UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.....	44
4 Relação entre fertilidade específica (mx) e taxa de sobrevivência (lx) de <i>M. fimbriolata</i> por três gerações sucessivas (G). A seta indica a taxa máxima de aumento. Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.....	47

LISTA DE TABELAS

	Página
1 Duração e viabilidade médias \pm erro padrão (E.P.) e intervalo de variação (I.V.) da fase de ovo da cigarrinha-da-raiz, <i>M. fimbriolata</i> , em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.....	37
2 Duração e viabilidade médias \pm erro padrão (E.P.) e intervalo de variação (I.V.) da fase de ninfa da cigarrinha-da-raiz, <i>M. fimbriolata</i> , em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.....	38
3 Razão sexual da cigarrinha-da-raiz, <i>M. fimbriolata</i> , em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e Fotofase: 14 horas.....	39
4 Longevidade média \pm erro padrão (E.P.) e intervalo de variação (I.V.) de machos e de fêmeas da cigarrinha-da-raiz, <i>M. fimbriolata</i> , em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.....	40
5 Períodos médios \pm erro padrão (E.P.) de pré-oviposição e de oviposição e intervalos de variação (I.V.) de fêmeas da cigarrinha-da-raiz, <i>M. fimbriolata</i> , em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.....	42
6 Fecundidade média \pm erro padrão (E.P.) e intervalo de variação (I.V.) de cigarrinha-da-raiz, <i>M. fimbriolata</i> , em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.....	43

- 7 Estimativas dos parâmetros associados às tabelas de vida de fertilidade \pm erro padrão (E.P.) e valores p correspondentes aos testes t, para comparação entre pares de tratamentos, utilizando variâncias estimadas pelo método “jackknife”.
Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas..... 46

TÉCNICA DE CRIAÇÃO E TABELA DE VIDA DE *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (HEMIPTERA: CERCOPIDAE)

Autor: JOSÉ FRANCISCO GARCIA

Orientador: Prof. Dr. PAULO SÉRGIO MACHADO BOTELHO

RESUMO

Estudou-se a biologia de *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (Hemiptera: Cercopidae) por três gerações, com o objetivo de desenvolver uma técnica para criar o inseto em laboratório (temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR.: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas), de forma contínua, utilizando tabela de vida de fertilidade para avaliar a qualidade da criação. Os ovos foram colocados em placas de Petri sobre papel filtro umedecido. As ninfas se alimentaram em raízes secundárias de cana-de-açúcar. Os adultos foram mantidos em gaiolas plásticas sobre folhas de cana-de-açúcar. Como substrato para ovipositar foram utilizados discos de algodão hidrófilo, envoltos à base da planta, umedecidos com água destilada. Por geração, a duração da fase de desenvolvimento embrionário foi de 20,6; 21,0 e 20,8 dias; da fase de ninfa foi de 36,8; 37,0 e 37,4 dias; a longevidade de machos foi de 18,6; 16,1 e 16,9 dias e a de fêmeas foi de 23,5; 22,5 e 18,8 dias, respectivamente. A duração do ciclo de vida foi de 60,4; 64,9 e 59,3 dias e a fecundidade de 379,7; 338,3 e 308,8 ovos, para a primeira, segunda e terceira geração, respectivamente. A taxa líquida de reprodução (R_0) foi de 135,0; 129,6 e 129,4 fêmeas geradas por fêmea por geração e a taxa finita de crescimento (λ) de 1,085; 1,078 e 1,086, respectivamente. Pode-se concluir que a metodologia utilizada é adequada para criar *M. fimbriolata* em laboratório e que a tabela de vida se presta para avaliar a qualidade da criação.

REARING TECHNIQUE AND LIFE TABLE OF *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (HEMIPTERA: CERCOPIDAE)

Author: JOSÉ FRANCISCO GARCIA

Adviser: Prof. Dr. PAULO SÉRGIO MACHADO BOTELHO

SUMMARY

This research studied the *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (Hemiptera: Cercopidae) biology for three generations, in order to develop a continuous laboratory rearing technique. The fertility life table was used to evaluate the rearing quality and fitness. The experiment was set in laboratory conditions ($25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, $70 \pm 10\%$ RH and 14 hour-photoperiod). For the three generations the results, expressed in mean per generation, were as follows: 20.6, 21.0 and 20.8 days (egg period); 36.8; 37.0 and 37.4 days (nymphal period); 18.6; 16.1 and 16.9 days (male longevity); 23.5; 22.5 and 18.8 days (female longevity). The values for life cycle were 60.4; 64.9 and 59.3 days and for fecundity were 379.7; 338.3 and 308.8 eggs/female, respectively. The net reproductive rates (R_0) were 135.0, 129.6 and 129.4 and the finite rates of increase (λ) were 1.085; 1.078 and 1.086, respectively.

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é o maior produtor mundial de cana-de-açúcar, tendo colhido uma área de cerca de 4,8 milhões de hectares em 1999 (FAO, 1999). São Paulo é o estado líder em produção, com aproximadamente 2,5 milhões de hectares plantados em 2001 (FNP, 2002).

Por força de lei, até 2020, toda a área cultivada terá de ser colhida sem queima no estado de São Paulo - o fogo é usado para eliminar a palhada, reduzir o volume no transporte e facilitar o corte manual. A redução das queimadas, que deve ser de 20% ao ano, vem sendo feita de forma gradual. Em decorrência do aumento de área de cana colhida mecanicamente e da crescente proibição de sua queima para o corte, vêm-se observando mudanças no manejo dessa cultura e, como consequência, em muitas regiões, o aumento na população de cigarrinha-da-raiz, *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854).

M. fimbriolata vinha sendo contida, particularmente pelo controle cultural, realizado com a despalha da cana a fogo antes da colheita, que contribui para destruir suas formas biológicas, especialmente ovos em diapausa (Balbo Jr. & Mossim, 1999; Dinardo-Miranda, 1999a). Atualmente vem aumentando sua importância, especialmente em locais de temperatura elevada, visto que este fator, aliado às condições de alta umidade, proporcionadas pela abundante cobertura vegetal deixada no solo pela colheita da cana crua, são favoráveis ao inseto (Dinardo-Miranda et al., 2001).

A distribuição geográfica dessa praga abrangia os estados de Alagoas, Amazonas, Bahia, Espírito Santo, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Paraíba, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Santa Catarina e Sergipe, sendo mais séria sua ocorrência em São Paulo (Guagliumi, 1972-73; Mendes et al., 1977).

Seu principal dano é a “queima da cana-de-açúcar”, conseqüência da alimentação do adulto. Na cana em crescimento as toxinas, injetadas ao se alimentar, causam redução no tamanho e grossura dos entrenós, que ficam curtos e fibrosos (Guagliumi, 1972-73).

Nas folhas, produzem pequenas manchas amarelas que, com o passar do tempo, tornam-se avermelhadas e, finalmente, opacas, reduzindo sensivelmente a capacidade de fotossíntese da planta e, por conseqüência, o conteúdo de sacarose no colmo. A perfuração dos tecidos pelo estilete infectado provoca contaminação no líquido nutritivo por microrganismos, causa deterioração dos tecidos de crescimento do colmo e, gradualmente, dos entrenós inferiores até as raízes e pode causar a morte do colmo (El-Kadi, 1977).

As ninfas ocasionam a “desordem fisiológica” em decorrência das picadas que atingem os vasos lenhosos da raiz e os deterioram, dificultando ou impedindo o fluxo de água e de nutrientes. A morte de raízes ocasiona desequilíbrios na fisiologia da planta, caracterizado pela desidratação do floema e do xilema que podem tornar o colmo oco, afinado com o posterior aparecimento de rugas na superfície externa. Sua presença natural está correlacionada positivamente com o excedente hídrico e temperatura do solo, ocorrendo de novembro a abril para as condições de São Paulo (Gallo et al., 2002).

Diversas medidas podem ser recomendadas para o controle integrado da cigarrinha-da-raiz (Mendonça Filho et al., 1995), como controle microbiano com fungos entomopatogênicos (Alves, 1998; Mendonça Filho et al., 2001; Almeida et al., 2001; Batista Filho et al., 2001), controle cultural com fogo (Balbo Jr. & Mossim, 1999; Dinardo-Miranda, 1999b) ou controle químico (Botelho et al., 2000).

Apesar da importância econômica da cigarrinha-da-raiz, são raros os estudos sobre a sua biologia e o seu comportamento. Para realizar esses trabalhos, é necessário o conhecimento de uma técnica de criação, que permita manter e multiplicar em laboratório, colônias comparáveis aos da natureza.

O objetivo deste trabalho foi desenvolver uma técnica para criar ininterruptamente *M. fimbriolata* em laboratório, estudar sua biologia e por meio da tabela de vida de fertilidade, avaliar a qualidade dos insetos criados.

2 REVISÃO DE LITERATURA

As cigarrinhas (Hemiptera: Cercopidae), são insetos sugadores e constituem-se em importantes pragas de diversas culturas, dentre elas a cana-de-açúcar. Embora haja relatos da presença de cigarrinhas em várias partes do mundo, Fewkes (1969) afirmou que elas somente são pragas comuns da cana-de-açúcar no Novo Mundo, ocorrendo nas Américas do Norte, Central e do Sul, além de estarem presentes nas ilhas de Trinidad & Tobago, Granada, Jamaica e Cuba. Relata ainda, que essas espécies, nativas do continente americano, viviam sobre gramíneas, e a partir da introdução da cana-de-açúcar nos séculos XVI e XVII, muitas dessas espécies adaptaram-se à cultura.

Guagliumi (1968) relata que as primeiras referências sobre cercopídeos prejudiciais à cana-de-açúcar no Brasil datam de 1918. Dentre esses, o gênero *Mahanarva* se destaca pela ampla distribuição e pela importância de seus danos.

2.1 Posição Taxonômica

A cigarrinha-da-raiz, atualmente denominada *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854), foi originalmente descrita por Stål (1854) no gênero *Monecphora* Amyot & Serville, 1843. Lallemand (1912) preferiu incluí-la em *Tomaspis* Amyot & Serville, 1843, ficando por muito tempo com o nome de *Tomaspis fimbriolata*, aceito também por Metcalf (1961). Fennah (1968) revisou os cercopídeos neotropicais e, levando em conta alguns caracteres da genitália do macho, redefiniu os gêneros e criou outros. Com isso, várias espécies incluídas em *Tomaspis* foram transferidas para outros gêneros e *T. fimbriolata*, por sua vez, para o gênero *Mahanarva* Distant, 1909. A sua posição taxonômica, atual, é: subfamília Tomaspidinae, tribo Tomaspidini, espécie *M. fimbriolata* (Stål, 1854). Anteriormente foi classificada como *Monecphora fimbriolata*

(Stål, 1854), *T. fimbriolata* (Lallemand, 1912 e Metcalf, 1961) e *M. fimbriolata* (Fennah, 1968). Antes do trabalho de Fennah (1968), vários autores (Moreira, 1921; Guagliumi, 1970 e 1972-73, dentre outros) referiram-se à cigarrinha-da-raiz como *Tomaspis parana*, *Tomaspis liturata*, *Sphenorhinia liturata ruforivulata* ou *Cercopis rubescens*, porém estes nomes foram resultantes de identificações errôneas, ou interpretações equivocadas das espécies, não consistindo, portanto, sinônimos propriamente ditos, conforme Sakakibara¹.

2.2 Descrição e biologia

Em virtude da escassez de trabalhos sobre a biologia de *M. fimbriolata* esta revisão abrangerá outras espécies de Cercopidae que se alimentam da cana-de-açúcar e outras gramíneas.

2.2.1 Fase de ovo

De uma forma geral, independente da espécie, os ovos de cercopídeos apresentam formato ovóide, alongado, de coloração amarelada logo após a oviposição, tornando-se mais escuros à medida que os embriões se desenvolvem. A parte anterior é mais afilada em relação à parte posterior. Medem em torno de 1mm de comprimento e 0,3mm de largura. Após quatro a cinco dias inicia-se a formação do escutelo, responsável pelo rompimento do córion, possibilitando assim a eclosão da ninfa. Antes de completar 15 dias aparecem, na parte anterior, manchas ocelares avermelhadas em cada lado do ovo, e duas áreas avermelhadas na parte posterior, na região abdominal do embrião. Estas áreas correspondem às glândulas de “Batelli”, que produzem uma substância mucilaginosa importante na formação da espuma, presente a partir do primeiro instar ninfal (Beck, 1963; Byers, 1965 e Pass & Reed, 1965).

¹ SAKAKIBARA, A.M. (Universidade Federal do Paraná). Comunicação pessoal, 2002.

Os ovos de *M. fimbriolata* são fusiformes, amarelados, medindo aproximadamente 1mm de comprimento e 0,25mm de diâmetro. O opérculo está situado na extremidade anterior mais afilada, ocupando um terço do comprimento, embutido sob o córion, que possui uma borda saliente em torno do mesmo (Moreira, 1925).

Ao estudar a cigarrinha-da-folha *Mahanarva posticata*, Marques (1976) descreveu que seus ovos são fusiformes, apresentam coloração amarelada logo após a oviposição tornando-se mais claros à medida que ocorre o desenvolvimento embrionário.

Pinto (1995) comenta que os ovos de *Mahanarva rubicunda indentata* medem, em média, 1,3mm de comprimento e 0,5mm de largura máxima. Possuem coloração amarelo-palha quando recém colocados e, à medida que se desenvolvem, essa coloração vai se tornando amarela mais intensa, passando à alaranjada, cada vez mais escura, à medida que se aproxima o dia da eclosão. Por essa ocasião, o opérculo também se torna mais escuro, adquirindo a cor preta.

2.2.1.1 Local de oviposição

Os Cercopidae, de um modo geral, utilizam partes dos tecidos da planta, como bainhas e folhas, a camada superficial do solo próximo á base das touceiras e restos orgânicos provenientes da cultura para ovipositar (Guagliumi, 1972-73). As fêmeas de *M. fimbriolata*, ovipositam nas bainhas próximas à base das touceiras, nos resíduos vegetais e na superfície do solo do canavial (Guagliumi, 1972-73). Já a espécie *M. rubicunda indentata* coloca os ovos na face superior das folhas verdes, inseridos obliquamente e em fileiras, no tecido duro da raque ou nervura central, das quais sobressaem seus ápices frontais (Guagliumi, 1972-73).

2.2.1.2 Período embrionário

Fewkes (1964a e 1969) ao estudar a espécie *Aeneolamia varia saccharina*, cigarrinha de cana em Trinidad, encontrou a duração de 14 a 50 dias para a fase de ovo,

em condições favoráveis. Por outro lado, Domingues & Santos (1975) observaram para *Zulia entreriana* 19,6 dias.

Deois incompleta apresentou um período médio de incubação de 12,9 dias em laboratório (sem controle de temperatura e umidade), variando entre 12 a 52 dias (Magalhães et al., 1987). Já o desenvolvimento embrionário de *Deois flavopicta* variou de 12 a 24 dias em condições de umidade de contato e 28 °C, ocorrendo um pico de eclosão entre 13 a 15 dias (Cosenza, 1981).

Marques (1976) em trabalho com *M. posticata* observou que o período de incubação para esta espécie foi de 17,4 dias variando de 14 a 39 dias e Hernandez & Flores (1956) encontraram para *Aeneolamia postica*, período de 10 a 18 dias.

