

**MARCELO FIALHO DE MOURA**

**PLANO DE AMOSTRAGEM CONVENCIONAL DA  
MOSCA-BRANCA *Bemisia tabaci* (GENN.) (HOMOPTERA:  
ALEYRODIDAE) NA CULTURA DO PEPINO**

**VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL  
2001**

**MARCELO FIALHO DE MOURA**

**PLANO DE AMOSTRAGEM CONVENCIONAL DA MOSCA-  
BRANCA *Bemisia tabaci* (GENN.) (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE)  
NA CULTURA DO PEPINO**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Entomologia, para obtenção do título de “Magister Scientiae”.

**VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL  
2001**

**MARCELO FIALHO DE MOURA**

**PLANO DE AMOSTRAGEM CONVENCIONAL DA MOSCA-  
BRANCA *Bemisia tabaci* (GENN.) (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE)  
NA CULTURA DO PEPINO**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Entomologia, para obtenção do título de “Magister Scientiae”.

Aprovada: 06 de agosto de 2001

---

Prof. Derly José Henriques da Silva  
(Conselheiro)

---

Prof. Angelo Pallini Filho  
(Conselheiro)

---

Prof. José Cola Zanúncio

---

Prof. Mônica Josene Barbosa Pereira

---

Prof. Marcelo Coutinho Picanço  
(Orientador)

Aos meus Pais, Gilberto e Maria Antonia que me proporcionaram uma boa base cultural e um exemplo de vida a ser respeitado e seguido.

Ofereço

Aos meus irmãos Gilberto e Elisa que sempre me apoiaram e participaram da minha vida, compartilhando todos os momentos.

Dedico

## **AGRADECIMENTOS**

À Universidade Federal de Viçosa, pela oportunidade em cursar a graduação e pós-graduação.

Ao professor Marcelo Coutinho Picanço pela orientação, incentivo e amizade que muito contribuíram para a realização dessa tese

Aos professores Derly José Henriques da Silva; José Cola Zanúncio; Ângelo Pallini Filho e Mônica Josene Barbosa Pereira pela contribuição compreensão e respeito.

Aos professores Cláudio Horst Bruckner, Luiz Carlos Chamhum Salomão, Paulo Sérgio Fiúza Ferreira, Paulo Roberto Cecon e Raul Narciso Carvalho Guedes pelos ensinamentos e experiência transmitidos.

Aos colegas do curso pela amizade.

À Adriana pela sua compreensão, paciência e colaboração.

Aos funcionários da pós-graduação em Entomologia, Maria Paula, Francisco Ribeiro e José Evaristo, pela competência e dedicação ao trabalho.

Aos olericultores do município de Tocantins, MG, por permitirem a execução desta pesquisa em suas propriedades.

Aos amigos e colegas de pesquisa: Adilson, Alfredo Henrique, Altair, Elisângela, Emerson, Ézio, Flávio, Jardel, Lessando, Marcos Rafael e Shaiene pela indispensável ajuda na coleta dos dados.

Aos amigos de república, pela amizade e convivência.

Ao CNPq pela bolsa de estudo.

À todos aqueles que direta ou indiretamente colaboraram para que esse trabalho fosse realizado.

## **BIOGRAFIA**

Marcelo Fialho de Moura, filho de Gilberto Augusto de Laranjeira Moura e Maria Antonia Fialho Moura, nasceu no dia 13 de julho de 1975, em Caetité, BA.

Cursou o ensino secundário no colégio do Santíssimo Sacramento em Salvador, BA, concluindo-o em 1993.

Em março de 1994 iniciou o curso de Agronomia na Universidade Federal de Viçosa onde se graduou Engenheiro Agrônomo em agosto de 1999.

Durante o período de graduação iniciou seus trabalhos na área entomológica, onde, durante quatro anos conduziu pesquisas na área de manejo integrado de pragas de fruteiras e hortaliças, sendo bolsista de iniciação científica do PIBIC/CNPq durante dois anos e meio.

Em setembro de 1999 ingressou no programa de mestrado em entomologia na Universidade Federal de Viçosa, Viçosa-MG, defendendo tese no dia 06 de agosto de 2001.

## ÍNDICE

	<b>Página</b>
<b>RESUMO</b>	<b>vii</b>
<b>ABSTRACT</b>	<b>ix</b>
<b>1. INTRODUÇÃO</b>	<b>1</b>
<b>2. MATERIAL E MÉTODOS</b>	<b>8</b>
<b>3. RESULTADOS</b>	<b>16</b>
<b>4. DISCUSSÃO</b>	<b>33</b>
<b>5. CONCLUSÕES</b>	<b>38</b>
<b>6. BIBLIOGRAFIA</b>	<b>39</b>

## RESUMO

MOURA, Marcelo Fialho de, M.S., Universidade Federal de Viçosa, agosto de 2001. **Plano de amostragem convencional da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) na cultura do pepino.** Orientador: Marcelo Coutinho Picanço. Conselheiros: Derly José Henriques da Silva e Angelo Pallini Filho.

Esta tese teve por objetivo determinar um plano convencional de amostragem para mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) na cultura do pepino. Avaliou-se a densidade de ninfas e adultos da mosca-branca em dez cultivos comerciais de pepino em Tocantins, Minas Gerais de julho a dezembro de 2000, com contagem direta dos insetos, batida de folha em bandeja plástica e coleta de folha em sacola plástica. A unidade amostral foi uma folha de pepino presente nos terços apical, mediano e basal do espaldeiramento. Registrou-se o tempo de amostragem e calculou-se o custo, variância relativa e precisão relativa para cada técnica e unidade amostral. A partir destes resultados selecionou-se a técnica e unidade amostral a serem utilizadas no plano de amostragem. Estudou-se a distribuição teórica de frequência das contagens de mosca-branca na unidade amostral e técnica selecionada e determinou-se o número de amostras a comporem o plano de

amostragem. As maiores densidades de adultos de *B. tabaci* foram encontradas com a contagem direta dos insetos em folha dos terços apical e basal do espaldeiramento. Os dados das amostragens isoladas de adultos e ninfas ajustaram-se à distribuição estatística binomial negativa enquanto que os de adultos + ninfas não se ajustaram às distribuições binomial negativa, binomial positiva ou distribuição de Poisson. A amostragem da mosca-branca no pepino dever ser feita por contagem direta de ninfas + adultos em 86 folhas da parte apical do espaldeiramento.

**Palavras-chave:** Insecta, *Cucumis sativus*, técnica de amostragem, distribuição estatística, manejo integrado de pragas.

## ABSTRACT

Moura, Marcelo Fialho de, M.S., Universidade Federal de Viçosa, August, 2001. **Whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) conventional sampling plan in the cucumber culture.** Adviser: Marcelo Coutinho Picanço. Committee Members: Derly José Henriques da Silva and Angelo Pallini Filho.

This Thesis had as objective to determinate in the cucumber culture, a conventional sampling plan for whitefly (*Bemisia tabaci*) (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). It was evaluated the nymph and adult densities in ten cucumbers commercial cultivation in Tocantins, Minas Gerais, from July to December 2000, with direct insect counting, leaf shaking on plastic tray and leaf collecting in plastic bag. The sample unit was cucumber leaf on the apical, median and basal thirds of the backing rest. It was registered the sample time and calculated the costs, relative variance and relative precision for each technique and sample unit. From this results on, it was selected the technique and sample unit to be used in the sample plan. It was studied the theoretical distribution of the white-bug counting frequency on the sampling unit and selected technique and it was determinated the number of samples to compose the sampling plan. The adult biggest densities of *B. tabaci* were founded when

it was used the insects direct counting on the apical and basal third leaves of the backing rest. The datum of the isolated samples of adults and nymphs adjusted to the negative binomial statistic distribution while the adults + nymphs did not adjusted neither to the negative binomial, positive binomial distributions nor to the Poisson distribution. The white-bug sampling in cucumber culture should be done by nymph + adults direct counting on 86 leaves of the backing rest apical third.

**Keywords:** insecta, *Cucumis sativu*, sampling technique, statistical distribution, integrated pest management.

## 1. INTRODUÇÃO

O pepino *Cucumis sativus* L. é uma planta da família das curcubitáceas cujo fruto é uma baga suculenta, cheia, de formato cilíndrico, rica em açúcares e vitamina C, consumido tanto na forma “in natura” em saladas, como em conservas na forma de picles. Seu rendimento, a campo, no Brasil, é ainda muito reduzido, sendo que vários fatores contribuem para a redução da sua produtividade, dentre os quais pode-se destacar a incidência de insetos praga, destacando a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn., 1889) (Homoptera: Aleyrodidae) (Alvarenga et al., 1982; Silva et al., 1992; Filgueira, 2000).

Desde 1923 é relatada a ocorrência da mosca-branca *B. tabaci* no Brasil (Lourenção & Nagai, 1994). Até 1991 *B. tabaci* era considerada como praga de importância secundária e de ocorrência esporádica, porém a partir desta data começaram a ocorrer surtos populacionais em diversas culturas de importância econômica atacando especialmente plantas pertencentes à família das curcubitáceas onde a praga apresenta um elevado potencial de destruição (Boukadida & Michelakis, 1994; Lourenção & Nagai, 1994).

O aumento nas infestações conduziu a pesquisa a investigar a presença de um novo biótipo de *B. tabaci*, a cujo eventual potencial biótico diferenciado seriam atribuídas essas novas interações com plantas. O resultado dos estudos indicaram a existência de dois biótipos de *Bemisia tabaci*: biótipo A com padrão

isoenzimático de esterase A, e biótipo B com padrão isoenzimático de esterase B (novo biótipo) (Cohen et al., 1992; Perring et al., 1992; Costa et al., 1993). Como o biótipo B não acasalava com o biótipo A (Perring et al., 1993), apresentando diferenças genéticas (Bellows Junior et al., 1994) e morfológicas (Bellows Junior et al., 1994) foi então descrita como uma nova espécie de mosca-branca denominada de *Bemisia argentifolii* (Perring et al., 1993).