Moreira (1925) verificou que o desenvolvimento embrionário, em condições não relatadas, de *M. fimbriolata* foi de 15 dias. Ribemboim & Cisneiros (1967) verificaram para *M. posticata*, um período de incubação entre 11 a 79 dias. Guagliumi (1972-73) estudando a mesma espécie, encontrou um período de 15 a 82 dias.

Beck (1963) e Byers (1965) concluíram que, para as condições de 26,6°C e 70% de umidade relativa, o período de incubação de *Prosapia bicincta* foi de 17 dias, enquanto Pass & Reed (1965) e Fagan & Kuitert (1969) constataram, nas temperaturas de 22,2 e 24,4°C, a duração de 12 e 19 dias, respectivamente.

Para a espécie *M. rubicunda indentata*, Barbosa et al. (1980) observaram um período embrionário entre 16 a 50 dias. Barbosa (1986), estudando a cigarrinha-da-folha *M. posticata*, encontrou o período de incubação entre 13 a 21 dias.

Rodríguez et al. (2002) observaram a duração média de 17,4 dias para o desenvolvimento embrionário de *Zulia carbonaria*, de 14,3 dias para *Zulia pubescens* e de 14,6 dias para *Zulia* sp.

2.2.1.3 Viabilidade

A viabilidade de ovos de Cercopidae é muito variável. Assim, para *A. varia saccharina* foi observado uma viabilidade de 96,7% (Hagley, 1967). Para a espécie *D. flavopicta*, Pacheco (1981) observou uma viabilidade média de 49,8%, enquanto que

Domingues & Santos (1975) verificaram que para *Z. entreriana* a viabilidade variou entre 60 a 90%, a 28,5°C e Ramos (1976) verificou ser de 82,5% a 24,5°C e 76,4% de umidade relativa.

Marques (1976), trabalhando com *M. posticata*, obteve a viabilidade média de 95,8% e Barbosa (1986) encontrou o valor de 51,6%; já ovos da espécie *M. rubicunda indentata* apresentaram uma viabilidade de 90% (Barbosa et al., 1980).

2.2.1.4 Diapausa

A diapausa pode ser um sistema de dormência mais evoluído, com o qual os insetos superam as condições ambientais extremas, longas e cíclicas. Esta dormência, por sua vez, é induzida bem antes das adversidades climáticas e mantida por algum tempo, independente das condições do ambiente (Mansingh, 1971). O caráter de antecipação, a definição de um estágio de ocorrência, a periodicidade e a duração da diapausa, permitem distinguí-la de um outro tipo de dormência, ou seja, a quiescência, definida como uma resposta do inseto a fatores ambientais de caráter temporário, aos quais os indivíduos não se antecipam com modificações fisiológicas e que normalmente são de curta duração, podendo ocorrer em qualquer fase de sua vida, envolvendo a paralisação de crescimento ou de reprodução (Mansingh, 1971). Em regiões temperadas, está relacionada à sobrevivência durante o inverno, quando o crescimento normal não é possível; nos trópicos, ela facilita a sobrevivência durante a estação seca, que se caracteriza pela escassez de umidade e alimento (Parra, 1979).

Urich & Pickles (1931) verificaram a existência de uma real diferença fisiológica entre os ovos de *A. varia saccharina* colocados pela primeira geração no campo e aqueles colocados pelas gerações posteriores. Os ovos da primeira geração de cigarrinhas apresentaram período de incubação muito menor do que os apresentados por aqueles colocados pela segunda e terceira gerações. Sessenta e três por cento originaram ninfas em 20 dias e os restantes em dias sucessivos durante um período de até 53 dias. Apenas 40% dos ovos colocados pela segunda e terceira gerações originaram ninfas em

20 dias e os restantes originaram ninfas em dias sucessivos por um período de 160 e 290 dias, respectivamente.

Estudando o efeito da exposição de ovos de *A. varia saccharina* à seca, Fewkes (1963) observou que quando em diapausa, aqueles mantidos em condições secas durante dez e vinte dias apresentaram menor período de incubação em comparação aos em diapausa, mantidos continuamente úmidos. Ou seja, a exposição à seca tende a diminuir a duração da diapausa. Por outro lado, ovos normais expostos a condições secas, apresentaram período de desenvolvimento mais demorado. A viabilidade de ambos os tipos de ovos não foi afetada pelas exposições mencionadas. Deste modo, tanto ovos em diapausa como normais de *A. varia saccharina* parecem ser razoavelmente resistentes a condições secas. Porém, Fewkes (1964b) afirmou existir uma correlação entre percentagem de ovos em diapausa colocados por *A. varia saccharina* e o comprimento do dia ocorrido 32 dias antes da oviposição, ou seja, durante o primeiro e o segundo estádios ninfais. Assim, a proporção de ovos em diapausa colocados não parece estar diretamente relacionada com o comprimento do dia presente no momento da oviposição. O autor concluiu que a ocorrência de dias longos durante os primeiros estádios ninfais, determina, nas futuras fêmeas, a postura de grande número de ovos normais e vice-versa.

Byers (1965) mostrou que condições ambientais, como temperatura e umidade, afetam a diapausa de ovos e a eclosão de ninfas de cigarrinha. Assim, diversas amostras de ovos foram mantidas em situações diferentes de umidade e temperatura. As amostras mantidas em umidade de contato e temperatura de 26,6°C, foram as que apresentaram menor período de incubação de ovos normais e em diapausa. Nessas condições também houve menor número de ovos em diapausa. Esses resultados não foram alterados quando se utilizaram diferentes condições de fotoperíodo. Além disso, quanto maior foi o período seco em que os ovos foram mantidos, maior foi o número de ovos que entraram em diapausa.

Fagan² citado por Storópoli Neto (1985), constatou que fêmeas de *P. bicincta*, coletadas durante todo o verão, colocaram ovos de onde eclodiram ninfas entre 16 e 21 dias após. As fêmeas coletadas no outono, colocaram ovos que, sob as mesmas condições, só deram origem a ninfas após 30 dias e por isso foram considerados ovos em diapausa. O autor concluiu que os ovos colocados pelas fêmeas de outono entram em diapausa, mesmo quando mantidos em condições favoráveis de incubação. Não foi desvendado o mecanismo fisiológico que induziu estas fêmeas a produzirem ovos em diapausa. Em outro experimento, o autor manteve ovos em diapausa por um período seco de 135 dias e verificou que após o reumedecimento, houve eclosão em 75% deles em até 19 dias. Assim, o autor concluiu que a diapausa somente foi interrompida por meio de longa exposição a condição seca. Também ovos normais, de um a dois dias de idade, expostos à seca, tiveram a eclosão de ninfas retardada.

2.2.2 Fase de ninfa

De acordo com Caminha Filho (1944), Coronado (1964) e Domingues & Santos (1975) as ninfas recém eclodidas de Cercopidae são de cor alaranjada, tornando-se creme com o desenvolvimento, mantendo apenas algumas manchas da coloração inicial. São bastante semelhantes ao adulto, diferindo apenas pelo tamanho, ausência de asas e de órgãos de reprodução maduros. Embora muito frágeis, são inicialmente bastante ativas, movimentando-se em busca de alimento. Algumas ninfas se fixam, imediatamente, nos coletores e radículas das gramíneas e começam a sugar seiva e a fabricar espuma na qual, em pouco tempo, ficam submersas. Outras ficam percorrendo a superfície do solo, entre as touceiras, durante algumas horas, até se fixarem e outras não se fixam, vindo a morrer.

As ninfas da família Cercopidae caracterizam-se por produzir uma espuma típica, que as envolve e protege contra a dissecação. A espuma é formada de líquidos

² FAGAN, E.B. Bionomics and control of the two-lined spittlebug, *Prosapia bicincta*, on Florida pastures and notes on *Prosapia plagiata* in Costa Rica (Homoptera: Cercopidae). Gainesville, 1969. 116p. Thesis (Ph.D.) - University of Florida.

eliminados pelo ânus, em quantidade que depende do volume de seiva sugada, e de uma substância mucilaginosa secretada pelas glândulas epidérmicas do sétimo e oitavo segmentos abdominais, denominadas glândulas de “Batelli”. Essa substância glandular confere uma consistência viscosa ao líquido, que adquire aspecto espumoso, através de movimentos da extremidade do abdome e da emissão de bolhas de ar oriundas de uma câmara abdominal ventral, conforme Guilbeau³ citado por Costa Lima (1942).

A ninfa prestes a se transformar em inseto adulto, cessa a formação de espuma e o líquido, que ainda nela permanece, em pouco tempo se evapora. A espuma fica seca formando, no seu interior, uma cavidade na qual o inseto imaturo se aloja para realizar a última ecdise (Vignon, 1930).

2.2.2.1 Período de desenvolvimento

Rodríguez et al. (2002) observaram que a espécie *Z. carbonaria* completou o período ninfal, em média, em 42,4 dias, *Z. pubescens* em 38,2 dias e *Zulia* sp. levou 42,7 dias. Para *Tomaspis flavilatera*, James (1946) encontrou um período médio de 33 dias, enquanto que Ribemboim & Cisneiros (1967) observaram que *M. indicata* apresentou um período de desenvolvimento ninfal de 58,2 dias.

Beck (1963) constatou que o período médio ninfal de *P. bicincta* foi de 60 dias.

2.2.2.2 Viabilidade ninfal

Magalhães et al. (1987) verificaram uma viabilidade de 20,5% para *D. incompleta* em *Brachiaria*, sendo este baixo percentual atribuído, principalmente, ao alto índice de mortalidade no primeiro instar, que foi de 73,2%. Pacheco & Silva (1982) ao estudar a espécie *D. flavopicta*, obtiveram 27,9% de viabilidade para essa fase.

³ GUILBEAU, B.H. The origin and formation of the froth in spittle-masses. **The American Naturalist**, v.42, n. 504, p.783-798, 1908.

2.2.3 Fase adulta

Os adultos de *M. fimbriolata* apresentam fenótipos distintos, resultante da policromia alar, principalmente nos machos, de coloração vermelha vivo a amarela palha, com as asas anteriores opacas a transparentes, com manchas longitudinais, que se reduzem em largura e comprimento, até a ausência total. As fêmeas são de coloração marrom escuro com manchas longitudinais definidas, geralmente não apresentam modificações substanciais em suas asas (Mendonça Filho, 1996).

Mendonça Filho (1996) observa que os adultos apresentam as pernas posteriores adaptadas para o salto, utilizando-as para pular ao serem incomodados, usando o vôo mais para dispersão. Fewkes (1969), estudando as migrações de *Aeneolamia* sp., constatou que a espécie apresenta vôos em torno de 12 a 24m, não existindo, até o momento, estudos semelhantes para *M. fimbriolata*.

2.2.3.1 Fecundidade

Kershaw⁴ citado por Fewkes (1964a), observou que fêmeas de *A. varia saccharina* colocam, no máximo, 120 ovos, embora Fewkes (1964a) tenha observado até 294 ovos por fêmea. Estudando a capacidade de postura de *Aeneolamia selecta*, cigarrinha de pastagem no nordeste do Brasil, Guagliumi et al. (1969) observaram um máximo de 282 ovos por fêmea. Para *M. posticata*, Marques (1976) constatou uma capacidade média de postura de 101,7 ovos por fêmea e Domingues & Santos (1975) verificaram para *Z. entreriana* um valor médio muito inferior, 13,3 ovos por fêmea. Por outro lado, Barbosa et al. (1980) observaram, em média, 146,3 ovos por fêmea de *M. fimbriolata*.

⁴ KERSHAW, J.C. Frog hopper notes. **Bulletin of the department of agriculture, Trinidad and Tobago.** v.12, p.3-62, 1913.

2.2.3.2 Longevidade

A longevidade de *A. postica* foi de seis dias para fêmeas e de três dias para machos (Hernandez & Flores, 1956). Beck (1963) encontrou longevidade de 30 dias para *P. bicincta* em casa de vegetação, ao passo que Pass & Reed (1965) encontraram uma duração de 42 dias, à temperatura de 22 a 35°C, acrescentando que, a 5°C, os adultos, vivem menos do que duas semanas. Por outro lado, Byers (1965), verificou uma longevidade média de 23,7 dias para fêmeas e de 22,7 dias para machos, à temperatura de 26,6°C e 70% de umidade relativa, enquanto que Fagan & Kuitert (1969) encontraram uma duração de 21 dias de vida, sem referirem-se ao sexo.

No Brasil, Ribemboim & Cisneiros (1967) observaram uma longevidade de 11 a 28 dias para *M. indicata*, em condições de campo e nove dias em laboratório, sem especificar o sexo. Já Guagliumi (1972-73), constatou longevidade de sete dias para machos e de 21 dias para fêmeas de *M. posticata*.

Domingues & Santos (1975) referem-se à *Z. entreriana* com uma duração de vida aproximada de 23 dias para fêmeas, nove dias para machos, sendo que estes, quando não copulam, vivem entre sete e 16 dias.

A longevidade média de adultos de *Z. carbonaria* foi de 19,6 dias, sendo de 18,4 dias para machos e de 20,4 dias para fêmeas. Para *Z. pubescens* foi de 18,4 dias, sendo que, em média, os machos viveram 17,5 dias e as fêmeas 19,4 dias. Enquanto que *Zulia* sp., em média, viveu 14,1 dias, machos 12,9 dias e fêmeas 14,9 dias (Rodríguez et al., 2002).

2.2.3.3 Período ovo - adulto

Rodríguez et al. (2002) observaram que o ciclo de vida de *Z. carbonaria* é de 69,6 dias, o de *Z. pubescens* se completa em 61,5 dias e o de *Zulia* sp. em 64,4 dias. Sotelo et al. (1988) constataram o ciclo de vida com, aproximadamente, 72 dias para *Z. colombiana*, enquanto que Magalhães et al. (1987) em trabalho com *D. incompleta*, verificaram a duração média de 71 dias.

Marques (1976) encontrou um período médio de 79,1 dias para o ciclo de *M. posticata* em condições de laboratório, na temperatura de 27,4°C e umidade relativa de 72,6%. Segundo Pass & Reed (1965) a espécie *P. bicincta* completou o ciclo de vida em 46 dias, tendo Fagan & Kuitert (1969) encontrado 76 dias de duração.

James (1946) verificou que o ciclo de vida de *T. flavilatera* foi, em média, de 57 dias em laboratório, sendo que o resultado obtido em condições de campo foi próximo a 56 dias.

2.3 Técnicas de criação

Devido à importância dos cercopídeos como pragas em diversas culturas, pesquisas têm sido realizadas procurando abordar aspectos relacionados à biologia e ao controle. No passado, a busca por novos conhecimentos sobre a família Cercopidae não teve grandes progressos em razão da ausência de técnicas confiáveis de criação artificial. Ainda hoje são escassas as informações sobre o assunto. As primeiras tentativas de se criarem esses insetos em laboratório iniciaram-se na década de 1960, sendo que os maiores problemas foram constatados na fase de ninfa (Beck, 1963). A primeira criação bem sucedida foi descrita por Fewkes & Demidecki-Demidowicz (1971) para *A. varia saccharina* e *Aeneolamia postica jugata*. Daí em diante, outras técnicas foram desenvolvidas, com variações de acordo com os objetivos propostos e espécies envolvidas, como os trabalhos de Lapointe et al. (1989a e 1989b), Magalhães et al. (1987), Sotelo et al. (1988), Williams & Cook (1975), entre outros.