A mosca-branca *B. tabaci* apresenta metamorfose incompleta, passando pelas fases de ovo, ninfa (na qual o inseto passa por quatro estádios sendo o último chamado de pseudo-pupa) e adulta (Bellows Junior et al., 1994).

Os adultos de *B. tabaci* possuem o dorso de cor amarelo pálido, asas brancas e medem de 1 a 2 mm de comprimento. Como suas asas cobrem quase todo o corpo a cor predominante é o branco. Tanto os adultos quanto as ninfas possuem aparelho bucal do tipo “picador-sugador”, sugando a seiva do floema. Estes insetos são muito ativos e ágeis e voam rapidamente quando molestados, sendo que apenas o adulto tem capacidade de movimentação para outras partes da planta ou para outras plantas. A longevidade dos adultos pode variar com a temperatura e hospedeiro, estando, em média, em 13 dias para machos e 62 dias para fêmea (Byrne & Bellows Junior, 1991; Bellows Junior et al., 1994).

A fêmea coloca de 100 a 300 ovos durante toda a sua vida. Os ovos apresentam coloração amarelada, formato de pêra e medem de 0,2 a 0,3 mm. São depositados pelas fêmeas, de maneira irregular, na face inferior das folhas e o período de incubação varia de 6 a 15 dias a depender da temperatura ambiente (Byrne & Bellows Junior, 1991).

As ninfas são translúcidas e apresentam coloração amarelada. A parte dorsal é lisa, plana ou levemente convexa. No primeiro estádio, logo após a eclosão, a ninfa se locomove na folha procurando um local para introduzir o estilete e dar início à alimentação. Durante todos os demais estádios ninfais o inseto permanece imóvel, sempre se alimentando (Byrne & Bellows Junior, 1991; Bellows Junior et al., 1994).

Mizuno & Villas Boas (1997) encontraram a uma temperatura de  $25 \pm 2^\circ\text{C}$ , que a duração média do primeiro estágio ninfal foi de  $4,6 \pm 0,1$  dias quando infestavam tomate e  $4,4 \pm 0,2$  dias infestando repolho. No 2º estágio, a duração média verificada foi de  $4,0 \pm 0,2$  dias em tomate e  $3,4 \pm 0,5$  dias em repolho. Para o 3º estágio ninfal, encontraram  $2,8 \pm 0,2$  dias em tomate e  $4,3 \pm 0,4$  dias em repolho. No 4º estágio verificaram  $4,7 \pm 0,3$  dias em tomate e  $5,7 \pm 0,5$  dias em repolho. A duração total do estágio ninfal durou em média  $22,9 \pm 1,1$  dias em tomate e  $25,6 \pm 1,1$  dias em repolho.

Adultos e ninfas da mosca-branca *B. tabaci* se estabelecem em colônia na face inferior das folhas, onde inserem seu aparelho bucal picador-sugador, sugando seiva do floema e excretando uma substância açucarada conhecida vulgarmente como “mela”, a qual pode se depositar sobre a planta e servir de substrato para o desenvolvimento de fungos saprófitas, especialmente do gênero *Capnodium* (ascomiceto da ordem Dothideales). Esses fungos apresentam coloração escura e ao se desenvolverem formam um filme escuro e denso que recobrendo os órgãos clorofilados da planta comprometem a capacidade fotossintética dos mesmos, além de interferir nas trocas gasosas que se processam através dos estômatos. Dessa forma o ataque da mosca-branca pode resultar em diminuição da produtividade e redução no tamanho e qualidade dos frutos. Entretanto o maior problema ocasionado pela mosca-branca ocorre pela transmissão de vírus, geralmente àqueles pertencentes ao grupo dos geminivírus (Fishpool & Burban, 1994; Krugner, 1995).

A fase adulta é responsável pela transmissão de viroses, pois as ninfas mesmo que virulíferas não a propagam por possuir hábito sedentário. A relação da mosca-branca com o geminivírus é do tipo persistente-circulativo, o que significa que as partículas virais adquiridas pelo inseto durante a sua alimentação, circulam no seu corpo, passando do intestino a hemolinfa e daí até as glândulas salivares. Quando uma mosca virulífera se alimenta de uma planta sadia, inocula junto com a saliva as partículas virais, onde estas se multiplicam (Costa 1976a; Bianchini et al., 1997; Bianchini, 1994).

Estudos feitos em feijoeiro mostraram que a aquisição do geminivírus responsável pelo mosaico dourado do feijoeiro (BGMV) por insetos do gênero *Bemisia* pode ocorrer em poucos minutos, porém para haver eficiência na transmissão, é necessário um período mais longo. Uma alimentação de 48 horas para aquisição do vírus e de 24 horas para inoculação é suficiente para uma eficiência de aproximadamente 100% de transmissão. Em geral após a obtenção do vírus, o inseto pode transmiti-lo durante alguns dias ou várias semanas, sendo que as fêmeas transmitem o vírus com maior eficiência que os machos (Costa 1976b; Bianchini et al., 1997; Bianchini, 1994).

No Brasil ainda não foi relatada a transmissão de geminivírus a curcubitáceas por mosca-branca. Porém em tomate geminivirus do subgrupo III, os quais são transmitidas por mosca-branca, chegam a ocasionar perdas na produção da ordem de 70% (Krugner, 1995).

Em função do ataque de pragas os agricultores adotam medidas de controle. Dois sistemas de controle são adotados no Brasil: o sistema convencional e o manejo integrado de pragas. O sistema convencional é o que predomina, nesse sistema um inseto é classificado com praga quando se constata sua presença no agroecossistema e a decisão de controlá-lo é tomada com base apenas no “bom senso” do agricultor, o qual adota quase que exclusivamente, o controle químico como única tática de controle. A adoção desse sistema pode se traduzir em problemas econômicos (uma vez que os agricultores podem estar controlando as pragas quando estas estão ocasionando prejuízos inferiores aos gastos com o seu controle; ou não estar controlando a praga quando se é justificável, por não perceber o seu ataque) além do que, o uso excessivo de inseticidas pode comprometer a qualidade da água, ar e solo interferindo na harmonia do ambiente e saúde do homem (Picanço & Guedes, 1999; Picanço et al., 2000; Picanço et al., 2001).

Uma opção ao sistema convencional seria adoção do manejo integrado de pragas no qual um ácaro ou inseto fitófago só é considerado praga quando ocasiona danos econômicos. O manejo integrado de pragas tem por objetivo preservar e incrementar os fatores de mortalidade natural das pragas usando de

forma integrada métodos de controle selecionados com base em parâmetros econômicos, ecológicos e sociológicos (Pedigo, 1988; Dent, 1993).

A sustentabilidade ambiental e econômica pode ser conseguida com a adoção de táticas de controle ambientalmente adequadas, como a resistência de plantas, o controle biológico e práticas culturais. Todavia, a maioria desses procedimentos são preventivos, e a principal prática terapêutica utilizada é o controle químico, logo a escolha do inseticida a ser usado e o melhor momento de aplicação é de extrema importância para se ter eficiência de controle, agredindo o mínimo possível o ambiente (Kovach et al., 1992).

No manejo integrado de praga o melhor momento para aplicação de inseticidas é determinado pelo monitoramento das densidades populacionais dos insetos-praga e seus inimigos naturais, as quais são comparadas com índices de tomada de decisão: nível de controle e nível de não ação. O nível de controle ou de ação corresponde a intensidade de ataque da praga face a qual devemos adotar medidas de controle. O nível de não ação corresponde a densidade populacional do inimigo natural capaz de controlar a praga. Devendo-se controlar a praga quando sua densidade populacional for igual ou superior ao nível de controle e a densidade populacional dos inimigos naturais for inferior ao nível de não ação. Portanto o controle com inseticidas deve se basear em pesquisas que permitam o desenvolvimento de metodologia de avaliação populacional das pragas e de seus inimigos naturais através de amostragens (Hillhous & Pitre, 1974; Crocomo, 1990; Picanço & Guedes, 1999; Picanço et al., 2000; Picanço et al., 2001).

A amostragem de pragas pode ser realizada seguindo-se dois planos: o seqüencial e o convencional (Sterling et al., 1983). O plano de amostragem seqüencial caracteriza-se pela avaliação de um número variável de amostras, de forma a classificar rapidamente as populações em categorias como, baixa, média ou alta densidade, ou simplesmente indicar se deve ou não realizar o controle de determinada praga (Farias, 1996).

O plano de amostragem convencional usa um número fixo de amostras por unidade de área, adotando procedimentos fixos a serem seguidos e

gastando um tempo de amostragem superior ao gasto no plano seqüencial. O plano convencional representa o ponto inicial de geração de sistemas de tomada de decisão num programas de manejo integrado de pragas, por permitir a determinação de parâmetros essenciais à tomada de decisão como: nível de dano econômico e escolha da melhor unidade e técnica amostral, além de servir como padrão de validação dos planos seqüenciais (Farias, 1996; Nault & Kennedy, 1996; Gusmão, 2000).

A técnica de avaliação amostral que melhor estime a densidade populacional do inseto deve levar em consideração a precisão, o custo e a distribuição estatística dos dados, de forma a dar subsídio para uma tomada de decisão eficiente e barata (Pedigo, 1988; Shuster, 1988).

Entre as técnicas de amostragem mais empregadas para determinar as densidades populacionais dos insetos que exploram folhas como substrato alimentar estão: a batida de folha em bandeja de fundo branco (Pedigo, 1988; Imenes et al., 1992; Gusmão, 2000), a contagem direta dos insetos (Paula et al., 1998; Gusmão, 2000) e a coleta de folhas em sacola plástica para contagem (Waquil, 1997). Entretanto não se conhece a eficiência dessas técnicas na determinação das populações relativas da mosca-branca no pepino.