2.3.1 Fase de Ovo

2.3.1.1 Obtenção de ovos

Uma técnica eficiente para obtenção de ovos de cercopídeos é de fundamental importância para o sucesso de uma criação. Para tanto, geralmente, são coletados insetos

adultos no campo e acondicionados em gaiolas para oviposição. Diversas metodologias já foram testadas usando-se diferentes substratos para se obterem ovos.

Fewkes (1964a) conseguiu posturas de *A. varia saccharina* colocando dentro das gaiolas, como substrato de oviposição, um frasco com água contendo dois pedaços de folha de cana-de-açúcar e uma tira de papel filtro umedecido.

Em trabalho com *A. varia saccharina* e *A. postica jugata*, Fewkes & Demidecki-Demidowicz (1971) mantiveram os adultos sobre plantas de milho doce ou de cana-de-açúcar e para ovipositar envolveram totalmente a base das plantas com círculos de papel filtro umedecidos.

Para obtenção de ovos de *P. bicincta*, Williams & Cook (1975) utilizaram gaiola constituída de um círculo de papelão com 10cm de altura coberto na extremidade superior por um plástico que possibilitava manter a umidade elevada em seu interior. Para evitar o acúmulo de excreção de cigarrinhas dentro das gaiolas, o fundo foi revestido com uma malha de náilon. Como alimento para os adultos foram utilizados pedaços de folhas de diferentes gramíneas, incluindo milho, sorgo e cana-de-açúcar. Uma das extremidades do pedaço de folha foi envolta com algodão (Cellucotton®) e encaixado dentro de um tubo de ensaio contendo solução de xarope de milho à 5%. Parte do algodão ficava projetada para fora do tubo e impedia a saída da solução, da qual os insetos se alimentavam. Assim, um corte de 40cm² de área fornecia alimento suficiente para 6 a 8 insetos. O sítio de oviposição foi constituído de palitos, envoltos em algodão (Cellucotton®), umedecidos e entrelaçados horizontalmente. Uma gaiola desse tipo, contendo seis sítios de oviposição e 12 tubos com solução de xarope de milho, podia abrigar 100 adultos. Dessa forma, com uma gaiola, os autores obtiveram 5600 ovos no período de 12 dias.

Magalhães et al. (1987) utilizaram para cada dez casais de *D. incompleta*, uma gaiola de plástico laminado, transparente, de 32cm de altura por 14cm de diâmetro, com tampa telada. A gaiola foi disposta sobre um prato de alumínio, forrado com papel filtro umedecido, no centro do qual foi colocado um Erlenmeyer contendo água e folhas de *Brachiaria decumbens*. Para obter ovos, o capim foi parcialmente envolvido com papel

filtro, permitindo o contato permanente com a água do Erlenmeyer, mantendo a umidade constante e facilitando a oviposição.

Para *Z. colombiana* e *Aeneolamia reducta*, Sotelo et al. (1988) e Lapointe et al. (1989a e 1989b) utilizaram gaiolas de madeira, com dimensão de 40 x 40 x 80cm, revestidas lateralmente com tela. A manipulação dos insetos foi feita através de uma porta de madeira apresentando um orifício central de 15cm de diâmetro, uma comporta lateral e um piso removível de madeira. Para alimentar os insetos, utilizaram plantas de *Brachiaria* spp. semeadas em vasos de 18cm. Para evitar a fuga de insetos e para não danificar as plantas, as folhas e as hastes de capim foram introduzidos pela abertura lateral. O piso da gaiola foi coberto com uma bandeja contendo dois pedaços de tela e sobre estas o substrato de oviposição, constituído de uma camada de 0,5 a 1,0cm de solo ácido (pH 4,5), textura argilosa, com umidade aproximada de 50%. Foram realizados cortes reticulados no solo para criar sítios de oviposição. A extração de ovos foi feita semanalmente pela lavagem e peneiramento do solo, sendo separados por flotação em solução salina (30%) e desinfestados com hipoclorito de sódio (2%), por cinco minutos.

Vilas Boas & Andrade (1990) obtiveram ovos de *M. posticata* coletando adultos no campo e colocando-os em gaiolas de 50 x 30 x 20cm com ponteiros jovens de cana-de-açúcar envoltos, na base, com papel filtro umedecido utilizado como substrato para oviposição.

Valério (1993) avaliou a oviposição de *Z. entrepiana* utilizando como substrato ágar-água com diferentes superfícies: lisa, escarificada e bisel (parte do ágar foi removida, através de um recorte em bisel, feito com faca serrilhada, ao longo de toda a borda da placa de Petri). O conjunto para a oviposição foi composto por uma placa de Petri (11cm Ø x 2cm de altura), com ágar; um frasco de vidro (3,5 x 3,5 x 7,5cm), com folhas de *B. decumbens*; uma gaiola de filó (12cm Ø x 40cm de altura); um anel de papelão (12cm Ø x 10cm de altura). Após o preparo do ágar (20g por litro de água), este foi vertido em placas de Petri. No centro destas, com a solução ainda líquida, foram colocados os frascos de vidro usados para a manutenção das folhas de *B. decumbens*, obtendo-se uma base de sustentação para os frascos. Estes foram removidos para se promover as alterações na superfície sólida. Após esse procedimento, os frascos foram

recolocados com água e folhas de *B. decumbens*. O conjunto placa e frasco foi coberto pela gaiola, reduzindo-se a luminosidade no sítio de oviposição com um anel de papelão envolvendo a porção basal da gaiola. Desta forma, o autor constatou maior oviposição nas superfícies escarificadas e com recorte em bisel em relação à superfície lisa.

Pacheco et al. (1995) obtiveram ovos de *Kanaima vittata* utilizando papel filtro amassado e umedecido. O frasco (Erlenmeyer de 125ml) contendo o substrato alimentar foi colocado em uma gaiola de vidro (15cm de altura x 10cm Ø). A parte superior foi fechada com tela de filó e a parte inferior, constituída de uma placa de Petri (15cm Ø), forrada com papel filtro e algodão, mantidos sempre úmidos. Em cada gaiola foram colocados dez casais trazidos do campo para o acasalamento e oviposição.

2.3.1.2 Período de incubação

A umidade é um importante fator no desenvolvimento embrionário, bem como a temperatura. Geralmente a incubação se dá sobre papel filtro úmido dentro de placas de Petri, à temperatura ambiente ou em câmaras climatizadas com controle de temperatura. Beck (1963) obteve 81,3% de viabilidade mantendo ovos de *P. bicincta* em câmara climatizada à temperatura de 26,6°C. Fewkes (1964a) constatou variação na viabilidade de ovos de *A. varia saccharina* de 61 a 99% quando incubados à temperatura de 26°C. No entanto, Fewkes (1964a) e King (1975) afirmaram que ovos provenientes do campo podem ter sua viabilidade alterada devido a fatores como parasitismo ou condições ambientais desfavoráveis.

2.3.2 Fase de ninfa

Grande parte dos trabalhos existentes na literatura foram realizados com ninfas trazidas de campo e mantidas sobre plantas hospedeiras naturais, em vasos. Parra (2001) diz que esse modo para obter insetos apresenta alguns problemas, como o prolongamento do programa de pesquisa, devido à periodicidade anual de ocorrência do inseto, bem como a sua procedência, nutrição e idade desconhecidas.

Beck (1963) afirmou que a maior dificuldade para a criação de cercopídeos em laboratório está na fase de ninfa, pois a manutenção de indivíduos de primeiro e segundo ínstaes foi extremamente complexa. Suas primeiras tentativas para criar ninfas até a fase adulta em laboratório foram no estudo de biologia de *P. bicincta* em capim *Cynodon dactylon*. Após vários testes, simulando as condições de campo, o autor constatou uma elevada mortalidade de ninfas de primeiro ínstar.

Um avanço significativo foi conseguido por Byers & Wells (1966) ao estudar a ação fitotóxica de *P. bicincta* em *C. dactylon*. Ninfas com um a quatro dias de idade foram transferidas para plantas de capim, milho ou aveia semeadas em vasos de argila (10cm Ø). As partes superiores dos vasos foram revestidas por uma armação de arame e plástico para manter a umidade e mantidos em pratos cheios de água. O revestimento plástico foi removido durante o terceiro ínstar ninfal. Frequentemente as plantas receberam adubação à base de nitrato de sódio para mantê-las em bom estado nutricional, e foram realizadas podas (10cm de altura), em intervalos frequentes. Outra forma de criar, descrita pelos mesmos autores, consistiu em colocar diretamente os ovos, em adiantado processo de desenvolvimento embrionário, sobre a base de plantas, semeadas em vasos (20cm Ø) mantidos em casa de vegetação. Os vasos foram irrigados a intervalos frequentes e revestidos com plástico, logo após as ninfas passarem para o quarto ínstar.

Fewkes & Demidecki-Demidowicz (1971) desenvolveram uma técnica de manutenção de ninfas de *A. varia saccharina* e *Aeneolamia postica jugata*. Em uma caixa de alumínio contendo areia umedecida com solução nutritiva, foram acondicionadas plantas de milho doce (Garnett Ross HS-50) plantadas em substrato sobre uma placa de polietileno (0,76mm de espessura), a qual possibilitava um desenvolvimento superficial de raízes e entre uma placa e outra. Essas raízes penetravam na areia úmida, favorecendo, assim, o desenvolvimento da planta. As ninfas recém eclodidas foram introduzidas na caixa desenvolvendo-se sobre as raízes até chegar à fase adulta. Com este método os autores criaram, com sucesso, os cercopídeos por várias gerações.

Williams & Cook (1975) utilizaram plantas de milho “Pérola” *Pennisetum typhoides* como substrato alimentar para criar ninfas de *P. bicincta*. O milho foi plantado em vasos de cerâmica com vermiculita e solução nutritiva e mantido em casa de vegetação a 27°C. As plantas foram infestadas quando tinham de 4-6 semanas de idade, colocando-se 35 ovos em estado avançado do desenvolvimento embrionário para cada vaso, com 25-30 plantas. Para evitar a diapausa do inseto, as plantas foram mantidas sob fotofase de 16 horas.

Pacheco & Silva (1982) criaram ninfas de *D. flavopicta*, provenientes de ovos em diapausa, sob condições de laboratório (temperatura: 23°C; UR.: 74%), utilizando mudas de capim marmelada, *Brachiaria plantaginea*. Os vasos de criação foram constituídos de um Becker (1 litro) com água e uma muda de capim com altura aproximada de 30cm, bem enraizada. As mudas foram previamente lavadas com água para eliminar a terra, impurezas e organismos eventualmente presentes. O nível de água no vaso ficava cinco centímetros abaixo da região do coleto da planta. Nesta região eram colocadas as ninfas recém eclodidas, transferidas com auxílio de um pincel de pêlo. Os vasos foram colocados numa gaiola retangular de tela de náilon (54cm de comprimento x 35cm de altura x 30cm de lado). Comparada com as técnicas anteriores, este método foi mais simples, aliado à facilidade para manipular e visualizar as ninfas.

Storópoli Neto & Pavan (1984) desenvolveram um método para criar *Deois* sp. durante o ano todo utilizando dois tipos de gaiola colocadas ao ar livre. A gaiola tipo I constava de uma armação de madeira em forma de paralelepípedo (80cm de altura x 45cm de largura e profundidade x arestas de 3,5 x 3,5cm) revestida lateralmente com plástico transparente. A 16,5cm da base, estavam presentes quatro arestas de madeira interceptando as faces. Acima destas, frontalmente, tinha-se uma porta de madeira envidraçada que permitia acessar o interior. Para impedir a fuga de cigarrinhas, entre as arestas e a boca do vaso, contido no interior da gaiola, existia uma tela de náilon, assim como no topo da gaiola e abaixo da porta. Dentro de cada gaiola foi colocado um vaso contendo terra e mudas de *Digitaria decumbens*. A abertura onde foi colocado o vaso consistia de um círculo de arame existente no meio de uma dobra de tela grampeada. O vaso de barro (22cm de altura x 22cm de boca x 13cm de base) tinha sua parte inferior

imersa em uma bacia plástica (10cm de altura x 32cm de largura) cheia de água para manter a umidade do ar acima de 65%. A gaiola tipo II constava de uma armação de ferro ou arame de 5mm de espessura em forma de balão, constituída de seis arestas laterais de 77,5cm de comprimento, unidas por um anel do mesmo material de 37cm de diâmetro, e de seis arestas superiores com comprimento de 18,5cm convergindo a um ponto central de união, pertencente ao eixo de simetria e correspondente ao topo. Esta armação, composta de três arcos unidos por um anel, foi fixada num vaso de barro (20cm de altura x 30cm Ø x base de 17cm), por meio de um encaixe em “L” invertido (7cm x 1,8cm), presente na extremidade inferior de cada uma das arestas laterais. O vaso continha terra e mudas de *D. decumbens*, ficando sua parte inferior imersa em uma bacia plástica (10cm de altura x 32cm Ø), cheia de água. A armação foi revestida com plástico transparente e uma parte de tela de náilon ou de filó costurada de modo a cobrir a parte superior da gaiola. No terço inferior do plástico foi costurado, em forma de C, um zíper de náilon (60cm de comprimento) para permitir o acesso ao interior da gaiola. Em ambos tipos de gaiolas foram confinados insetos adultos, constatando-se a presença de ninfas mediante a observação de espumas. Os autores obtiveram desenvolvimento satisfatório de ninfas até à fase adulta, evitando-se com este método manipular os ovos.

Para obter ninfas de *Z. entreriana*, Nilakhe (1985) desenvolveu um método em que se evitou manipular os ovos. Um prato de plástico (30cm Ø x 3cm de profundidade) foi preenchido com uma camada de solo fino e 150 sementes de *B. decumbens*. No centro do prato foi colocado um frasco de vidro (4cm Ø x 10cm de altura) contendo água e aproximadamente 30 plantas de *B. decumbens* para oviposição. O prato preparado dessa forma foi colocado dentro de uma gaiola (35 x 35 x 60cm). Aproximadamente, 80 adultos de *Z. entreriana* coletados no campo foram liberados dentro da gaiola, a qual foi mantida num local sombreado. Dois a três dias após, o prato foi retirado da gaiola e os adultos descartados ou removidos. Esse prato foi colocado em uma casa de vegetação e molhado para manter a umidade. As sementes do capim germinaram entre 4 a 6 dias e, quando as mudas tinham uma altura aproximada de 8cm iniciou a eclosão de ninfas e um rápido estabelecimento sobre as mudas. As mudas com ninfas foram retiradas do solo procedendo-se à contagem de ninfas. Uma porção cortada

do capim contendo ninfas foi colocada sobre o solo em contato com a planta teste. Com a perda de água do capim cortado, as ninfas, naturalmente se transferiam para a nova planta. Desta forma, a transferência de ninfas foi realizada sem manipulação. Assim, de 30 a 60% das ninfas chegaram à fase adulta. Segundo o autor resultados similares podem ser obtidos colocando-se 4 ou 5 pratos em uma gaiola grande e aumentando-se proporcionalmente o número de adultos.

Magalhães et al. (1987) tiveram sucesso no desenvolvimento de ninfas de *D. incompleta* em capim *Brachiaria humidicola*. Para a criação utilizaram recipientes plásticos (250ml) com quatro furos na base e quatro na parte lateral inferior, cheio de terra e com plantas de *B. humidicola*. Estes recipientes foram colocados sobre placas de Petri contendo água para manter a umidade. Ninfas recém eclodidas foram transferidas para o coleto do capim, com auxílio de uma folha do mesmo capim posicionada de tal forma que permitisse a passagem espontânea da ninfa para a gramínea, onde estas se desenvolveram satisfatoriamente até a fase adulta.