A planta de pepino apresenta crescimento indeterminado e quando tutoradas desenvolvem-se no sentido vertical (Filgueira, 2000). Os adultos de mosca-branca ovopositam, preferencialmente, na face inferior das folhas, nas partes mais novas dos ramos (Norman et al., 1995). Com o desenvolvimento das plantas tutoradas seus adultos e ninfas tendem a se distribuir por todo o perfil vertical da planta, sendo dessa forma, possível se amostrar folhas localizadas em diferentes alturas. No entanto podem existir diferenças quanto a representatividade amostral de folhas localizadas em alturas diferentes, logo na escolha de uma folha específica como unidade de amostragem é necessário que se conheça qual folha melhor representa a real infestação da mosca-branca em cultivos de pepino tutorados a campo.

Os dados gerados em uma amostragem podem se distribuir com diferentes freqüências, por sofrer influencia da distribuição dos insetos no

dossel da planta e na área cultivada. Como as distribuições estatísticas são afetadas pela unidade amostral, a amostragem é então afetada pela distribuição dos dados, logo, deve-se conhecer a distribuição teórica da frequência da população do inseto amostrado pra que os dados gerados possam garantir a otimização do sistema selecionado (Pielou, 1969; Croft et al., 1983; Pedigo, 1988; Steiner, 1990; Yaninez et al., 1991; Hanks & Denno, 1993; Ho, 1993; Cho, et al., 1995).

Assim, o objetivo desta pesquisa foi determinar a melhor técnica, unidade amostral e número de amostras a comporem um plano de amostragem convencional para a mosca-branca *B. tabaci* na cultura do pepino.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

Esta pesquisa foi realizada em dez cultivos comerciais de pepino em Tocantins, Minas Gerais de julho a dezembro de 2000, onde a densidade populacional da mosca-branca foi avaliada nas fases ninfal e adulta.

Monitorou-se sua densidade populacional em plantios comerciais que se encontravam sob ataque e que possuíam características homogêneas quanto a topografia, tipo de solo, híbrido plantado, data de plantio e espaçamento. A coleta das amostras foi feita em plantas equidistantes de forma a eliminar possíveis tendências direcionais da avaliação (Barrigossi, 1997).

Os plantios monitorados possuíam em média um hectare de área plantada cuja tecnologia adotada seguiam a um mesmo padrão: utilização de mão-de-obra familiar, tração animal, irrigação por sulco, adoção intensiva de adubos químicos e controle de pragas feito mediante pulverização de inseticidas com pulverizador costal manual.

Adotou-se delineamento experimental em blocos casualizados com dez repetições num esquema fatorial 3 x 3 (técnicas x unidades de amostragem). As técnicas de amostragem estudadas foram a contagem direta de insetos na face inferior da folha, a batida de folha em bandeja plástica branca (35 cm comprimento x 30 cm largura x 5 cm de profundidade) e a coleta de folha com sacola plástica. As unidades de amostragem estudadas

foram: uma folha de um ramo localizado na porção apical do espaldeamento, uma folha de um ramo localizado na porção mediana do espaldeamento e uma folha de um ramo localizado na porção basal do espaldeamento (Shuster, 1988; Miranda et al., 1998; Paula et al., 1998).

Na amostragem via contagem direta, a folha foi cuidadosamente virada, segurando-a pela ponta ou pelo pecíolo de forma a não afugentar os adultos. Na batida de folha em bandeja a folha foi agitada no interior da bandeja com movimentos bruscos, após o que, se contou os insetos presentes na bandeja. Na coleta de folha com sacola plástica, a folha foi rapidamente envolvidas pela sacola, arrancada, lacrada em seu interior e encaminhada ao laboratório onde se contou os insetos presentes na folha e sacola (Paula et al., 1988; Imenes et al., 1992; Waquil, 1997; Gusmão, 2000).

Em cada amostra coletada registrou-se o tempo gasto na contagem dos insetos, o qual foi utilizado na determinação do custo de amostragem, levando-se em consideração o salário de um trabalhador rural acrescido dos encargos sociais e gastos com materiais de amostragem como: lápis, borracha, papel, prancheta, bandeja plástica, sacola plástica e pano para limpeza de bandeja.

Adultos de mosca-branca foram coletados nos plantios visitados e encaminhados para identificação das espécies aí presentes. A identificação foi feita utilizando marcadores moleculares, esterases e corantes específicos. Por meio de eletroforese em gel de poliacrilamida detectou-se a presença de bandas negras em *B. tabaci* e bandas vermelhas em *B. argentifolii*, diferenciando-as (Coats et al., 1994).

## 2.1. Determinação da melhor técnica e unidade de amostragem.

Os dados de amostragem de cada técnica e unidade amostral referentes às dez lavouras de pepino foram submetidos à análise descritiva o que permitiu a obtenção de valores de média e erro padrão das amostragens de cada técnica. Esses valores foram utilizados no cálculo da variância relativa (VR) conforme a expressão 1 (Hammond & Pedigo, 1976; Pedigo et al., 1982; Pedigo, 1988). A variância relativa foi obtida com o erro padrão da média e a densidade média dos dados amostrais, o qual mede a precisão da técnica e indica a variabilidade dos dados amostrais, sendo as melhores técnicas aquelas que apresentam menores variâncias relativas. Com os dados médios de custo de amostragem para cada técnica e com os valores de VR, estimou-se a precisão relativa (PR) das técnicas de acordo com a expressão 2 (Crocomo, 1990). A precisão relativa indica qual a melhor técnica com base na variabilidade dos dados amostrais e custo de amostragem, sendo que as melhores técnicas são aquelas com maiores precisões relativas. Os valores de dez repetições de VR e PR, de cada técnica, foram submetidos ao teste de normalidade de Lilliefors ( $p < 0,01$ ) para a análise de variância e posteriormente ao teste de média de Tukey ( $p = 0,05$ ) para a escolha da melhor técnica e composição da amostra.

$$VR = \frac{[100 * S(\bar{X})]}{\bar{X}}, \text{ onde:} \quad (1)$$

VR = variância relativa,  $S(\bar{X})$  = erro padrão da média e  $(\bar{X})$  = média dos dados.

$$PR = \frac{100}{VR * Ca}, \text{ onde:} \quad (2)$$

PR = precisão relativa e  $Ca$  = custo de amostragem (R\$/amostra).

## 2.2. Distribuição teórica de frequência das contagens da mosca-branca *Bemisia tabaci* usando-se a unidade e técnica amostrais selecionadas

Inicialmente calculou-se o coeficiente  $b$  da lei da potência de Taylor que indica a distribuição teórica de frequência na qual os dados irão se ajustar. Valor de  $b$  maior que 1 indica que os dados tendem a se ajustar à distribuição binomial negativa, semelhante a 1 indica ajuste à distribuição de Poisson e valor menor que 1 indica ajuste à distribuição binomial positiva (Wilson, 1985; Allsopp et al., 1992; Navas et al., 1994; Doane et al., 2000).

A lei da potência de Taylor foi obtida calculando-se a regressão linear entre os dados de média e variância transformados em logaritmo neperiano, segundo a equação 3.

$$\text{Ln } S^2 = \text{Ln } a + b \text{Ln } m, \text{ onde:} \quad (3)$$

$S^2$  = variância dos dados,  $a$  = coeficiente de Taylor, também conhecido como fator de amostragem,  $b$  = coeficiente  $b$  de Taylor, também conhecido como índice de agregação e  $m$  = média da população.

Onde, o valor de  $a$  é o antilogaritmo do intercepto e  $b$  é a inclinação da reta da regressão estimada.

Para verificar se  $b$  é diferente da unidade, utilizou-se o teste “ $t$ ” de Student, segundo a equação 4.

$$t = \frac{b-1}{\sqrt{V(b)}} \quad (4)$$

$b$  = coeficiente de Taylor;  $V(b)$  = estimativa da variância de  $b$ .

O teste foi aplicado a um nível de significância de 5% de probabilidade com  $N-2$  graus de liberdade.

O passo seguinte foi verificar o ajuste dos dados de amostragem ao modelo de distribuição teórica de frequência indicado pelo coeficiente  $b$  da lei da potência de Taylor através do teste de qui-quadrado, o qual compara a frequência esperada com a frequência observada. Como os dados podem se ajustar, simultaneamente, a duas ou mais distribuições, além do modelo de

distribuição indicado pelo coeficiente  $b$  da lei da potência de Taylor (que foi a distribuição binomial negativa) foram testados o ajuste dos dados à distribuição binomial positiva e à distribuição de Poisson (Young & Young, 1998).

Verificou-se o ajuste dos dados de amostragem a uma distribuição teórica de frequência específica, quando não se encontra diferença significativa entre a frequência esperada e a observada pelo teste de qui-quadrado a  $p = 0,05$ . A ausência de ajuste a um modelo de distribuição teórica de frequência foi verificado pela existência de diferença significativa entre a frequência observada e a esperada a  $p = 0,05$  (Young & Young, 1998).

A frequência esperada segundo a distribuição binomial negativa foi calculada com as equações 5 e 6 as quais determinam as probabilidades de ocorrência. Essas fórmulas utilizam dois parâmetros estimados, a média e  $K$ . Os valores de  $K$  foram estimados pelo método dos momentos, conforme a equação 7 (Young & Young, 1998).

$$P(0) = \left(1 + \frac{m}{k}\right)^{-K} \quad (5)$$

$$P(x) = \frac{K + x - 1}{x} \left(\frac{m}{m + k}\right) P(x - 1) \quad (6)$$

$$K = \frac{m^2}{(S^2 - m)}, \text{ onde:} \quad (7)$$

$S^2$  = variância dos dados,  $m$  = média da população,  $K$  = parâmetro  $k$  da distribuição binomial negativa,  $x$  = número de insetos contados nas amostras e  $P(x)$  = probabilidade do número de insetos presentes na folha ser  $x$ .

As probabilidades de ocorrência da distribuição de Poisson foram calculadas usando-se as equações 8 e 9 (Young & Young, 1998).

$$P(0) = e^{-m} \quad (8)$$

$$P(x) = \frac{m}{x} P(x - 1), \text{ onde:} \quad (9)$$

$e$  = base do logaritmo neperiano ( $e = 2,718282\dots$ ) e  $m$  = média da população.

A probabilidade de se observar  $x$  ocorrências ou sucessos em  $n$  tentativas segundo a distribuição binomial positiva, foram calculadas usando-se as equações 10 e 11 (Young & Young, 1998):

$$P(0) = q^n$$

(10)

$$P(x) = \frac{p}{q} \cdot \frac{(n-x+1)}{x} \cdot P(x-1), \text{ onde:}$$

(11)

$p$  é a probabilidade da unidade amostral ser atacada pela praga,

$q$  é a probabilidade da unidade amostral não ser atacada pela praga.

### **2.3. Determinação do número de amostras a compor o plano de amostragem usando-se a unidade e técnica amostrais selecionadas**

O número de amostras a comporem o plano de amostragem foi calculado para cada uma das dez lavouras a um nível de 10 e 25% de precisão. Quando se encontrou ajuste dos dados a uma das distribuições teóricas de frequência testadas o cálculo foi realizado segundo esta distribuição (Tabela 1).

Tabela 1. Tamanho ótimo da amostra para estimar a densidade populacional com nível de precisão requerida D (Young & Young, 1998)

Distribuição	Tamanho ótimo de amostra *
Binomial Negativa	$= \left( \frac{z_{\alpha/2}}{D} \right) \left( \frac{1}{m} + \frac{1}{K} \right)$
Poisson	$= \frac{1}{\mu} \left( \frac{z_{\alpha/2}}{D} \right)^2$
Binomial Positiva	$= \frac{(1-p)z_{\alpha/2}^2}{pD}$

\* K é o parâmetro da distribuição binomial negativa,  
m e a média da população,  
p é a probabilidade da unidade amostral ser atacada pela praga,  
D é o nível de precisão esperado,  
 $Z_{\alpha/2}$  é o valor da distribuição normal padrão a um nível de confiança (1- $\alpha$ ).

Se esse ajuste não foi encontrado, o número de amostras para composição do plano de amostragem foi determinado utilizando-se a fórmula descrita por Pedigo (1988), por esta não exigir o ajuste dos dados a uma distribuição teórica de frequência específica. Com isto, o número mínimo de amostras para a amostragem dos insetos é calculado pelo quadrado da divisão dos produtos das multiplicações do desvio padrão pelo valor tabelado da distribuição “t” a 5% de significância, e da densidade média dos dados amostrais vezes um índice de precisão fixo de acordo com a expressão 12.

$$N = \left[ \frac{[t * S]}{(D * \bar{x})} \right]^2, \text{ onde:} \quad (12)$$

$N$  = número de amostras requeridas,  $\bar{x}$  = densidade média,  $D$  = precisão requerida,  $S$  = desvio padrão,  $t$  = valor tabelado a 0,05 de probabilidade.

Na seleção do número de amostras a ser usado no plano de amostragem adotou-se o critério de praticidade deste. Um número de amostra praticável é aquele que permite ao agricultor tomar uma decisão rápida e barata, não comprometendo o uso da mão-de-obra necessária a outras práticas culturais inerentes a atividade, como adubação, irrigação, controle de doenças e de ervas daninhas, tutoramento, colheita, etc.

O número de amostra considerando praticável é aquele em que o tempo gasto por uma dupla de amostradores, uma pessoa avaliando e outra anotando, não seja superior a uma hora. Considerando que o olericultor gasta uma hora coletando as amostras, uma hora se deslocando até um local apropriado e processando os dados da amostragem, ele conseguiria amostrar até quatro lavouras por dia, não comprometendo sua mão-de-obra.

### 3. RESULTADOS

#### 3.1. Técnica e unidade de amostragem

A espécie de mosca-branca presente nos plantios visitados foi identificada como sendo *Bemisia tabaci*.

Detectou-se através da análise de variância, diferenças significativas nas interações entre sistemas de amostragem compostos pela técnica de amostragem e parte do dossel na estimação da densidade de adultos [coeficiente de variação (c.v.) = 58,41%; graus de liberdade do resíduo (GLR) = 72; F = 6,63 e  $p < 0,0001$ ] e ninfas (c.v. = 105,96%; GLR = 45; F = 3,53;  $p = 0,0089$ ); porém não se detectou diferenças na amostragem simultânea de adultos e ninfas de mosca-branca (c.v. = 84, 40%; GLR = 45; F = 2,72;  $p = 0,031$ ).

A maior densidade de adultos de *B. tabaci* foi encontrada na contagem direta dos insetos na folha presentes na porção apical ( $6,08 \pm 1,04$ ) e basal ( $3,74 \pm 1,63$ ) do espaldeamento (Tabela 2).

Na amostragem de ninfas a maior e a menor densidade foram obtidas pela contagem direta de insetos presentes em folhas da porção basal ( $17,69 \pm 8,39$ ) e apical do espaldeamento ( $2,11 \pm 1,55$ ) respectivamente (Tabela 2).

Tabela 2 – Número de indivíduos por amostra (média ± erro padrão) em dez lavouras de pepino em função da técnica de amostragem e localização da folha no espaldeiramento. Tocantins, MG, 2000

Técnica	Parte do espaldeiramento	N <sup>o</sup> de amostras	Mosca-branca/amostra <sup>1</sup>		
			Adultos	Ninfas	Adultos + Ninfas
Batida de Bandeja	Apical	2000	3,32 ± 0,92 B	*	*
Batida de Bandeja	Mediana	2000	2,33 ± 1,02 B	*	*
Batida de Bandeja	Basal	2000	3,10 ± 1,92 B	*	*
Contagem Direta	Apical	2000	6,08 ± 1,04 A	2,11 ± 1,55 B	8,18 ± 2,37 A
Contagem Direta	Mediana	2000	3,04 ± 1,49 B	6,03 ± 3,70 AB	9,05 ± 5,14 A
Contagem Direta	Basal	2000	3,74 ± 1,63 AB	17,69 ± 8,39 A	21,43 ± 9,95 A
Sacola	Apical	1500	1,76 ± 0,76 B	5,88 ± 3,44 AB	7,65 ± 4,15 A
Sacola	Mediana	1500	1,60 ± 0,85 B	11,57 ± 6,77 AB	13,17 ± 7,61 A
Sacola	Basal	1500	1,66 ± 0,93 B	16,00 ± 9,42 AB	17,66 ± 10,34 A

<sup>1</sup> Médias em uma mesma coluna seguidas pela mesma letra não diferem, entre si, pelo teste de Tukey a  $p < 0,05$ .

\* Não foram detectadas ninfas com esta técnica de amostragem.

As interações entre sistemas e técnicas apresentam efeito significativo sobre as variâncias relativas (VR) das amostragens de ninfas (c.v. = 39,78%; GLR = 45; F = 6,77 e p = 0,0001) e amostragem simultânea de adultos e ninfas de mosca-branca (c.v. = 46,33%; GLR = 45; F = 3,84 e p = 0,0055), porém não se verificaram diferenças significativas entre as variâncias relativas das técnicas na amostragem de adultos (c.v. = 60,01%; GLR = 71; F = 1,67 e p = 0,1202).

Os sistemas amostrais com menores variâncias relativas para amostragem de ninfas foram a contagem direta daquelas presentes em folha do terço mediano (VR = 28,20) e basal (VR = 18,17) do espaldeamento e a amostragem com sacola plástica daquelas presentes em folha do terço mediano (VR = 20,03) e basal (VR = 19,79). A amostragem simultânea de adultos e ninfas detectou a existência de diferenças significativas apenas entre a amostragem com contagem direta em folha do terço apical (9,49) e basal (12,09) do espaldeamento com a amostragem com sacola plástica em folha do terço apical (22,21) do espaldeamento (Tabela 3).

Detectou-se diferenças significativas através da análise de variância, (p = 0,05) nas interações entre sistemas de amostragem em função do tempo e custo de amostragem na amostragem de adultos (c.v. = 6,21%; GLR = 72; F = 1170,28 e p < 0,0001); ninfas (c.v. = 40,00; GLR = 45; F = 20,75 e p < 0,0001) e na amostragem de adultos + ninfas (c.v. = 28,35%; GLR = 45; F = 22,65 e p < 0,0001).

Os sistemas com menores tempos e custos por amostra para adultos de *B. tabaci* foram a batida em bandeja de folha do terço apical (16,79 s, R\$ 0,015) e mediano (15,73 s, R\$ 0,014) do espaldeamento. A amostragem com sacola plástica apresentou maiores tempos e custos para ninfas e adultos + ninfas amostrados conjuntamente (Tabelas 4 e 5).

Detectou-se diferenças significativas através da análise de variância, nas interações entre sistemas de amostragem sobre as precisões relativas das técnicas de amostragem de adultos (c.v. = 39,94%; GLR = 72; F = 24,42; p < 0,0001); de ninfas (c.v. = 39,78%; GLR = 45; F = 6,77; p < 0,0001); e amostragem simultânea de adultos e ninfas de mosca-branca (c.v. = 42,31%; GLR = 45; F = 29,87; p < 0,0001).