Sotelo et al. (1988) e Lapointe et al. (1989a e 1989b) criaram ninfas de *Z. colombiana* e *A. reducta* sobre raízes de *Brachiaria ruziziensis* (CIAT 654), as quais não se deterioraram, suportaram bem a população de ninfas e permitiram um bom desenvolvimento do inseto. Para obter raízes secundárias, expostas superficialmente, foi utilizado material vegetal coletado no campo e mantido em copo de papel com solo. Após três semanas as mudas foram transplantadas para vasos de plástico (20,5cm Ø) que continha solo até 3/4 da sua capacidade, colocando-se previamente uma lâmina de plástico ou de metal (15cm Ø), ou uma placa de Petri invertida que funcionava como barreira para impedir o crescimento vertical de raízes, favorecendo, assim, o seu crescimento lateral e superficial. Para manter alta umidade, o vaso foi coberto com uma tampa de alumínio. O ambiente escuro, que propiciou a tampa, estimulou o crescimento de raízes secundárias laterais que foram os locais preferidos para alimentação de ninfas. Após três semanas do transplante de mudas, estas apresentavam bom desenvolvimento do sistema radicular. Nessa época se inoculou, em cada muda, 30 ovos com ninfas prestes a eclodir, as quais foram mantidas em casa-de-vegetação durante todo o

desenvolvimento. O piso da casa-de-vegetação foi molhado com frequência para minimizar o efeito de altas temperaturas.

2.3.3 Fase adulta

2.3.3.1 Manutenção em meio natural

Parra (2001) define dieta natural como sendo os hospedeiros com os quais o inseto está normalmente associado, ou seja, são as plantas utilizadas pelo inseto, para se alimentar na natureza. Conforme Fewkes (1969) e Guagliumi (1972-73) ao se alimentar, os adultos das cigarrinhas sugam a seiva de folhas e de partes verdes do colmo. Assim, para manter adultos em dieta natural, geralmente, fornecem-se folhas do hospedeiro em frascos com água ou, simplesmente, a planta hospedeira em vasos.

2.3.3.2 Manutenção em meio artificial

Embora Beck (1963), Byers & Wells (1966) e Fewkes (1964a) tenham criado cercopídeos em dieta natural, Hagley (1967) inovou quando desenvolveu uma técnica para criar, em meio artificial, adultos de *A. varia saccharina*. O meio à base de aminoácidos, vitaminas e lipídios foi determinado após uma análise detalhada do extrato foliar da cana-de-açúcar. Assim, casais de adultos, recém emergidos, foram colocados em gaiolas cilíndricas (4cm de comprimento x 3cm Ø) e o meio artificial fornecido em círculos de papel filtro umedecidos, revestidos com parafilme, estendidos sobre as gaiolas. Com essa metodologia, o autor constatou maior longevidade de machos e de fêmeas em relação a adultos alimentados em folhas de cana-de-açúcar, como também maior quantidade de ovos por fêmea e alta porcentagem de eclosão.

2.4 Controle de qualidade de populações de laboratório

Os avanços nas técnicas de criar insetos têm possibilitado manter, em larga escala, muitas espécies de importância econômica. Entretanto, durante a criação, podem ocorrer alterações fisiológicas e comportamentais nesses insetos. Assim, linhagens mantidas em laboratório podem apresentar diferenças importantes comparadas com as de campo (Chambers, 1977 e Bartlett, 1984).

A observação de parâmetros biológicos são importantes para avaliar a qualidade de criações mantidas em laboratório. Dentre os parâmetros os mais empregados são a viabilidade de fases imaturas, as deformações morfológicas, a razão sexual, a fertilidade, a fecundidade e a longevidade (Chambers, 1977, Kogan, 1986 e Leppla & Ashley, 1989). Por outro lado, Parra (2001) afirma que a tabela de vida de fertilidade também pode ser utilizada com esse propósito.

Boller (1972) estudou a criação massal quanto ao aspecto comportamental dos insetos produzidos. Observou que uma baixa adaptação nas primeiras gerações ou um declínio uniforme no início da criação em laboratório, seguido por um aumento na produção, após a quinta ou sétima gerações, indicam alguma alteração drástica na qualidade dos indivíduos. O insucesso durante os primeiros estágios de colonização, sugere que a linhagem selvagem não está adaptada às condições de laboratório, que uma seleção intensa ocorre em F_1 e que nas gerações seguintes os insetos se adaptam às novas condições. Para o autor, esse fenômeno pode ser consequência da seleção fisiológica individual.

2.5 Tabela de vida de fertilidade

As tabelas de vida ou tabelas etárias são de grande valia para compreensão da dinâmica populacional de uma espécie. Estas tabelas servem para condensar os dados de sobrevivência e fertilidade de uma população. Tabelas de vida estão bastante difundidas, sendo empregadas com sucesso em estudos de dinâmica populacional de insetos e de manejo de pragas (Silveira Neto et al., 1976). A tabela de vida permite uma visão

integrada das características biológicas de uma população, sob condições ambientais determinadas (Coppel & Mertins, 1977).

Para Rabinovich (1978) as tabelas de vida se baseiam no estudo de um grupo de organismos de mesma idade cronológica, através do acompanhamento ao longo do tempo do destino dos organismos que nasceram na mesma época. As tabelas de vida simples ou biológicas são feitas para condições de laboratório, podendo ser de fertilidade ou de esperança de vida.

Cada indivíduo na tabela de vida de fertilidade apresenta sua própria velocidade de desenvolvimento, longevidade e fecundidade, sendo tais fatores comumente expressos em termos médios da população (Silveira Neto et al., 1976).

O crescimento populacional depende do número de fêmeas sobreviventes e sua produção individual, em cada intervalo de tempo. A taxa líquida de reprodução (R_0) é definida como o número médio de descendentes fêmeas geradas por fêmea no curso de uma geração, ou seja, é o número de vezes que uma espécie consegue aumentar de uma geração para outra (Rabinovich, 1978 e Southwood, 1978).

A tabela de vida pode ser usada para determinar se uma população está crescendo, diminuindo ou permanecendo estável (Horn, 1988). Uma população é considerada estável quando o valor de " R_0 " é igual a 1. Valores de R_0 maiores do que 1 indicam crescimento populacional, enquanto valores menores do que 1 indicam decréscimo populacional (Rabinovich, 1978).

Van Den Bosch et al. (1982) citaram que a taxa de natalidade e mortalidade em uma população de insetos é determinada por várias condições, dentre elas a qualidade do alimento, temperatura, umidade e fotoperíodo. Estes são os fatores principais que normalmente governam as características biológicas de uma população sob condições controladas ou não.

O parâmetro " r_m " é designado como a taxa intrínseca de crescimento populacional, definida como a capacidade inata de aumento numa população crescendo em condições ótimas, ou seja, a expressão do potencial biótico de uma população (Price, 1984). Birch (1948) refere-se ao parâmetro " r_m " como a diferença entre a razão de nascimento e a de mortalidade em uma população.

Se a natalidade for maior do que a mortalidade, “ r_m ” é positivo, havendo crescimento populacional, entretanto se a mortalidade for maior do que a natalidade, então “ r_m ” assume valores negativos e a população tende a desaparecer. Quando “ r_m ” é igual a zero a população permanece estável sem aumento populacional. Para Rabinovich (1978) “ r_m ” é um parâmetro geneticamente determinado que reflete na capacidade potencial de multiplicação populacional (Silveira Neto et al., 1976).

O tempo de geração (T), é o tempo médio entre duas gerações sucessivas de uma determinada população. Sendo considerado como o intervalo compreendido entre a postura de um ovo por uma fêmea e a postura de outra fêmea procedente da primeira geração (Rabinovich, 1978).

Para estimar a variância dos parâmetros associados às tabelas de vida de fertilidade, Meyer et al. (1986) propuseram o uso da técnica computacional conhecida como “jackknife” que tem sido comumente usada por muitos ecologistas para estimar variâncias. Hulting et al. (1990) desenvolveu um programa em Pascal utilizando o método “jackknife” para o cálculo do erro padrão e intervalo de confiança de “ r_m ”. Recentemente, Maia et al. (2000) desenvolveram um software (LIFETABLE.SAS) no ambiente SAS[®] capaz de estimar e comparar diferentes parâmetros populacionais associados à tabela de vida de fertilidade.

Rabinovich (1978) citou que a taxa finita de aumento populacional (λ) representa um fator de multiplicação da população a cada dia, diferindo de “ r_m ” por ser uma taxa finita de aumento populacional e não instantânea.

Quando “ λ ” for igual a 1, a população se mantém estável e neste caso “ r_m ” é igual a zero. O parâmetro “ λ ” assume valores menores que a unidade, quando “ r_m ” é negativo, logo, a taxa de mortalidade é maior do que a de natalidade e a população tende a desaparecer. Se “ λ ” for igual a zero “ r_m ” torna-se negativo e, neste caso, nenhum inseto em idade reprodutiva é adicionado à população, havendo 100% de mortalidade nos estágios imaturos (Silveira Neto et al., 1976).

3 MATERIAL E MÉTODOS

A pesquisa foi desenvolvida no Laboratório de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP), em Piracicaba, São Paulo, no período de janeiro a outubro de 2002, com a espécie *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854), à temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.

3.1 Produção de mudas

Mudas de cana-de-açúcar foram produzidas em estufas do Centro de Tecnologia Copersucar, em Piracicaba, São Paulo, a partir de gemas da variedade SP 80-1842, plantadas em recipientes plásticos perfurados Copaza[®]. Os plantios foram escalonados mensalmente para o suprimento de plantas no transcorrer dos trabalhos.

No plantio, por ser a cana-de-açúcar uma planta exigente em aeração de solo, foi utilizado o substrato agrícola Plantmax[®]Agro que possui boa drenagem possibilitando, assim, um bom desenvolvimento do sistema radicular. Como fonte inicial de nutrientes utilizou-se o superfostato simples (0,8g/L de substrato) e o fertilizante de liberação lenta Osmocote[®] 14-14-14 (NPK) (8g/L de substrato). O fertilizante Pikapau[®] 15-15-30 (NPK) + micronutrientes (150g/20L de água) foi empregado em adubação foliar de manutenção, realizada 30 dias após o plantio e, posteriormente, uma vez por semana.

As mudas foram plantadas em dois tamanhos de recipientes, o menor (200ml) foi destinado à manutenção de adultos de *M. fimbriolata* e o maior (500ml) foi utilizado para o desenvolvimento de ninfas.

3.2 Coleta de insetos e estabelecimento da população inicial

Para iniciar a criação estoque foram capturados insetos adultos no campo. As coletas foram realizadas, no mês de janeiro de 2002, com auxílio de rede entomológica e de tubos de vidro (8cm de comprimento x 2cm Ø), em áreas cultivadas com cana-de-açúcar, pertencentes à Usina São João, localizada no município de Araras, SP e em talhões do Centro de Tecnologia Copersucar, localizado em Piracicaba, SP.

Após coletados, os insetos foram transportados para o laboratório, em gaiolas (50cm altura x 30cm Ø) confeccionadas com arame e revestidas com tela, contendo no seu interior folhas de cana-de-açúcar, para alimentar e garantir a sobrevivência dos adultos no transporte.

3.3 Técnica de criação em laboratório

3.3.1 Manutenção da fase adulta e obtenção de ovos

Para aprisionar os casais de *M. fimbriolata* em laboratório, foi usado uma gaiola cilíndrica de plástico transparente (50cm de altura x 10cm Ø), com duas aberturas laterais opostas, na parte superior (10cm de altura x 5cm de largura), revestidas com tela de náilon (malha de aproximadamente 1mm de abertura) e dois ganchos laterais de arame opostos e mantidos a uma altura de 10cm em relação à base da gaiola. Para identificar o macho e a fêmea foi adotado a descrição do padrão alar dos adultos e o exame externo da genitália, segundo Menezes (1982). Os adultos foram alimentados com planta de cana-de-açúcar (30 a 60 dias de idade), mantidas em recipiente plástico (200ml) sob a gaiola. Para obter posturas foi utilizado um disco de algodão hidrófilo Cremer® (6cm Ø), umedecido com água destilada, envolvendo a base da planta e cobrindo toda a superfície até atingir a borda do recipiente plástico. A gaiola foi fixada sobre uma placa de Petri (15cm Ø) que lhe servia de base (Figura 1 A). Para fixação, foram utilizados elásticos presos aos ganchos nas laterais opostas da gaiola e colados, com fita adesiva, na placa de Petri (Figura 1 B). Este procedimento visou manter o

equilíbrio do conjunto, facilitar a troca diária de substrato de oviposição, a irrigação e a eventual substituição da planta. Esse conjunto foi mantido em câmara climatizada “Fitotron” (temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR.: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas) sendo que para assegurar a sobrevivência das plantas foram utilizadas seis lâmpadas (luz-do-dia de 40W).

Para retirar os ovos do algodão, usado como substrato de oviposição, ele foi lavado em água corrente. Para tanto, o substrato foi colocado sobre uma peneira de malha grossa ($\pm 1\text{mm}$ de abertura) tendo, logo abaixo, uma peneira de malha fina (400 “mesh” de abertura), onde ficavam retidos os ovos (Figura 1 C). Os ovos remanescentes no substrato foram removidos com auxílio de um estilete (Figura 1 D). Para evitar a contaminação por fungos durante o período embrionário, os ovos foram tratados com solução de sulfato de cobre (CuSO_4) a 1%, por 2 minutos e, em seguida, transferidos para placas de Petri (6cm \varnothing x 2cm de altura), forradas com papel filtro umedecido com a mesma solução. Nesse período, até se obter ninfas de primeiro instar, as placas foram mantidas em câmaras climatizadas tipo “BOD” (temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR.: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas).

3.3.2 Manutenção da fase de ninfa

Para manter as ninfas em laboratório, foi utilizada uma caixa de chapa de aço galvanizado (85cm de comprimento x 40cm de largura x 16cm de altura), vedada com quatro tampas (8,5cm de largura x 85cm de comprimento). As duas tampas laterais são móveis, presas com dobradiças e as duas centrais são livres. Entre as tampas centrais e as laterais há três espaços (2cm de largura x 85cm de comprimento) (Figura. 1 E). Internamente, a caixa possui três suportes com oito círculos cada (8,5cm \varnothing). Os suportes são fixados a 8cm de altura, em relação ao fundo da caixa. Para drenar a água excedente dos recipientes, em sua parte inferior, há um orifício interligado, por meio de um tubo plástico de meia polegada, a um reservatório externo, coletor (Figura 1 F). O excesso de água foi eliminado diariamente. Cada círculo recebeu uma planta de cana-de-açúcar, aderida ao substrato, proveniente do recipiente plástico (500 ml) que foi retirado antes

desta ser colocada no suporte. A planta ficava, assim, suspensa e suas raízes secundárias expostas (Figura 1 G). Essa caixa foi mantida em prateleira de aço (1,80m de altura x 90cm de comprimento x 40cm de largura). Na parte superior de cada vão na prateleira há um conjunto de seis lâmpadas (2 luz do dia de 20W, 2 Gro Lux® de 20W e 2 incandescentes de 40W), com “timer” conferindo, assim, 14 horas de luz às plantas (Figura 1 H). Para servir de suporte à caixa galvanizada na prateleira, foi fixado, em cada canto, uma chapa do mesmo material de 6cm de altura, totalizando, para o conjunto, 22cm de altura em relação a base na prateleira (16cm da caixa galvanizada + 6cm do calço plástico).