Tabela 3 – Variâncias relativas do número de adultos e ninfas de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) realizadas por três técnicas de amostragem em folha das partes apical, mediana e basal do espaldeiramento de plantas do pepino. Tocantins, MG, 2000

Técnica	Parte do espaldeiramento	Nº de amostras	Mosca-branca/amostra <sup>1</sup>		
			Adultos	Ninfas	Adultos + Ninfas
Batida de Bandeja	Apical	2000	15,16 A	*	*
Batida de Bandeja	Mediana	2000	21,04 A	*	*
Batida de Bandeja	Basal	2000	11,89 A	*	*
Contagem Direta	Apical	2000	9,38 A	39,88 A	9,49 B
Contagem Direta	Mediana	2000	15,10 A	28,20 ABC	18,49 AB
Contagem Direta	Basal	2000	15,72 A	18,17 C	12,09 B
Sacola	Apical	1500	20,92 A	32,56 AB	22,21 A
Sacola	Mediana	1500	17,49 A	20,03 BC	16,67 AB
Sacola	Basal	1500	22,24 A	19,79 BC	18,51 AB

<sup>1</sup> Médias em uma mesma coluna seguidas pela mesma letra não diferem, entre si, pelo teste de Tukey a  $p < 0,05$ .

\* Não foram detectadas ninfas com esta técnica de amostragem.

Tabela 4 – Tempo (segundos) gasto na contagem de adultos e ninfas de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) por três técnicas de amostragem em folha das partes apical, mediana e basal do espaldeiramento de plantas de pepino. Tocantins, MG, 2000

Técnica	Parte do espaldeiramento	Mosca-branca/amostra <sup>1</sup>		
		Adultos	Ninfas	Adultos + Ninfas
Batida de Bandeja	Apical	16,79 C	*	*
Batida de Bandeja	Mediana	15,73 C	*	*
Batida de Bandeja	Basal	28,33 B	*	*
Contagem Direta	Apical	30,26 B	25,66 B	37,97 C
Contagem Direta	Mediana	26,79 B	30,96 B	40,34 C
Contagem Direta	Basal	28,43 B	51,12 B	63,75 BC
Sacola	Apical	82,12 A	94,06 A	91,37 AB
Sacola	Mediana	81,90 A	110,06 A	102,89 A
Sacola	Basal	82,35 A	121,67 A	111,43 A

<sup>1</sup> Médias em uma mesma coluna seguidas pela mesma letra não diferem, entre si, pelo teste de Tukey a  $p < 0,05$ .

\* Não foram detectadas ninfas com esta técnica de amostragem.

Tabela 5 – Custo da amostragem (R\$) das contagens da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodida) por três técnicas de amostragem em folha das partes apical, média e basal do espaldeamento de plantas de pepino. Tocantins, MG, 2000

Técnica	Parte do espaldeamento	Mosca-branca/amostra <sup>1</sup>		
		Adultos	Ninfas	Adultos + Ninfas
Batida de Bandeja	Apical	0,015 C	*	*
Batida de Bandeja	Mediana	0,014 C	*	*
Batida de Bandeja	Basal	0,0252 B	*	*
Contagem Direta	Apical	0,0268 B	0,0228 B	0,0338 C
Contagem Direta	Mediana	0,0238 B	0,0276 B	0,0358 C
Contagem Direta	Basal	0,0252 B	0,0454 B	0,0566 BC
Sacola	Apical	0,0730 A	0,0836 A	0,0812 AB
Sacola	Mediana	0,0728 A	0,0978 A	0,0914 A
Sacola	Basal	0,0732 A	0,1082 A	0,0990 A

<sup>1</sup> Médias em uma mesma coluna seguidas pela mesma letra não diferem, entre si, pelo teste de Tukey a  $p < 0,05$ .

\* Não foram detectadas ninfas com esta técnica de amostragem.

Os sistemas com maiores valores de precisão relativa para a amostragem de adultos foram a batida em bandeja da folha do terço apical (PR = 1144,88), mediano (PR = 1219,16) e basal (PR = 1198, 93) e a contagem direta em folha do terço apical (PR = 973,92) do espaldeiramento. Os maiores valores para ninfas foram encontrados com a contagem direta em folha do terço apical (PR = 328,87), mediano (PR = 407, 87) e basal (PR = 320, 97) (Tabela 6), enquanto para avaliação simultânea de adultos e ninfas a maior precisão relativa foi encontrada com a amostragem por contagem direta na folha apical (758,61) (Tabela 6).

A contagem direta dos insetos presente em folha do terço apical do espaldeiramento apresentou elevadas precisões relativas na amostragem de adultos, ninfas e adultos + ninfas, e baixos valores de variância relativa para a amostragem de adultos e adultos + ninfas sendo por isso o sistema com maior precisão e por isto escolhido para a amostragem da mosca-branca no pepino.

### **3.2. Distribuição estatística dos dados de densidades obtidas pela contagem da mosca-branca em folha da porção apical do espaldeiramento**

A regressão entre o logaritmo neperiano da variância e logaritmo neperiano da densidade média, denominada lei da potência de Taylor, foram significativas para os dados da amostragem de adultos ( $F = 7,93$ ,  $n = 8$  e  $p = 0,02$ ) (Figura 1), ninfas ( $F = 65,46$ ,  $n = 8$  e  $p < 0,0001$ ) (Figura 2) e adultos + ninfas ( $F = 14,55$ ,  $n = 8$  e  $p = 0,0051$ ) (Figura 3). O coeficiente  $b$  da lei da potência de Taylor foi significativamente maior que um pelo teste “ $t$ ” de Student a  $p < 0,05$  para adultos ( $b = 1,60$ ,  $t = 1,42$ ,  $n = 8$ ), ninfas ( $b = 1,47$ ,  $t = 1,27$ ,  $n = 8$ ) e adultos + ninfas ( $b = 1,72$ ,  $t = 1,27$ ,  $n = 8$ ), logo, os dados de campo tendem a se adequar à distribuição Binomial Negativa.

Tabela 6 – Precisão relativa da contagem de adultos e ninfas de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) realizadas com três técnicas de amostragem em folhas das partes apical, média e basal do espaldeiramento das plantas de pepino. Tocantins, MG, 2000.

Técnica	Parte do espaldeiramento	Mosca-branca/amostra <sup>1</sup>		
		Adultos	Ninfas	Adultos + Ninfas
Batida de Bandeja	Apical	1144,88 A	*	*
Batida de Bandeja	Mediana	1219,15 A	*	*
Batida de Bandeja	Basal	1198,93 A	*	*
Contagem Direta	Apical	973,92 AB	328,87 A	758,61 A
Contagem Direta	Mediana	787,38 BC	407,19 A	472,83 B
Contagem Direta	Basal	619,86 C	320,97 A	327,08 BC
Sacola	Apical	184,26 D	117,13 B	158,24 CD
Sacola	Mediana	183,89 D	132,00 B	163,81 CD
Sacola	Basal	151,67 D	112,72 B	131,36 D

<sup>1</sup> Médias em uma mesma coluna seguidas pela mesma letra não diferem, entre si, pelo teste de Tukey a  $p < 0,05$ .

\* Não foram detectadas ninfas com esta técnica de amostragem.

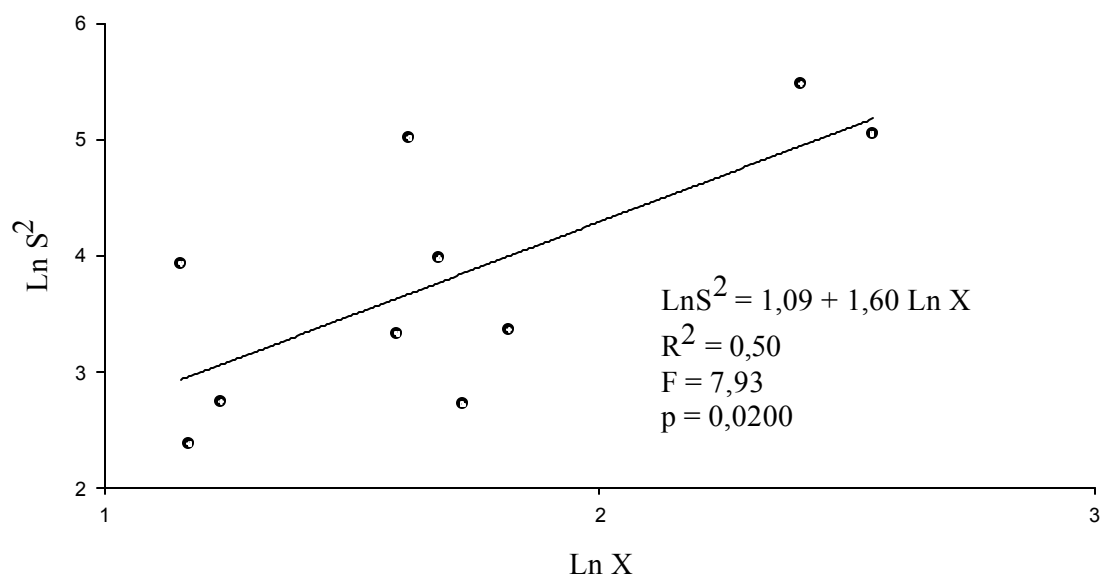


Figura 1. Relação entre o logaritmo neperiano da variância ( $\text{Ln } S^2$ ) e o logaritmo neperiano do número médio de adultos ( $\text{Ln } X$ ) da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) em folha de pepino, Tocantins, MG, 2000.

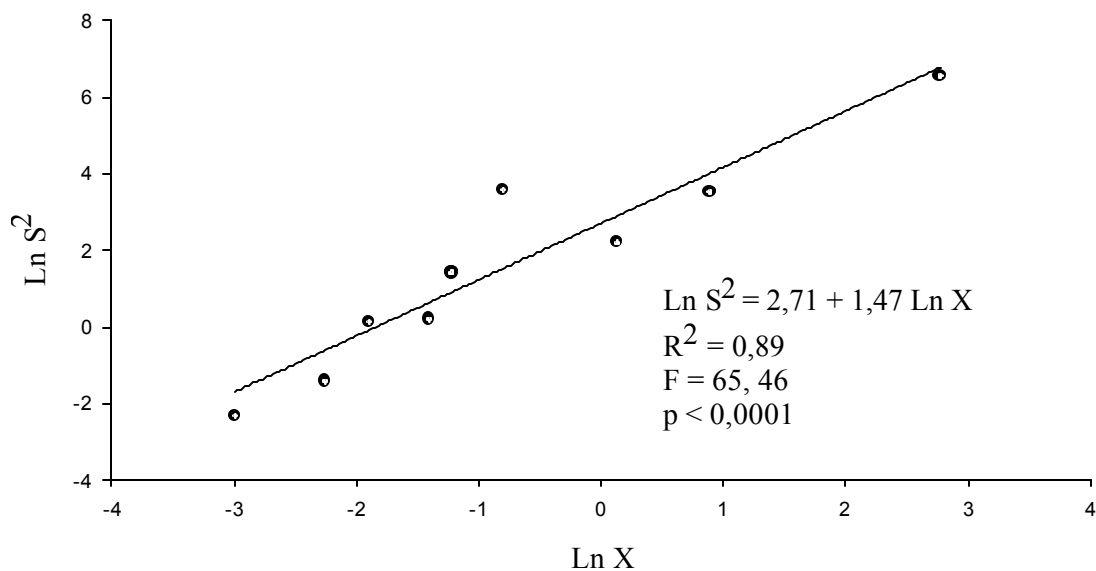


Figura 2. Relação entre o logaritmo neperiano da variância ( $\text{Ln } S^2$ ) e o logaritmo neperiano do número médio de ninfas ( $\text{Ln } X$ ) da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) em folha de pepino, Tocantins, MG, 2000.

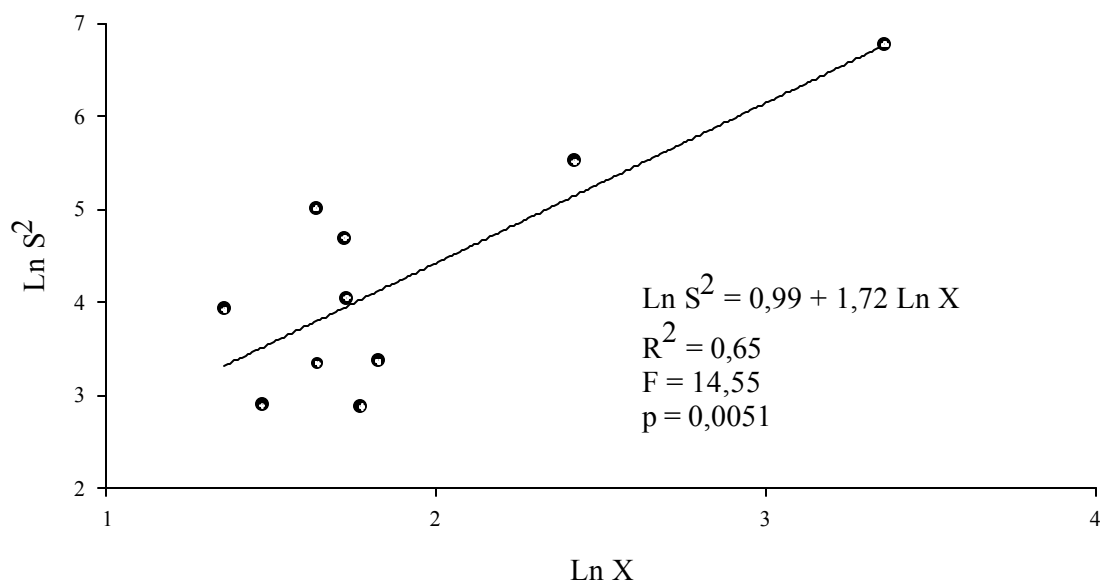


Figura 3. Relação entre o logaritmo neperiano da variância ( $\text{Ln } S^2$ ) e o logaritmo neperiano do número médio de adultos + ninfas ( $\text{Ln } X$ ) da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) em folha de pepino, Tocantins, MG, 2001.

Verificou-se através do teste de qui-quadrado que os dados da amostragem de adultos se ajustaram à distribuição binomial negativa em seis das dez lavouras amostradas (Tabela 7), e não se ajustaram à distribuição de Poisson e binomial positiva (Tabelas 7 e 9). Os dados referentes à contagem das ninfas se ajustaram à distribuição binomial negativa em sete lavouras (Tabela 7) não se ajustando às demais distribuições (Tabela 6). Já os dados referentes à amostragem conjunta de adultos e ninfas não se ajustaram a nenhuma das distribuições teórica de frequência testada (Tabelas 7, 8 e 9).

O ajuste dos dados às distribuições foi utilizado para escolher a fórmula a ser seguida na determinação do número de amostras necessárias para a realização da amostragem da mosca-branca no pepino.

Tabela 7 – Teste qui-quadrado ( $\chi^2$ ) entre as frequências observadas e esperadas pela distribuição Binomial Negativa das densidades de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) amostradas por contagem direta em folha do terço apical do espaldeamento do pepino, Tocantins, MG, 2001

Lavouras	Adultos/folha		Ninfas/folha		Adultos + Ninfas/Folha	
	$\chi^2$	Graus de liberdade	$\chi^2$	Graus de liberdade	$\chi^2$	Graus de liberdade
1	7,24 <sup>ns</sup>	9	0,16 <sup>ns</sup>	1	26,608*	7
2	75,91*	5	6,68*	1	123,32*	3
3	73,42*	9	0,16 <sup>ns</sup>	1	54,33*	6
4	15,15 <sup>ns</sup>	8	22,86*	3	28,77*	8
5	64,21*	9	0,30 <sup>ns</sup>	1	34,10*	5
6	16,49 <sup>ns</sup>	11	0,04 <sup>ns</sup>	1	37,44*	11
7	23,00 <sup>ns</sup>	15	102,54*	7	23,55*	1
8	8,56 <sup>ns</sup>	10	0,18 <sup>ns</sup>	1	24,10*	9
9	58,96*	5	6,63 <sup>ns</sup>	4	53,81*	5
10	14,07 <sup>ns</sup>	12	0,06 <sup>ns</sup>	1	30,23*	10

\* Significativo ao nível de 5% de probabilidade.

<sup>ns</sup> Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Graus de liberdade =  $k-1-m$ , onde  $k$  é o número de classes e  $m$  é o número de parâmetros do modelo.

Tabela 8 – Teste qui-quadrado ( $\chi^2$ ) entre as frequências observadas e esperadas pela distribuição de Poisson das densidades de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) amostradas por contagem direta em folha do terço apical do espaldeiramento do pepino, Tocantins, MG, 2001

Lavouras	Adultos/folha		Ninfas/folha		Adultos + Ninfas/Folha	
	$\chi^2$	Graus de liberdade	$\chi^2$	Graus de liberdade	$\chi^2$	Graus de liberdade
1	3349,51*	8	95,54*	2	823,47*	8
2	4156,55*	8	48,65*	1	1044,04*	8
3	869,65*	10	24,60*	1	1169,65*	11
4	140,06*	7	280,24*	3	258,95*	7
5	1073,13*	7	109,26*	2	1452,74*	7
6	147,10*	8	109,25*	2	149,91*	8
7	665,64*	11	1254,39*	12	735,94*	15
8	513,77*	8	76,51*	2	352,22*	7
9	769,72*	7	831,12*	6	1150,89*	8
10	480,22*	9	36,00*	1	464,67*	9

\* Significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Graus de liberdade =  $k-1-m$ , onde  $k$  é o número de classes e  $m$  é o número de parâmetros do modelo.

Tabela 9 – Teste qui-quadrado ( $\chi^2$ ) entre as freqüências observadas e esperadas pela distribuição de Binomial Positiva das densidades de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) amostradas por contagem direta em folha do terço apical do espaldeamento do pepino, Tocantins, MG, 2001

Lavouras	Adultos/folha		Ninfas/folha		Adultos + Ninfa/Folha	
	$\chi^2$	Graus de liberdade	$\chi^2$	Graus de liberdade	$\chi^2$	Graus de liberdade
1	9179,82*	6	114,67*	2	2476,83*	5
2	3579,56*	6	109,17*	2	6564,17*	6
3	2209,81*	3	106,06*	2	2901,84*	3
4	7647,73*	4	972,46*	4	13269,35*	4
5	6102,83*	7	19,92*	1	5987,52*	7
6	6715,41*	2	133,31*	2	15202,62*	2
7	1942,35*	2	2508,88*	6	567,17*	2
8	4457,39*	4	253,78*	3	6266,63*	4
9	290,47*	7	4523,92*	6	4062,25*	5
10	6170,92*	2	57,82*	2	6170,92*	2

\* Significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Graus de liberdade =  $k-1-m$ , onde  $k$  é o número de classes e  $m$  é o número de parâmetros do modelo.

### **3.3. Número de amostras a serem utilizadas no plano de amostragem convencional de contagem direta da mosca-branca em folha da porção apical do espaldeiramento**

Na amostragem isolada de adultos e ninfas o número de amostras foi calculado segundo a distribuição binomial negativa e na amostragem conjunta de adultos e ninfas utilizou-se a fórmula descrita por Pedigo (1988) por este não exigir ajuste a nenhuma distribuição teórica, já que na amostragem conjunta não se verificou ajuste dos dados às distribuições teóricas de frequência testadas.

Os números de amostras para amostragens de ninfas a 10% de precisão variaram de 1071,95 a 67222,64 (Tabela 10) com custos e tempos de amostragens estimados em R\$ 24,44 e 1533,68 e 7,64 e 479,15 h. Os números de amostras para amostragens de ninfas a 25% de precisão variaram de 171,51 a 10755,62 (Tabela 10) com custos e tempos de amostragens estimados em R\$ 3,91 a 245,23 e 1,22 a 76,66 h.

Os números de amostras para amostragens de adultos a 10% de precisão variaram de 186,99 a 2279,21 (Tabela 11) com custos e tempos de amostragens estimados de R\$ 5,01 a 61,08 e 1,57 a 19,16 h. Os números de amostras para amostragens de adultos a 25% de precisão variaram de 29,92 a 364,67 (Tabela 11) com custos e tempos de amostragens estimados de R\$ 0,80 a 9,77 e 0,25 a 3,07 h.