As ninfas, recém eclodidas, foram transferidas, com auxílio de um pincel de pêlo nº 00, para as raízes secundárias inferiores da cana-de-açúcar (Figura 1 I), em número de 10 por planta (240 ninfas/caixa). As plantas de cana-de-açúcar foram substituídas a cada 20 dias ou quando apresentavam sintomas de debilidade (amarelecimento e/ou morte de folhas). A transferência de ninfas para uma nova planta foi feita com auxílio de um pincel de pêlo nº 04, juntamente com um pouco de espuma.

As caixas de manutenção de ninfas foram mantidas em sala climatizada de laboratório (temperatura $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR $70 \pm 10\%$ e fotofase 14 horas) até a emergência de adultos. A umidade relativa no ambiente foi mantida, com auxílio de um umidificador ultra-sônico Soniclear® com acionamento automático disparado quando esta atingia 60%.

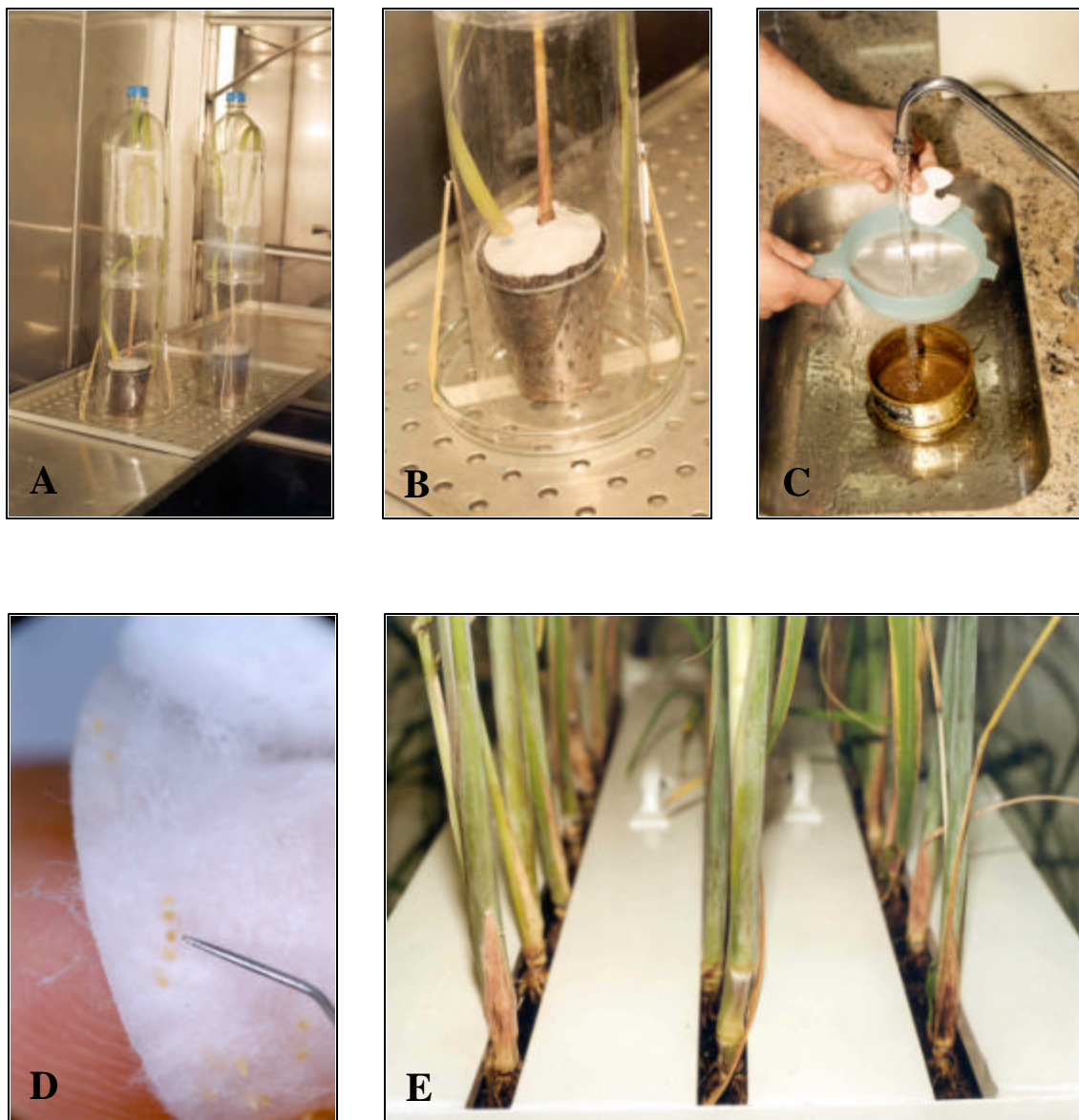


Figura 1 - Sistema de criação de *Mahanarva fimbriolata*. (A) gaiola cilíndrica de plástico para manutenção de adultos; (B) detalhe da gaiola presa à placa por elástico; (C) conjunto de peneiras utilizado para separar os ovos do algodão; (D) estilete utilizado para retirada dos ovos remanescentes no algodão; (E) vista superior da caixa utilizada para criação de ninfas.



Figura 1 - Sistema de criação de *Mahanarva fimbriolata*. (F) vista interna da caixa com os suportes suspensos; (G) detalhe da disposição da plantas na caixa; (H) iluminação sobre as plantas; (I) ninfas sobre as raízes secundárias de cana-de-açúcar.

3.4 Parâmetros biológicos avaliados

Foram estimados os seguintes parâmetros do ciclo de vida da cigarrinha-da-raiz ao longo de três gerações: **ovo** - duração do período de desenvolvimento embrionário e viabilidade; **ninfa** - duração do período ninfal e viabilidade; **adulto** - período de pré-oviposição, de oviposição, fecundidade e longevidade.

Para a determinação da duração do período de desenvolvimento embrionário e a viabilidade, foram utilizados ovos do terceiro dia de oviposição. Estes foram distribuídos em placas de acrílico (6cm Ø x 2cm de altura). As placas foram forradas com papel filtro autoclavado (120°C por 20 minutos) e umedecido com água destilada até o ponto de escorrimento, fechadas e posteriormente vedadas com Parafilme® e acondicionadas em câmara climatizada tipo “BOD” (temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR.: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas). Diariamente anotou-se o número de ninfas eclodidas por placa. O delineamento experimental foi inteiramente ao acaso, com cinco repetições, sendo cada uma delas constituída por 100 ovos de *M. fimbriolata*.

Para avaliar a duração e a viabilidade do período ninfal, utilizaram-se mudas de cana-de-açúcar, para esta fase (item 3.1), acondicionadas em recipientes de 500ml de capacidade, vedados por tampa plástica com um orifício central (2cm Ø). Na base da estrutura planta/substrato foram colocados três palitos de madeira para mantê-lo afastado a 2cm do fundo do recipiente. Em cada recipiente foram colocadas 10 ninfas, sendo diariamente examinados, anotando-se o número de adultos emergidos. As condições foram idênticas às utilizadas para a fase de ovo, alterando-se apenas o local, câmara climatizada tipo “Fitroton” (temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR.: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas). O delineamento experimental foi inteiramente ao acaso, com 10 repetições, sendo que cada repetição foi composta por 10 ninfas de *M. fimbriolata*.

Para o cálculo da fecundidade (número de ovos/fêmea), e do ritmo de oviposição (número médio de ovos/dia), considerou-se o período de oviposição transcorrido entre a primeira e a última postura observada. Em cada avaliação foram quantificados o número de fêmeas vivas (sobrevivência) e mortas (mortalidade). Para determinar as curvas de sobrevivência durante a fase adulta (longevidade), estimadas segundo Weibull, utilizou-

se o software MOBAE (Modelos Bioestatísticos para a Entomologia) (Haddad et al., 1995). Correlacionaram-se os valores de mortalidade média diária e os tempos, transcorridos entre o início e o final da oviposição, quando o experimento foi encerrado. O delineamento experimental foi inteiramente ao acaso, com 40 repetições, sendo cada repetição constituída por um casal de *M. fimbriolata*. Os dados biológicos foram submetidos à análise da variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$), utilizando o software SANEST 2.0. Para a razão sexual foi empregado o teste de “ χ^2 ” ($P \leq 0,05$). Os parâmetros da tabela de vida e respectivos erros padrão foram estimados pela técnica “jackknife” (Meyer et al., 1986) e as médias comparadas por testes “t” unilaterais, utilizando-se o software LIFETABLE.SAS desenvolvido por Maia et al. (2000) no ambiente “SAS System”.

3.5 Tabela de vida de fertilidade

A partir dos dados de sobrevivência e oviposição de cada fêmea, foram elaboradas tabelas de vida de fertilidade para cada geração. As seguintes informações foram utilizadas:

- Viabilidade de ovo a adulto;
- Número de fêmeas adultas em cada tratamento;
- Razão sexual;
- Mortalidade diária de machos e de fêmeas;
- Período de pré-oviposição;
- Duração do período de oviposição;
- Número médio de ovos por fêmea, em cada data de oviposição.

Posteriormente, calculou-se o número médio de ovos postos por fêmea (m_x) em cada data de oviposição (x), considerando o total de fêmeas de cada geração; o índice de

sobrevivência acumulado de fêmeas adultas (l_x), durante o período de oviposição e o número de descendentes que atingiram a idade x na geração seguinte ($l_x.m_x$).

Estes valores constituíram as colunas das tabelas de vida. Com base nas informações condensadas nas tabelas de vida, foram estimados os seguintes parâmetros para cada tratamento (Maia et al., 2000):

- Taxa líquida de reprodução (R_0): estimativa do número médio de fêmeas gerado por fêmea ao longo do período de oviposição, que chegarão a geração seguinte. Este parâmetro indica quantas vezes cresceu a população no intervalo de uma geração;
- Intervalo entre gerações (T): tempo médio entre a postura de ovos de uma geração e a postura da geração seguinte (intervalo de ovo a ovo);
- Taxa intrínseca de crescimento (r_m): fator relacionado com a velocidade de crescimento da população; se maior que 1, indica um crescimento populacional, e quanto maior seu valor mais rápido é o crescimento da população. Se menor que 1, indica que houve decréscimo da população. Sendo igual a 1, revela que a população não sofreu alteração.
- Taxa finita de aumento (λ): fator de multiplicação de crescimento diário da população. Indica o número de indivíduos adultos, fêmeas, adicionados por cada fêmea, ao dia, ao longo de uma geração, isto é, a taxa de crescimento diário da população.

A partir do “método aproximado” (Silveira Neto et al. 1976), obtiveram-se as estimativas aproximadas do intervalo entre gerações “ T ” e da taxa intrínseca de crescimento populacional “ r_m ”. Em seguida, estes valores foram utilizados, no método iterativo (Southwood, 1978), para obtenção da taxa intrínseca de crescimento “ r_m ” e do intervalo entre gerações “ T ”.

Os algoritmos utilizados para estimar os parâmetros da tabela de vida são descritos a seguir, conforme Maia et al. (2000):

Taxa líquida de reprodução (R_0): somatório para todo o período de oviposição, do número médio de ovos produzidos por fêmea em cada dia multiplicado pela correspondente sobrevivência acumulada em cada data. Considera-se que a sobrevivência dos filhos será a mesma das mães.

$$R_0 = \sum lx.mx$$

Estimativa aproximada do intervalo entre gerações (T'): média de idades de oviposição (x - que representa o intervalo entre gerações), ponderada pelo número líquido de descendentes ($lx.mx$) produzidos na data “ x ”.

$$T' = \frac{\sum x.lx.mx}{\sum lx.mx}$$

Estimativa aproximada da taxa intrínseca de crescimento (r_m'): obtida pela razão entre o logaritmo neperiano da taxa líquida de reprodução (R_0) e a estimativa aproximada do intervalo entre gerações (T).

$$r_m' = \frac{\text{Ln}(R_0)}{T}$$

Taxa intrínseca de crescimento obtida através de método iterativo (r_m); utilizando a estimativa aproximada da taxa intrínseca de crescimento (r_m'), considerando a expressão:

$$\sum e^{-r_m' \cdot X} .lx.mx = 1$$

Estimativa do intervalo entre gerações pelo método iterativo (T): razão entre o logaritmo neperiano de “Ro” e a taxa intrínseca de crescimento “ r_m ”:

$$T = \frac{\text{Ln}(Ro)}{r_m}$$

Taxa finita de aumento (λ): calculado a partir da expressão:

$$\lambda = e^{r_m}$$

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Biologia de *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) em laboratório

4.1.1 Duração e viabilidade da fase de ovo

A duração do período de desenvolvimento embrionário não diferiu ao longo das três gerações (Tabela 1), sendo de 20,6 dias para a primeira, de 21,0 dias para a segunda e de 20,8 dias para a terceira geração, com um valor médio de 20,8 dias. As viabilidades foram de 80,8% para a primeira geração, de 79,8% para a segunda e de 82,4% para a terceira, sem também apresentarem diferenças significativas, a viabilidade média da fase de ovo foi de 81,0% (Tabela 1).

Assim, em condições controladas de temperatura, umidade relativa e fotoperíodo, os resultados de duração e viabilidade, para a fase de ovo de *M. fimbriolata*, demonstraram que o comportamento do inseto não diferiu nas três gerações estudadas. Os valores obtidos para o período de desenvolvimento embrionário em cana-de-açúcar, foram próximos àqueles relatados por Freire et al. (1968) para *M. fimbriolata*, que encontraram duração de 20 dias; Marques (1976) para a cigarrinha-da-folha *Mahanarva posticata*, observou 17,4 dias a 27°C e 75% UR e viabilidade de 95,8%, enquanto Barbosa (1986) obteve uma variação de 13 a 21 dias para o período de incubação e 51,61% de viabilidade, para a cigarrinha-da-folha criada em condições de ambiente não especificadas.

Neste estudo, sob condições controladas, houve estabilidade nos resultados obtidos ao longo das três gerações de *M. fimbriolata* porém, a experiência demonstrou que a metodologia utilizada pode ser um fator limitante na criação.

Tabela 1. Duração e viabilidade médias \pm erro padrão (E.P.) e intervalo de variação (I.V.) da fase de ovo da cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata*, em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

Geração	Duração (dias)		Viabilidade (%)	
	Média \pm E.P.	I.V.	Média \pm E.P.	I.V.
1	20,6 \pm 0,40 a	18 - 24	80,8 \pm 2,49 a	75 - 90
2	21,0 \pm 0,31 a	19 - 25	79,8 \pm 2,95 a	73 - 89
3	20,8 \pm 0,20 a	19 - 26	82,4 \pm 5,01 a	73 - 100
Média	20,8		81,0	

Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

4.1.2 Duração e viabilidade da fase de ninfa

Os resultados observados para a duração do período de desenvolvimento de ninfas não apresentaram diferença estatística entre as três gerações (Tabela 2), sendo, em média, de 36,8 dias para a primeira geração, de 37,0 dias para a segunda geração e de 37,4 dias para a terceira geração, estabelecendo assim um período médio de 37,1 dias. Da mesma forma, a viabilidade deste período não foi significativamente afetada ao longo das gerações, tendo os valores estimados de 88,0% para a primeira geração, de 96,0% para a segunda geração e de 98,0% para a terceira geração, com um valor médio de 94,0% (Tabela 2).