Os números de amostras para amostragens de adultos + ninfas a 10% de precisão variaram de 139,58 a 1544,35 (Tabela 12) com custos e tempos de amostragens estimados de R\$ 4,72 a 52,22 e 1,47 a 16,29 h. Os números de amostras para amostragens de adultos + ninfas a 25% de precisão variaram de 22,33 a 247,10 (Tabela 12) com custos e tempos de amostragens estimados de R\$ 0,75 a 8,35 e 0,24 a 2,61 h.

Tabela 10 - Números de amostras por lavoura, tempo (hora) e custo (R\$) por dupla de amostradores, requeridos para amostragem de ninfas de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) calculados com a fórmula descrita por Young & Young (1998) para distribuição binomial negativa a 10 e 25% de precisão (D). Tocantins, MG, 2000

Lavouras	Plantas Amostradas	Ninfas					
		D = 10%			D = 25%		
		Número	Tempo	Custo	Número	Tempo	Custo
1	200	18491,41	131,80	421,60	2958,63	21,09	67,46
2	200	8543,89	60,90	194,80	1367,02	9,74	31,17
3	200	19347,42	137,90	441,12	3095,59	22,06	70,58
4	200	2714,38	19,35	61,89	434,30	3,10	9,90
5	200	67222,64	479,15	1532,68	10755,62	76,66	245,23
6	200	18225,22	129,91	415,54	2916,04	20,78	66,49
7	200	1071,95	7,64	24,44	171,51	1,22	3,91
8	200	7879,24	56,16	179,65	1260,68	8,99	28,74
9	200	2230,61	15,90	50,86	356,90	2,54	8,14
10	200	15057,53	107,33	343,31	2409,20	17,17	54,93

Tabela 11 - Números de amostras por lavoura, tempo (hora) e custo (R\$) por dupla de amostradores, requeridos para amostragem de adultos de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) calculados com a fórmula descrita por Young & Young (1998) para distribuição binomial negativa a 10 e 25% de precisão (D). Tocantins, MG, 2000

Lavouras	Plantas Amostradas	Adultos					
		D = 10%			D = 25%		
		Número	Tempo	Custo	Número	Tempo	Custo
1	200	719,42	6,05	19,28	115,11	0,97	3,08
2	200	2279,21	19,16	61,08	364,67	3,07	9,77
3	200	750,26	6,31	20,11	120,04	1,01	3,22
4	200	402,56	3,38	10,79	64,41	0,54	1,73
5	200	506,39	4,26	13,57	81,02	0,68	2,17
6	200	186,99	1,57	5,01	29,92	0,25	0,80
7	200	366,71	3,08	9,83	58,67	0,49	1,57
8	200	447,01	3,76	11,98	71,52	0,60	1,92
9	200	1959,91	16,47	52,53	313,58	2,64	8,40
10	200	293,96	2,47	7,88	47,03	0,40	1,26

Tabela 12 - Números de amostras por lavoura, tempo (hora) e custo (R\$) por dupla de amostradores, requeridos para a amostragem simultânea de adultos e ninfas de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) calculados com a fórmula descrita por Pedigo (1998) a 10 e 25% de precisão (D). Tocantins, MG, 2000

Lavouras	Plantas Amostradas	Adultos + Ninfas					
		D = 10%			D = 25%		
		Número	Tempo	Custo	Número	Tempo	Custo
1	200	488,77	5,16	16,52	78,20	0,82	2,64
2	200	1544,35	16,29	52,20	247,10	2,61	8,35
3	200	534,37	5,64	18,06	85,50	0,90	2,89
4	200	258,08	2,72	8,72	41,29	0,44	1,40
5	200	910,45	9,60	30,77	145,67	1,54	4,92
6	200	139,58	1,47	4,72	22,33	0,24	0,75
7	200	285,58	3,01	9,65	45,69	0,48	1,54
8	200	288,72	3,05	9,76	46,20	0,49	1,56
9	200	943,96	9,96	31,91	151,03	1,59	5,10
10	200	205,21	2,16	6,94	32,83	0,35	1,11

## 4. DISCUSSÃO

### 4.1. Técnica e unidade de amostragem

O maior número de adultos da mosca-branca *B. tabaci* encontrada na contagem direta dos insetos presentes em folha dos terços apical e basal do espaldeiramento, se deve, possivelmente, ao fato de que, com esta técnica, poucos adultos voam antes de serem contados enquanto que na amostragem com bandeja, parte dos insetos presentes se dispersam. Por outro lado, as baixas densidades de adultos na amostragem com sacola plástica se deve ao fato de que parte desses insetos morrem aderidos às paredes das sacolas devido à condensação da água proveniente da transpiração da folha, sendo que só foram contados insetos vivos por não ser usual precisar a época de sua morte (se de infestações passadas ou presentes). O número elevado de adultos na porção apical do espaldeiramento amostrados pela contagem direta, se deve, possivelmente a ser este o local preferido por esta fase deste inseto para realizar alimentação e ovoposição. Isto concorda com Gusmão (2000) que encontrou maior densidade de mosca-branca em cultivos de tomate com a contagem direta de mosca-branca em folha do terço apical do tomateiro.

A densidade de ninfas aumenta da folha do terço apical para a do terço basal da espaldeira. Isto ocorre, provavelmente, por ocorrer um aumento na proporção de folhas velhas do terço apical para o terço basal, sendo que à medida que se eleva a idade das folhas se verifica uma elevação no número de ninfas de terceiro e quarto ínstares que são visíveis a olho nu (Ohnesorge & Rapp, 1986; Absgold & Fishpoll, 1990; Heinz & Parrella, 1994; Naranjo & Flint, 1994; Norman et al., 1995; Shuster, 1988; Gusmão, 2000).

As maiores variâncias relativas encontradas na amostragem de ninfas ocorreram com a contagem direta em folha dos terços apical e mediano do espaldeiramento e em folha do terço apical com uso de sacola plástica. Isto se deve às baixas densidades de ninfas encontradas nessas amostragens, uma vez que a variância relativa é inversamente proporcional as densidades (Pedigo, 1988). Por outro lado, o menor valor de variância relativa encontrada na amostragem de adultos + ninfas na contagem direta em folha do terço apical do espaldeiramento, ocorreu pela pequena variabilidade dos dados, pois foi encontrada a segunda menor densidade média (8 insetos/amostra) uma vez que a variância relativa é diretamente proporcional a variabilidade dos dados.

As amostragens mais rápidas apresentam menores custos por exigirem menor uso de mão-de-obra, uma vez que a mão-de-obra foi o principal componente do custo de amostragem. Os menores tempos encontrados na amostragem de adultos ocorreram com a batida em bandeja de folha do terço apical e mediano do espaldeiramento. Isto ocorreu devido a amostragem com sacola plástica requerer maior número de operações (ensacolamento, retirada da folha da sacola e contagem) que a amostragem com bandeja (batida da folha e contagem). A amostragem de adultos com bandeja foi mais rápida que a contagem direta pelo fato desta última técnica exigir movimentos lentos para se evitar a dispersão dos adultos. A amostragem de adultos com bandeja em folha do terço basal foi mais lenta do que nos dois outros terços, devido ao amostrador ter que se abaixar (para bater a folha) e se levantar (para realização da contagem).

A amostragem de ninfas foi mais rápida quando feita com contagem direta do que com sacola plástica, devido ao maior número de operações envolvidas na amostragem com sacola (ensacolamento, retirada da folha da sacola e contagem) que com contagem direta (virada da folha e contagem).

O baixo custo da amostragem de adultos com a batida em bandeja de folha do terço apical e mediano do espaldeiramento, e os valores combinados de variância relativa e custo da amostragem com batida em bandeja de folha do terço basal e contagem direta em folha do terço apical do espaldeiramento proporcionaram a essas técnicas a se destacarem como as mais precisas para amostragem de adultos, concordando com os resultados encontrados por Gusmão (2000) na cultura do tomate. A contagem direta gerou os menores custos para amostragem de ninfas ocasionando como consequência os maiores valores de precisão relativa. Entre as técnicas usadas na amostragem conjunta de adultos e ninfas a contagem direta dos insetos em folha do terço apical do espaldeiramento apresentou o maior valor de precisão relativa por possibilitar se amostrar com baixos custos e variância relativa.

O sistema mais adequado para a amostragem da mosca-branca *B. tabaci* na cultura do pepino é se contar diretamente os insetos presentes em folhas da parte apical do espaldeiramento, por ser precisa e de baixo custo, como indica os elevados valores de precisão relativa encontrados.

#### **4.2. Distribuição estatística dos dados de densidades obtidas pela contagem da mosca-branca em folha da porção apical do espaldeiramento**

Os dados da amostragem isolada de adultos e ninfas da mosca-branca seguiram à distribuição binomial negativa, se adequando a esta distribuição na maioria das lavouras. Tal fato ocorreu pela maior frequência de amostras com muito e poucos insetos, levando a uma grande variabilidade dos dados em torno das densidades médias. Isto diminui os valores do parâmetro  $k$  da distribuição binomial negativa, ocasionando uma aproximação dos valores da frequência de infestação esperada dos valores observados. A distribuição binomial negativa se adequa mais frequentemente a explicar as relações entre as médias e variâncias das densidades de insetos (Kuehl & Fye, 1972; Barbosa & Perecin, 1982; Taylor, 1984; Bosqueperez & Mareck, 1990; Tonhasca et al., 1994). Essa distribuição estatística também foi encontrada na amostragem de lagartas pequenas de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em milho (Mitchel & Fuxa, 1987), *Leucoptera coffeella* (Guérin-Meneville, 1842) (Lepidoptera: Lyonetiidae) em café (Vilacorta & Tornero, 1982), *Limothrips denticornis* (Haliday) (Thysanoptera: Thripidae) (Bates et al., 1991) e *Pseudaletia unipuncta* (Stoetzel) (Lepidoptera: Noctuidae) (Coggin & Dively, 1982) em cevada.