Comparando os valores obtidos para *M. fimbriolata* com os dados obtidos por Marques (1976) para a espécie *M. posticata*, em laboratório, com temperatura e umidade relativa médias de $27,4^\circ\text{C}$ e 72,6%, respectivamente, há uma variação considerável na duração do desenvolvimento de ninfas, cujo valor médio foi de 47,9 dias, com intervalo

de variação de 34 a 65 dias. Assim, fica evidente que um rígido controle de temperatura, umidade relativa e de fotoperíodo se fazem necessários, bem como se deve padronizar a alimentação, procurando mantê-la uniforme durante todo o período de desenvolvimento do inseto, pois qualquer alteração num desses fatores pode afetar o seu desenvolvimento ou, até mesmo, comprometer a fase adulta.

Tabela 2. Duração e viabilidade médias \pm erro padrão (E.P.) e intervalo de variação (I.V.) da fase de ninfa da cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata*, em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

Geração	Duração (dias)		Viabilidade (%)	
	Média \pm E.P.	I.V.	Média \pm E.P.	I.V.
1	36,8 \pm 0,58 a	34 - 43	88,0 \pm 4,89 a	70 - 100
2	37,0 \pm 0,31 a	33 - 44	96,0 \pm 2,44 a	90 - 100
3	37,4 \pm 0,24 a	35 - 43	98,0 \pm 2,00 a	90 - 100
Média	37,1		94,0	

Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

4.1.3 Razão sexual

A razão sexual foi praticamente a mesma para as três gerações, obtendo-se os valores de 0,50 para a primeira geração, de 0,50 para a segunda geração e de 0,52 para a terceira geração. Pelo teste de χ^2 , não houve diferença significativa entre a razão sexual observada e a esperada. (Tabela 3).

Tabela 3. Razão sexual da cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata*, em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

Geração	Razão sexual
1	0,50 n.s.
2	0,50 n.s.
3	0,52 n.s.

n.s. = não significativo, pelo teste χ^2 ($P \leq 0,05$).

4.1.4 Longevidade de adultos

A longevidade média de fêmeas na primeira geração foi de 23,5 dias, na segunda foi de 22,5 dias e na terceira foi de 18,8 dias. Verificou-se, na primeira geração de machos, a longevidade média de 18,6 dias, na segunda de 16,1 dias e na terceira de 16,9 dias (Tabela 4).

Os dados de longevidade obtidos para machos e fêmeas não apresentaram diferença estatística significativa entre as três gerações. Comparando-se a longevidade de machos e de fêmeas nas gerações, observa-se que apenas na terceira geração não foi constatado diferença estatística significativa entre os sexos. Isto vem confirmar observações anteriores de que os machos vivem menos do que as fêmeas (Tabela 4). Por outro lado, a sobrevivência de *M. fimbriolata* obedecem ao modelo de Weibull para ambos os sexos, indicando que o sistema de criação não alterou a fisiologia do inseto, pois foi possível fazer-se a previsão deste parâmetro, o que facilita criá-lo em laboratório (Figura 2).

Os resultados de longevidade obtidos concordam, em parte, com os relatados por Guagliumi (1972-73) para *M. posticata* que encontrou uma longevidade média de 7 dias para machos e de 21 dias para fêmeas, sem se referir às condições em que os dados

foram obtidos, enquanto que Marques (1976), para a mesma espécie, encontrou valores idênticos para machos e fêmeas, 11 dias.

Tabela 4. Longevidade média \pm erro padrão (E.P.) e intervalos de variação (I.V.) de machos e de fêmeas da cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata*, em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

Geração	Macho		Fêmea	
	Média \pm E.P.	I.V.	Média \pm E.P.	I.V.
1	18,6 \pm 1,49 a B	6 - 35	23,5 \pm 1,89 a A	5 - 40
2	16,1 \pm 1,55 a B	7 - 49	22,5 \pm 2,39 a A	7 - 60
3	16,9 \pm 1,61 a A	6 - 47	18,8 \pm 1,54 a A	7 - 42

Médias seguidas de mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

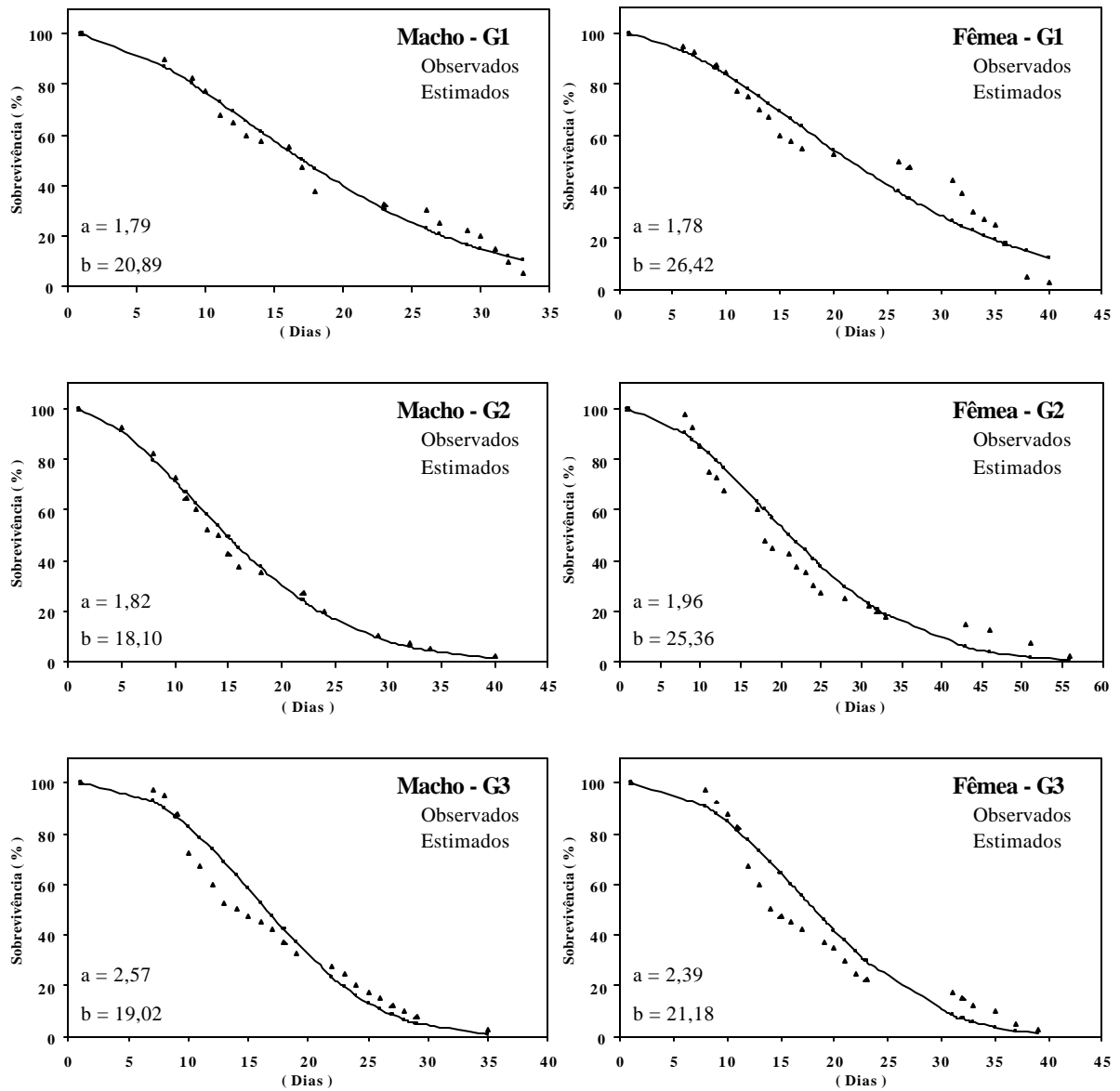


Figura 2 - Sobrevivência de machos e de fêmeas da cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata* por três gerações sucessivas. Valores observados e estimados pela equação de Weibull por geração. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$; UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

4.1.5 Período de pré-oviposição e de oviposição

O período de pré-oviposição médio, determinado para as gerações, foi de 4,8 dias na primeira geração, de 5,7 dias na segunda e de 5,0 dias na terceira, apresentando um valor médio de 5,2 dias (Tabela 5). Comparando as médias, não há diferença estatística significativa entre a primeira e terceira gerações, embora estas tenham diferido estatisticamente da segunda geração.

Quanto ao período de oviposição ele foi de 18,4 dias na primeira geração, de 16,9 dias na segunda e de 13,1 dias na terceira, com um valor médio de 16,1 dias. Com estes resultados conclui-se que não há diferença estatisticamente significativa entre as gerações para o período de oviposição (Tabela 5).

A comparação dos resultados com os obtidos por Marques (1976) para *M. posticata*, mostra tal diferença, pois Marques obteve para o período de pré-oviposição e de oviposição 3,1 e 6,7 dias, respectivamente.

Tabela 5. Períodos médios \pm erro padrão (E.P.) e intervalos de variação (I.V.) de pré-oviposição e de oviposição de fêmeas da cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata*, em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

Geração	Pré-oviposição		Oviposição	
	Média \pm E.P.	I.V.	Média \pm E.P.	I.V.
1	4,8 \pm 0,18 b	2 - 7	18,4 \pm 1,90 a	1 - 36
2	5,7 \pm 0,23 a	3 - 12	16,9 \pm 2,27 a	1 - 51
3	5,0 \pm 0,14 b	4 - 8	13,1 \pm 1,54 a	1 - 35
Média	5,2		16,1	

Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

4.1.6 Fecundidade e ritmo de postura

O número médio de ovos/fêmea nas gerações foi de 379,8 ovos na primeira, de 338,3 ovos na segunda e de 308,1 ovos na terceira, com média geral de 342,1 ovos (Tabela 6). Estes valores estão dentro de um intervalo bastante amplo, com um mínimo de 13 e um máximo de 977 ovos na primeira geração, de 11 a 1369 ovos na segunda e de 23 a 1072 ovos na terceira. Estaticamente não houve diferença significativa entre as médias obtidas nas três gerações. Marques (1976) observou para *M. posticata* uma fecundidade média de 101,7 ovos/fêmea, embora sejam da mesma família, há uma diferença considerável, o que pode ser atribuído ao fato de serem espécies diferentes e resultados conseguidos em situações também diferentes.

Na primeira geração o período médio de oviposição foi de 18,4 dias, atingindo 80% de postura aos 14,7 dias, na segunda geração o período médio foi de 16,9 dias, verificando-se 80% de postura aos 13,5 dias e na terceira geração o período médio foi de 13,1 dias com 80% de postura aos 10,5 dias após o início de oviposição (Figura 3).

Tabela 6. Fecundidade média \pm erro padrão (E.P.) e intervalo de variação (I.V.) de cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata*, em cana-de-açúcar por três gerações sucessivas. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

Geração	Fecundidade	
	Média \pm E.P.	I.V.
1	379,8 \pm 44,64 a	13 - 977
2	338,3 \pm 51,92 a	11 - 1369
3	308,1 \pm 38,84 a	23 - 1072
Média	342,1	

Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

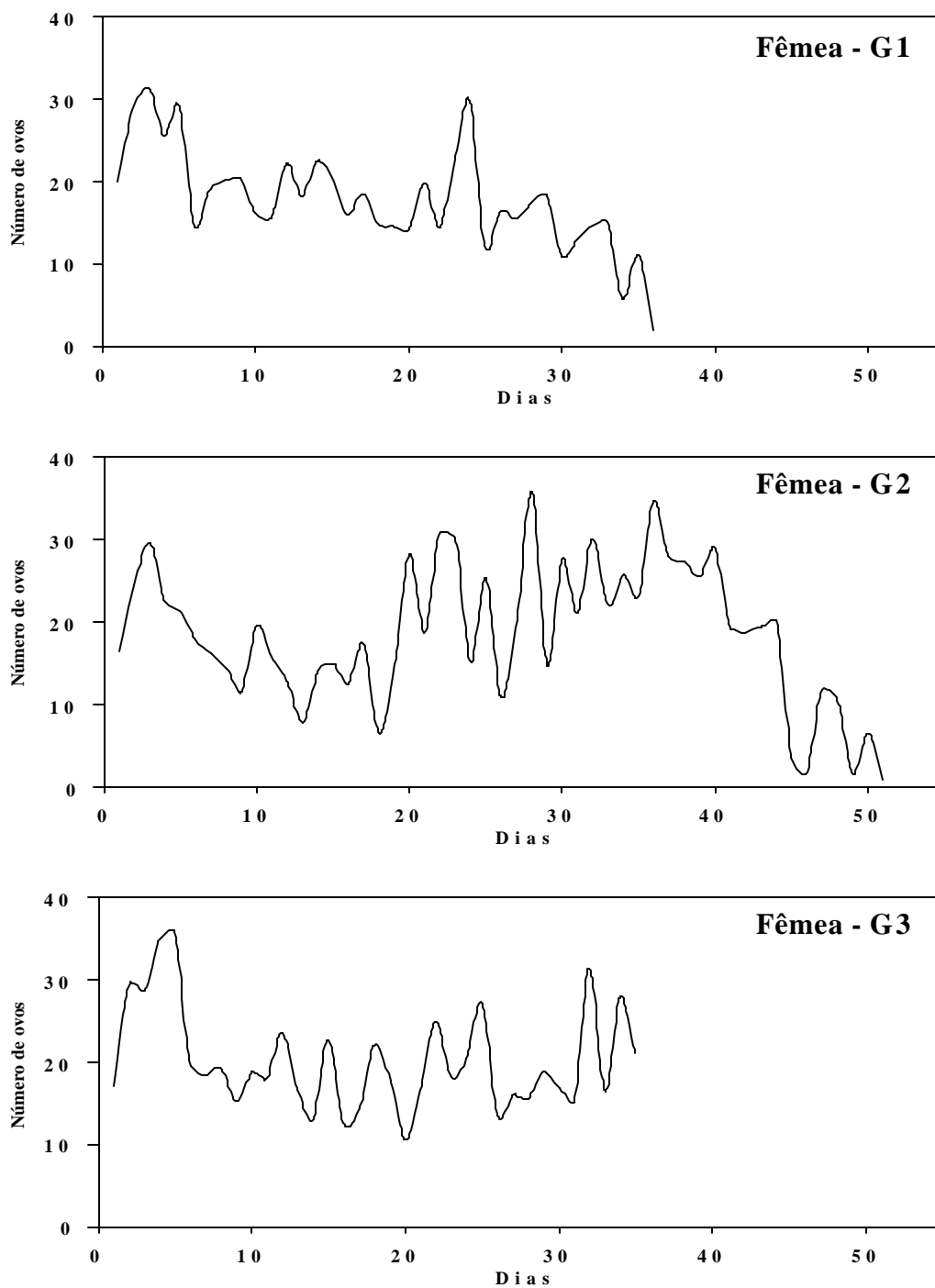


Figura 3 - Ritmo diário de postura, da cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata*, por três gerações sucessivas (G). Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$; UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

4.1.7 Tabela de vida de fertilidade

Os valores da taxa líquida de reprodução (R_0) revelam que a primeira geração aumentou 135,0 vezes, a segunda em 129,6 vezes e a terceira em 129,4 vezes. Entre esses valores não houve diferenças estatísticas significativas (Tabela 7). Estes resultados indicam que em cada geração as fêmeas de *M. fimbriolata* tiveram a mesma capacidade para aumentar a população.

Os valores do intervalo médio entre as gerações (T) foram de 60,4 dias na primeira geração, de 65,0 dias na segunda e de 59,3 dias na terceira. Apesar de aparentemente pequena, a segunda geração apresentou diferença estatística significativa em relação às outras duas gerações (Tabela 7).

Todos os valores da taxa intrínseca de crescimento (r_m) foram positivos nas três gerações, indicando aumentos populacionais nas gerações avaliadas, sendo de 0,081 na primeira, de 0,075 na segunda e de 0,082 na terceira. Entretanto, mais uma vez, o crescimento foi significativamente menor para a segunda geração, a qual diferiu estatisticamente, em relação às outras duas gerações (Tabela 7).

Os valores obtidos para a razão finita de aumento (λ) foram de 1,085 na primeira geração, de 1,078 na segunda e de 1,086 na terceira. O crescimento da população na primeira geração teve um aumento diário de 8,5%, na segunda de 7,8% e na terceira de 8,6%. Também neste caso, a segunda geração diferiu estatisticamente das demais (Tabela 7).

Tabela 7. Estimativas dos parâmetros associados às tabelas de vida de fertilidade \pm erro padrão (E.P.) e valores p correspondentes aos testes t, para comparação entre pares de tratamentos, utilizando variâncias estimadas pelo método “jackknife”. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

Parâmetro	Geração	Média \pm E.P.	Valor p	
			G1	G2
R_o	1	135,0 \pm 15,87 a	-	-
	2	129,6 \pm 19,89 a	0,8324	-
	3	129,4 \pm 16,31 a	0,8053	0,9931
T	1	60,4 \pm 0,48 b	-	-
	2	65,0 \pm 1,70 a	0,0129	-
	3	59,3 \pm 0,97 b	0,3219	0,0053
r_m	1	0,081 \pm 0,0016 a	-	-
	2	0,075 \pm 0,0013 b	0,0037	-
	3	0,082 \pm 0,0014 a	0,7127	0,0004
l	1	1,085 \pm 0,0018 a	-	-
	2	1,078 \pm 0,0014 b	0,0038	-
	3	1,086 \pm 0,0015 a	0,7126	0,0004

Médias seguidas de mesma letra, na coluna, para cada parâmetro, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste “t” unilateral ($P \leq 0,05$).

A taxa máxima de aumento ocorreu no 65^o dia do ciclo na primeira geração, no 67^o dia do ciclo na segunda e terceira gerações (Figura 4).

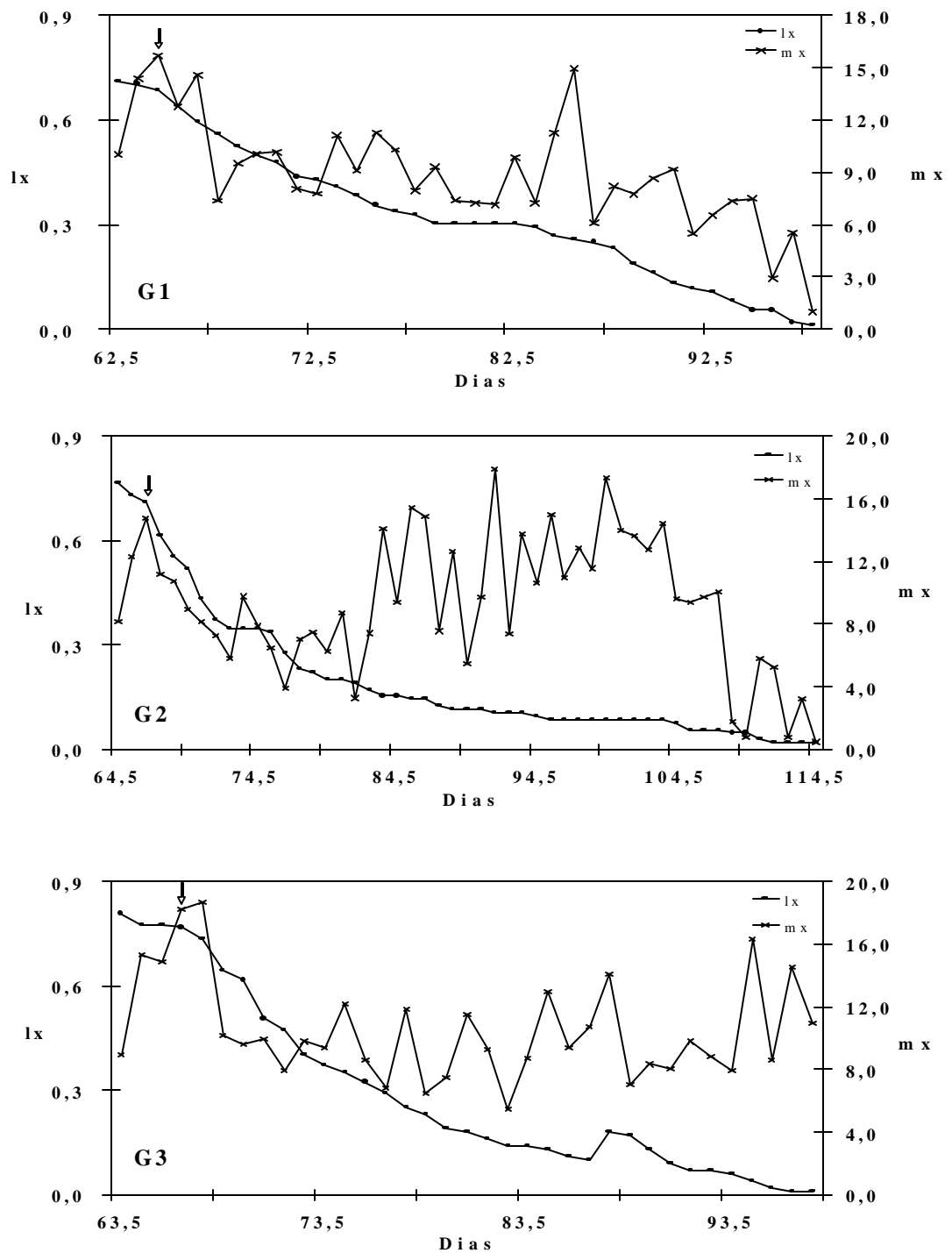


Figura 4 - Relação entre fertilidade específica (m_x) e taxa de sobrevivência (l_x) de *M. fimbriolata* por três gerações sucessivas (G). A seta indica a taxa máxima de aumento. Temperatura: $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 14 horas.

Os parâmetros avaliados pela tabela de vida de fertilidade evidenciam que o comportamento da praga nas gerações foi semelhante na primeira e na terceira. As diferenças observadas na segunda geração para a razão finita de aumento (λ) foi consequência do aumento de tempo de duração nessa geração (65 dias) em comparação com as demais (Tabela 7). Assim, como na seqüência de cálculos de ' λ ' é levado em consideração o valor de "T" (duração da geração) era de se esperar, como de fato ocorreu, diferenças na razão finita de aumento. Porém, ao se estimar a capacidade de gerar descendentes fêmeas por fêmea ao final de cada geração obteve-se os valores de 138; 132 e 133 indivíduos, respectivamente, muito próximos entre si. Isto reforça a importância da taxa líquida de reprodução (R_0) para avaliar a qualidade da criação, uma vez que o tempo de duração da geração pode ser influenciado por variáveis abióticas, enquanto que " R_0 " constitui uma característica inata da população.

Magrini (1993), trabalhando com a lagarta-da-soja, *Anticarsia gemmatalis*, em condições de laboratório, definiu a melhor temperatura para o desenvolvimento desta praga baseando-se na análise de " R_0 ". Parra et al. (1995) também se valeram de valores de " R_0 " para definir a temperatura mais adequada para criar, o bicho-mineiro do cafeeiro, *Leucoptera coffeella*. Nascimento (1996), estudando o efeito de *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* sobre o predador *Podisus nigrispinus* em laboratório, verificou, através da taxa líquida de reprodução, que a dieta contaminada afetou a dinâmica populacional do predador. Medeiros (2002) avaliou, pelo método iterativo "jackknife" desenvolvido por Maia et al. (2000), os efeitos de biofertilizantes líquidos sobre o potencial de aumento de população do ácaro-da-leprose dos citros, *Brevipalpus phoenicis* e verificou, através de valores de " R_0 ", ser evidente a redução no potencial de aumento populacional do ácaro.

Assim, se não houve diferença entre os valores de " R_0 ", obtidos neste estudo, pode-se afirmar que a técnica desenvolvida para criar *M. fimbriolata* em plantas de cana-de-açúcar propicia manter o inseto, com qualidade, ininterruptamente durante todo o ano em laboratório, fato que não ocorre na natureza, pois *M. fimbriolata* interrompe seu ciclo nos meses mais frios e secos do ano nas condições do estado de São Paulo (El-Kadi 1977 e Mendes et al. 1977). A semelhança dos dados obtidos nas três gerações é suporte

confiável para admitir que a técnica desenvolvida para criar *M. fimbriolata* preserva as características da espécie podendo, assim, ser utilizada para se obter insetos em laboratório comparáveis aos da natureza para serem usados em estudos onde se exija controle de qualidade.

5 CONCLUSÕES

- A técnica desenvolvida permite criar continuamente a cigarrinha-da-raiz, *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854), sobre cana-de-açúcar;
- A tabela de vida de fertilidade pode ser empregada para controlar a qualidade de populações de *M. fimbriolata*.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALMEIDA, J.E.M.; BATISTA FILHO, A.; SANTOS, A.S. et al. Controle de cigarrinha-da-raiz da cana-de-açúcar *Mahanarva fimbriolata* (Hom.: Cercopidae) com *Metarhizium anisopliae* em sistema de cultivo orgânico. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 7., Poços de Caldas, 2001. **Resumos**. Poços de Caldas: SICONBIOL, 2001. p.141.
- ALVES, S.B. **Controle microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. p.289-381: Fungos entomopatogênicos.
- BALBO JÚNIOR, W.; MOSSIM G.C. Ocorrência e tentativa de controle de pragas em cana crua na Usina Santo Antônio. In: SEMANA DA CANA-DE-AÇÚCAR DE PIRACICABA, 4., Piracicaba, 1999. Piracicaba: AFOCAPI,1999. p.40-42.
- BARBOSA, J.T. Biologia da cigarrinha da folha da cana-de-açúcar *Mahanarva fimbriolata* (Stal, 1855) (Hom.: Cercopidae), em condições de campo e laboratório. In: ENCONTRO DE TÉCNICOS CANAVIEIROS DA ZONA DA MATA DE MINAS GERAIS, 6., Viçosa, 1986. **Resumos**. Viçosa: UFV, 1986. p.116-138.
- BARBOSA, J.T.; RISCADO, G.M.; LIMA FILHO, M. Avanços nas pesquisas biológicas das “cigarrinhas” *Mahanarva posticata* Stal, *Mahanarva fimbriolata* Stal e *Mahanarva rubicunda indentata* Wlk., (Cercopidae), nos estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais. In: ENCONTRO NACIONAL DOS ENTOMOLOGISTAS DO INSTITUTO DO AÇÚCAR E DO ÁLCOOL / Planalsucar, 5., Itajaí, 1980. Itajaí: IAA / PLANALSUCAR, 1980. p.116-139.
- BARTLETT, A.C. Genetic changes during insect domestication. In: KING, E.G.; LEPLA, N.C. (Ed.) **Advances and challenges in insect rearing**. Washington: Government Printing Office, 1984. cap.1, p.2-8: Genetic changes during insect domestication.
- BATISTA FILHO, A.; ALMEIDA, J.E.M.; SANTOS, A.S. et al. Eficiência de isolados de *Metarhizium anisopliae* no controle de cigarrinha-da-raiz da cana-de-açúcar *Mahanarva fimbriolata* (Hom.: Cercopidae). In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 7., Poços de Caldas, 2001. **Resumos**. Poços de Caldas: SICONBIOL, 2001. p.223.

- BECK, E.W. Observations on the biology and cultural-insecticidal control of *Prosapia bicincta*, a spittlebug, on coastal bermudagrass. **Journal of Economic Entomology**, v.56, n.6, p.747-752, 1963.
- BIRCH, L.C. The intrinsic rate of natural increase of an insect populations. **Journal of Animal Ecology**, v.17, p.15-26, 1948.
- BOLLER, E. Behavioral aspects of mass-rearing of insects. **Entomophaga**. v.17, n.1, p.9-25, 1972.
- BOTELHO, P.S.M.; MACEDO, N.; CAMPOS, M.B.S. Chemical control of de *Mahanarva fimbriolata* (Hemiptera-Homoptera: Cercopidae) in sugarcane. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF ENTOMOLOGY, 21., Foz do Iguaçu, 2000. **Resumos**. Foz do Iguaçu: SEB, 2000. p.51.
- BYERS, R.A. Biology and control of a spittlebug, *Prosapia bicincta* (Say), on coastal bermudagrass. **Georgia Agricultural Experiment Stations, Technical Bulletin**. v.42, p.1-26, 1965.
- BYERS, R.A.; WELLS, H.D. Phytotoxemia of coastal bermudagrass caused by the two-lined spittlebug, *Prosapia bicincta* (Homoptera: Cercopidae). **Annals of the Entomological Society of America**. v.59, n.6, p.1067-1071, 1966.
- CAMINHA FILHO, A. A cigarrinha dos canaviais. **Brasil Açucareiro**, v.24, n.1, p.93-99, jul. 1944.
- CHAMBERS, D.L. Quality control in mass rearing. **Annual Review of Entomology**, v.22, p.228-308, 1977.
- COPPEL, H.C.; MERTINS, J.W. **Biological insect pest suppression**. New York: Springer-Verlag, 1977. 314 p.
- CORONADO, A.C. Mosca pinta de los pastos: distribución, biología y combate. **Fitofilo**, v.17, n.41, p.16-20, 1964.
- COSENZA, G.W. Biologia da cigarrinha das pastagens (*Deois flavopicta*). **Comunicado Técnico - EMBRAPA**, n.5, p.1-4, abr. 1981.
- COSTA LIMA, A. **Insetos do Brasil**. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 1942. v.3, p.65-80: Cercopoidea.
- DINARDO-MIRANDA, L.L. Cigarrinha em cana crua. In: SEMANA DA CANA-DE-AÇÚCAR DE PIRACICABA, 4., Piracicaba, 1999a. Piracicaba: AFOCAPI, 1999a. p.36-37.

- DINARDO-MIRANDA, L.L.; FIGUEIREDO, P.; LANDELL, M.G.A. et al. Danos causados pelas cigarrinhas das raízes (*Mahanarva fimbriolata*) a diversos genótipos de cana-de-açúcar. **STAB. Açúcar, Alcool e Subprodutos**, v.17, n.5, p.48-53, maio/jun. 1999b.
- DINARDO-MIRANDA, L.L.; FERREIRA, J.M.G.; CARVALHO, P.A.M. Influência da época de colheita e do genótipo de cana-de-açúcar sobre a infestação de *Mahanarva fimbriolata* (Stal) (Hemiptera: Cercopidae). **Neotropical Entomology**, v.30, n.1, p.145-149, 2001.
- DOMINGUES, J.M.; SANTOS, E.M. Estudo da biologia da cigarrinha das pastagens *Zulia entreriana* (Berg, 1879) e sua curva populacional no norte do estado do Espírito Santo. **Boletim Técnico - EMCAPA**, n.2, p.1-43, 1975.
- EL-KADI, M.K. Novas perspectivas no controle de cigarrinhas. In. CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 4., Goiânia, 1977. **Conferências, palestras e exposições**. Goiânia: SEB, 1977. p.58-67.
- FAGAN, B.E.; KUITERT, L.C. Biology of the two-lined spittlebug, *Prosapia bicincta*, on Florida pastures (Homoptera: Cercopidae). **The Florida Entomologists**. v.52, n.3, p.199-206. 1969.
- FAO PRODUCTION YEARBOOK - 1999, v.53, p.165-166, 1999.
- FENNAH, R.G. Revisionary notes on the new world genera of cercopid froghoppers (Homoptera: Cercopoidea). **Bulletin of Entomological Research**, v.58, n.1, p.165-190, 1968.
- FEWKES, D.W. The effect of exposure to dry conditions on the eggs of *Aeneolamia varia saccharina* (Homoptera: Cercopidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v.56, p.719-720, 1963.
- FEWKES, D.W. The fecundity and fertility of the Trinidad sugar-cane froghopper, *Aeneolamia varia saccharina* (Homoptera, Cercopidae). **Tropical Agriculture**, v.41, n.2, p.165-168, 1964a.
- FEWKES, D.W. Some observations on egg diapause in the Trinidad cane froghopper, *Aeneolamia varia saccharina* (Homoptera: Cercopidae). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 99, p.224-228, 1964b.
- FEWKES, D.W. The biology of sugar cane froghoppers. In: WILLIAMS, J.R.; METCALFE, J.R.; MUNGOMERY, R.W.; MATHES, R. **Pests of sugar cane**. Amsterdam: Elsevier Publishing, 1969. p.281-307.

- FEWKES, D.W.; DEMIDECKI-DEMIDOWICZ, M.R. Rearing technique for sugar cane froghopper nymphs (Homoptera: Cercopidae). **Annals of the Entomological of America**, v.64, n.6, p.1471-1472, 1971.
- FNP CONSULTORIA & COMÉRCIO. **Agrianual 2002**: anuário da agricultura brasileira. São Paulo, 2002. p.249-273: cana-de-açúcar.
- FREIRE, A.M.; SOUTO, C.E.R.; MARQUES, E.J. Combate biológico das cigarrinhas da cana-de-açúcar. **Brasil Açucareiro**, v.71, n.4, p.41-44.1968.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S. et al. **Manual de entomologia agrícola**. 3.ed. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p.
- GUAGLIUMI, P. A nova nomenclatura e a distribuição das espécies mais importantes. **Brasil Açucareiro**, v.38, n.1, p.75-88, jul. 1970.
- GUAGLIUMI, P. As cigarrinhas dos canaviais no Brasil. **Brasil Açucareiro**, v.72, n.3, p.34-43, 1968.
- GUAGLIUMI, P. **Pragas da cana-de-açúcar**: Nordeste do Brasil. Rio de Janeiro: Instituto do Açúcar e do Alcool, 1972-1973. p.69-204. (Coleção Canavieira, 10).
- GUAGLIUMI, P.; MARQUES, E.J.; MENDONÇA FILHO, A. et al. Primeiros resultados na luta biológica contra a “Cigarrinha da folha”, *Mahanarva posticata* Stål (Hom., Cercopidae) no nordeste do Brasil. **Boletim Açucareiro**, v.8, p.1-8, 1969.
- HADDAD, M.L.; MORAES, R.C.B.; PARRA, J.R.P. Sistema computadorizado para modelos bioestatísticos aplicados à entomologia. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 15., Caxambu, 1995. **Resumos**. Caxambu: SEB, 1995. p.244.
- HAGLEY, E.A.C. Artificial diet for the adult froghopper. **Nature**, v. 213, p.414-415, 1967.
- HERNANDEZ, O.J.V.; FLORES, C.S. The biology and control of *Aeneolamia postica* (Walker). INTERNATIONAL SOCIETY OF SUGAR CANE TECHNOLOGISTS CONGRESS, 9., New Delhi, 1956. **Proceedings**. New Delhi: The Executive Committee of the I.S.S.C.T., 1956. p.821-836.
- HORN, D.J. **Ecological approach to pest management**. New York: Guilford Press, 1988. 285 p.
- HULTING, F.; ORR, D.B.; OBRYCKY, J.J. A computer program for calculation and statistical comparison of intrinsic rates of increase and associated life table parameters. **Florida Entomologist**, v.73, n.4, dec. 1990.

- JAMES, H.C. The bionomics and control of *T. flavilatera* UR., the demerara sugar cane froghopper. In: BRITISH WEST INDIES SUGAR TECHNOLOGISTS, 1946. **Proceedings**. p.34-49.
- KING, A.B.S. Factors affecting the phenology of the first brood of the sugar-cane froghopper *Aeneolamia varia saccharina* (Dist.) (Homoptera, Cercopidae) in Trinidad. **Bulletin of Entomological Research**, v.65, p.359-372, 1975.
- KOGAN, M. Insect-plant interactions. In: MILLER, J.R.; MILLER, T.A. (Ed.). **Bioassays for measuring quality on insect food**. New York: Springer-Verlag, 1986. cap.6, p.155-189.
- LALLEMAND, V. **Genera insectorum**: Homoptera: Fam. Cercopidae. Bruxelles: s.n., 1912. 167 p.
- LAPOINTE, S.L.; SOTELO, G.; ARANGO, G. Improved technique for rearing spittlebugs (Homoptera: Cercopidae). **Journal of Economic Entomology**, v.82, n.6, p.1764-1766, 1989a.
- LAPOINTE, S.L.; SOTELO, G.; SERRANO, M.S. et al. Cría masiva de especies de cercópidos en invernadero. **Pasturas Tropicales**, v.11, n.3, p.25-28, 1989b.
- LEPPLA, N.C.; ASHLEY, T.R. Quality control in insect mass production: a review and model. **Bulletin of the Entomological Society of America**. v.35, n.4, p.33-44, 1989.
- MAGALHÃES, B.P.; PARRA, J.R.P.; SILVA, A.B. Técnica de criação e biologia de *Deois incompleta* em *Brachiaria*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.22, n.2, p.137-144, fev. 1987.
- MAGRINI, E.A. Tabela de vida para *Anticarsia gemmatalis* Hübner 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em condições de laboratório. Piracicaba, 1993. 77p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo.
- MAIA, H.N.M.; LUIZ, A.J.B.; CAMPANHOLA, C. Statistical inference on associated fertility life table parameters using jackknife technique: computational aspects. **Journal of Economic Entomology**, v.93, n.2, p.511-518, 2000.
- MANSINGH, A. Physiological classification of dormancies in insects. **The Canadian Entomologist**, v.103, p.983-1009, 1971.
- MARQUES, E.J. Biologia e avaliação de danos da cigarrinha da folha *Mahanarva posticata* (Stål, 1855) (Hom., Cercopidae) em cana-de-açúcar. Piracicaba, 1976. 91p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo.

- MEDEIROS, M.B. Ação de biofertilizantes líquidos sobre a bioecologia do ácaro *Brevipalpus phoenicis*. Piracicaba, 2002. 110 p. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo.
- MENDES, A.C.; BOTELHO, P.S.M.; MACEDO, N. et al. Behavior of the adults of the root froghopper, *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (Hom., Cercopidae), according to climatic parameters. INTERNATIONAL SOCIETY OF SUGAR CANE TECHNOLOGISTS CONGRESS, 16., São Paulo, 1977. **Proceedings**. São Paulo: The Executive Committee of the I.S.S.C.T., 1977. p.617-631.
- MENDONÇA FILHO, A.; SANTIAGO, O.A.; ANACLETO, S.M.G. Manejo integrado de *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (Hem.: Cercopidae) em cana-de-açúcar na Usina Nova Aliança S.A., Amélia Rodrigues-BA. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 15., Caxambu, 1995. **Resumos**. Caxambu: SEB, 1995. p.635.
- MENDONÇA FILHO, A. Introdução da cigarrinha da raiz da cana-de-açúcar *Mahanarva fimbriolata* (Stål), no estado de Alagoas, Brasil: Importância Econômica e Controle. In: CONGRESSO NACIONAL DA SOCIEDADE DOS TÉCNICOS AÇUCAREIROS E ALCOOLEIROS DO BRASIL, 6., Maceió, 1996. Maceió: STAB, 1996. p.207-212.
- MENDONÇA FILHO, A.; WILLIAM, R.; SILVA, M. et al. Controle biológico da cigarrinha da raiz *Mahanarva fimbriolata* (Hem.: Cercopidae) em áreas de corte mecanizado de cana crua. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 7., Poços de Caldas, 2001. **Resumos**. Poços de Caldas: SICONBIOL, 2001. p.131.
- MENEZES, M. As cigarrinhas-das-pastagens (Homoptera: Cercopidae) na região sul da Bahia, Brasil: identificação, distribuição geográfica e plantas hospedeiras. **Boletim Técnico - CEPLAC**, n.104, p.1-48, 1982.
- METCALF, Z.P. **General catalogue of the Homoptera**: fasc. VII, part 2, Cercopidae. Raleigh: North Carolina State College, 1961. 616 p.
- MEYER, J.S.; INGERSOLL, C.G.; McDONALD, L.L. et al. Estimating uncertainty in population growth rates: jackknife vs. Bootstrap techniques. **Ecology**, v.67, p.1156-1166, Oct. 1986.
- MOREIRA, C. A cigarrinha da canna de assucar. **Almanak Agrícola Brasileiro**, v.10, p.141-142, 1921.
- MOREIRA, C. A cigarrinha vermelha da cana de assucar (*Tomaspis liturata* Lep. & Serv.). **Boletim do Instituto Biológico de Defesa Agrícola**, v. 4, p.1-23, 1925.

- NASCIMENTO, M.L. Efeito de *Bacillus thuringiensis* var. *Kurstaki* sobre *Podisus nigrispinus* Dallas, 1851 (Heteroptera: Pentatomidae: Asopinae) em laboratório. Lavras, 1996. 56 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Lavras.
- NILAKHE, S.S. Improved methods for obtaining spittlebug nymphs and expected yields. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**. v.14, n.2, p.321-325, 1985.
- PACHECO, J.M. Aspectos da biologia e ecologia de *Deois (Acanthodeois) flavopicta* (Stål, 1854) na região de São Carlos. São Carlos, 1981. 111 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de São Carlos.
- PACHECO, J.M.; SILVA, C.R.S. Técnica de criação de ninfas das cigarrinhas das pastagens *Deois (Acanthodeois) flavopicta* (Stål, 1854) (Homoptera, Cercopidae). **Revista Brasileira de Entomologia** v.26, n.1, p.109-112. 1982.
- PACHECO, J.M.; SILVA, C.R.S.; RUVOLO, M.C.C. Biologia da cigarrinha das pastagens *Kanaima vittata* (Wlk., 1851) (Hemiptera: Cercopidae): Ninfas. **Revista de Agricultura**, v.70, n.3, p.291-295, 1995.
- PARRA, J.R.P. **Biologia dos insetos**. Piracicaba: ESALQ, 1979. 383 p.
- PARRA, J.R.P. **Técnicas de criação de insetos para programas de controle biológico**. Piracicaba: FEALQ, 2001. 134 p.
- PARRA, J.R.P.; HADDAD, M.L.; SILVEIRA NETO, S. Tabela de vida de fertilidade de *Perileucoptera coffeella* (Guérin-Mèneville, 1842) (Lepidoptera, Lyonetiidae) em três temperaturas. **Revista Brasileira de Entomologia** v.39, n.1, p.125-129. 1995.
- PASS, B.C.; REED, J.K. Biology and control of the spittlebug *Prosapia bicincta* in coastal Bermuda grass. **Journal of Economic Entomology**, v.58, n.2, p.275-278, 1965.
- PINTO, W.J. Biologia de *Mahanarva rubicunda indentata* (Walker) (Homoptera: Cercopidae) e controle com *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorokin. Viçosa, 1995. 60 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.
- PRICE, P.W. **Insect ecology**. 2.ed. New York: John Wiley, 1984. 607 p.
- RABINOVICH, J.E. **Ecologia de poblaciones animales**. Washington: Secretaria General de la Organización de los Estados Americanos, 1978. 114 p.
- RAMOS, I. M. Biologia da cigarrinha das pastagens *Zulia entreriana* (Berg, 1879) (Homoptera: Cercopidae). Piracicaba, 1976. 72 p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo.

- RIBEMBOIM, J.A.; CISNEIROS, G.M.A. **Contribuição ao estudo da biologia da cigarrinha da cana-de-açúcar (“*Mahanarva indicata*”, Distant 1909) em Pernambuco**. Recife: Comissão Executiva de Defesa Sanitária da Lavoura Canavieira de Pernambuco, 1967. 16p. (Boletim, 23).
- RODRÍGUES, J.; PECK, D.C.; CANAL, N.A. Biología comparada de tres especies de salivazo de los pastos del género *Zulia* (Homoptera: Cercopidae). **Revista Colombiana de Entomología**. v.28, n.1, p.17-25, 2002.
- SILVEIRA NETO, S.; NAKANO, O.; BARBIN, D. et al. **Manual de ecologia dos insetos**. São Paulo: Ceres, 1976. 419 p.
- SOTELO, G.; LAPOINTE, S.L.; ARANGO, G.L. Nueva tecnica de cria del “salivazo de los pastos” en invernadero (Homoptera: Cercopidae). **Revista Colombiana de Entomologia**. v.14, n.1, p.3-6, 1988.
- SOUTHWOOD, T.R.E. **Ecological methods with particular reference to the study of insects populations**. 2.ed. London: Chapman and Hall, 1978. 524 p.
- STORÓPOLI NETO, A. Criação, biologia e aspectos da genética do polimorfismo alar de cigarrinhas-das-pastagens (Homoptera: Cercopidae). Campinas, 1985. 118 p. Dissertação (Mestrado) - Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas.
- STORÓPOLI NETO, A.; PAVAN, C. Novo método de criação de cigarrinhas das pastagens (Homoptera: Cercopidae). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.19, n.10, p.1185-1196, 1984.
- URICH, F.W. PICKLES, A. Studies in the incubation of the eggs of the sugar-cane froghopper, *Tomaspis saccharina* Dist. - II Eggs laid in soil. **Minutes and Proceedings of the Froghopper Committee**, v.20, p.253-255. 1931.
- VÁLERIO, J.R. Obtenção de ovos de cigarrinhas (Homoptera: Cercopidae) em agar-água. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.22, n.3, p.583-590, 1993.
- VAN DEN BOSCH, R.; MESSENGER, P.S.; GUTIERREZ, A.P. **An introduction to biological control**. New York: Plenum Press, 1982. cap.7, p.95-115: Life table analysis in population ecology.
- VIGNON, P. **Introduction a la biologie expérimentale**. Paris: Paul Lechevalier, 1930. cap. 2, p.88-188: Les instincts et l’organisme.
- VILAS BOAS, A.M.; ANDRADE, R.M. Observações preliminares sobre a biologia de *Acmopolynema herwali* Gomes (Hymenoptera: Mymaridae) parasitóide de ovos da cigarrinha *Mahanarva posticata* Stål (Homoptera: Cercopidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.19, n.2, p.307-313, 1990.

WILLIAMS, J.M.; COOK, J.M. Technique for rearing the twolined spittlebug. **Journal of Economic Entomology**, v.68, n.4, p.421-422, 1975.