Os dados das amostragens isolada de adultos e de ninfas se ajustaram à distribuição binomial negativa, enquanto que os de adultos + ninfas não se ajustaram à nenhuma das distribuições estatísticas testadas. Tal fato ocorreu, possivelmente, devido aos adultos e ninfas apresentarem diferentes padrões de distribuição espacial na planta e entre plantas o que interfere no ajuste dos dados às distribuições estatísticas (Pedigo, 1988; Shuster, 1988; Young & Young, 1988; Nestel et al., 1995; Farias, 1996).

#### **4.3. Número de amostras a serem utilizadas no plano de amostragem convencional de contagem direta da mosca-branca em folha da porção apical do espaldeamento**

O número de amostras a compor o plano de amostragem foi obtido a 25% de precisão. Tal critério foi adotado em função dos números de amostras encontrados a 10% serem muito grandes requerendo custos e tempos de amostragem elevados, superiores a uma hora e por isso não praticável (até R\$ 1533,27 e 479,15 h). Um número de amostra cujo tempo necessário para a sua adoção prática for superior a uma hora é tido como não praticável por gerar um sistema amostral de difícil compatibilidade com a necessidade de se tomar decisões rápidas de controle, e comprometer a mão-de-obra necessária ao desempenho de outras práticas a serem executadas pelos olericultores como irrigação, adubação, pulverizações de fungicidas, controle de ervas daninhas, colheita, tutoramento, etc.

Para a amostragem da mosca-branca na cultura do pepino optou-se por amostrar conjuntamente adultos + ninfas por ambos causarem prejuízos à cultura, e o número de amostras referentes a essa classe amostral ser inferior ao número de amostras para a amostragem isolada de ninfas os quais não são praticáveis por demandar elevados custos e tempo, mesmo que calculados a 25% de precisão, chegando a requerer um tempo de 76,66 h correspondendo a um gasto de R\$ 245,32 por amostragem.

O número de amostras para se amostrar adultos + ninfas a 25% de precisão variam de 22,33 a 247,10 amostras. Entretanto os números de amostras considerados como praticáveis variaram de 22,33 a 85,50 os quais requerem de 14,13 a 54,11 minutos e com custos de R\$ 0,75 a 2,89. Assim o plano de amostragem da mosca-branca em pepino deve ser composto por 86 folhas da parte apical do espaldeamento nas quais deve-se avaliar os números de ninfas e adultos por contagem direta.

## 5. CONCLUSÕES

O sistema mais adequado para a amostragem da mosca-branca *B. tabaci* na cultura do pepino é a contagem direta desse inseto em folha da parte apical do espaldeiramento.

A amostragem da mosca-branca *B. tabaci* no pepino deve ser feita por contagem direta de adultos + ninfas em 86 folhas de ramos localizados na parte apical do espaldeiramento.

## BIBLIOGRAFIA

- Absgold, J.D.; Fishpool, L.D.C. A method for estimating population sizes of whitefly nymphs (*Bemisia tabaci* Genn.) on cassava. **Tropical Pest Management**, v.36, n.3, p.287-292, 1990.
- Allsopp, P.G.; Ladd Junior, T.L.; Klein, M.G. Sample sizes and distribution of Japanese beetles (Coleoptera: Scarabaeidae) captured in lure traps. **Journal of Economic Entomology**, v.85, n.5, p.1795-1800, 1992.
- Alvarenga, A.R.A.; Pedrosa, J.F.; Ferreira, F.A. Pepino: cultivares e métodos culturais. **Informe Agropecuário**, v.8, n.85, p.33-34, 1982.
- Barbosa, J.C.; Perecin, D. Modelos probabilísticos para distribuições de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1997), na cultura do milho. **Científica**, v.10, n.2, p.181-191, 1982.

- Barrigossi, J.A.F. **Development of an integrated pest management for the mexican bean beetle (*Epilachna varivestis* Mulsant) as a pest of dry bean (*Phaseolus vulgaris* L.)**. Nebraska: 1997, 125p. Dissertation (Doctor of Philosophy in Entomology), University of Nebraska, 1997.
- Bates, A.B.; Weiss, M.J.; Carlson, R.B. Sequential sampling plan for denticornis (Thysanoptera: Thripidae) on spring barley. **Journal of Economic Entomology**, v.84, n.5, p.1630-1634, 1991.
- Bellows Junior, T.S.; Perring, T.M.; Gill, R.J.; Headrick, D.H. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v.87, n.2, p.195-206, 1994.
- Bianchini, A. Genetic control of bean golden mosaic virus (BGMV) in the state of Paraná. In: Morales, F.J. **Bean golden mosaic research advances**. Cali, Colômbia: CIAT, 1994, p.174-175.
- Bianchini, A.; Maringoni, A.C.; Carneiro, S.M.T.P.G. Doenças do feijoeiro. In: Kimati, H.; Amorim, L.; Bergamin Filho, L.E.A.; Rezende, J.A.M. **Manual de fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas**. São Paulo, Agronômica Ceres, 1997, p.376-4002.
- Bosqueperez, N.A.; Mareck, J.H. Distribution and species composition of lepidopterous maize borers in Southern Nigeria. **Bulletin of Entomological Research**, v.80, n.4, p.363-368, 1990.

- Boukadida, R.; Michelakis, S. The use of *Encarsia formosa* in integrated programs to control the whitefly *Trialeurodes vaporariorum* Westw. (Homoptera: Aleyrodidae) on greenhouse cucumber. **Journal of Applied Entomology**, v.118, n.2, p.203-208, 1994.
- Byrne, D.N.; Bellows Junior, T.S. Whitefly biology. **Annual Review of Entomology**, v.36, p.431-457, 1991.
- Cho, K.; Eckel, C.S.; Walcenbach, J.F.; Kennedy, G.G. Spatial distribution and procedures for *Frankliniella* spp. (Thysanoptera: Thripidae) in stalked tomato. **Journal of Economic Entomology**, v.88, n.6, p.1658-1665, 1995.
- Coats, S.A.; Brown, J.K.; Hendrix, D.L. Biochemical characterization of biotype-specific esterases in the whitefly *Bemisia tabaci* Genn (Homoptera: Aleyrodidae). **Insect Biochemistry Molecular Biology**, v.24, n.7, p.723-728, 1994.
- Coggin, D.L.; Dively, G.P. Sequential sampling plan for the armyworm in Maryland small grains. **Environmental Entomology**, v.11, n.1, p.169-172, 1982.
- Cohen, S.; Duffus, J.E.; Liu, H.Y. A new *Bemisia tabaci* biotype in the southwestern United States and its role in silverleaf of squash and transmission of lettuce infections yellows virus. **Phytopathology**, v.82, n.1, p.68-90-1992.
- Costa, A.S. Comparação de machos e fêmeas de *Bemisia tabaci* na transmissão do mosaico dourado do feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.1, n.2, p.99-101, 1976b.

- Costa, A.S. Whitefly transmitted plant diseases. **Annual Review Phitopatology**, v.14, p.429-449, 1976a.
- Costa, H.S., Brown, J.K.; Sivasupramaniam, S.; Bird, J. Regional distribution, insecticide resistance, and reciprocal crosses between the “A” and “B” biotypes of *Bemisia tabaci*. **Insect Science and Applic**, v.14, n.1 p.127-138, 1993.
- Crocomo, W.B. O que é Manejo integrado de pragas, In: Crocomo, W.B. **Manejo integrado de pragas**. São Paulo: UNESP, 1990, p.9-34.
- Croft, B.A.; Welch, S.M.; Dover, M.J. **Integrated management of insect pests of pome and stone fruits**. New York: Wiley Interscience, 1983, 454p.
- Dent, D. **Insect pest management**. Wallingford: CAB International, 1993, 604p.
- Doane, J.F.; Mukerji, M.K.; Olfert, O. Sampling distribution and sequential sampling for subterranean stages of orange wheat blossom midge, *Sitodiplosis mosellana* (Géhin) (Diptera: Cecidomyidae) in spring wheat. **Crop Protection**, v.19, n.6, p.427-434, 2000.
- Farias, P.R.S. **Distribuição espacial e amostragem seqüencial de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) na cultura do milho**. Jaboticabal, SP, 1996. 129p. Dissertação (Mestrado em Experimentação Agrônômica), Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, 1996.

- Filgueira, F.A.R. **Novo manual de olericultura: Agrotecnologia moderna e comercialização de hortaliças**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2000, p.321-354.
- Fishpool, L.D.C.; Burban, C. *Bemisia tabaci*: the whitefly vector of African cassava mosaic geminivirus. **Tropical Science**, v.34, n.1, p.55-72, 1994.
- Gusmão, MR. **Avaliação de vetores de viroses, predadores e parasitóides e planos de amostragem para mosca-branca em tomateiro**. Viçosa, MG, 2000. 142p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Viçosa, 2000.
- Hammond, R.B.; Pedigo, L.P. Sequential sampling plans for the green cloverworm in Iowa soybeans. **Journal of Economic Entomology**, v.69, n.2, p.181-185, 1976.
- Hanks, L.M.; Denno, R.F. The role of demic adaptation in colonization and spread of scale insect populations. In: Kim, K.C. & McPherson, B.A. **Evolution of insects pests: patterns of variation**. Wiley: New York, 1993, p.393-411.
- Heinz, K.M.; Parrella, M.P. Biological control of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) infesting *Euphorbia pulcherrima*: evaluations of releases of *Encarsia luteola* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Delphastus pusillus* (Coleoptera: Coccinellidae). **Environmental Entomology**, v.23, n.5, p.1346-1353, 1994.

- Hillhous, T.L.; Pitre, H.N. Comparison of sampling techniques to obtain measurements of insect populations on soybeans. **Journal of Economic Entomology**, v.67, n.3, p.411-414, 1974.
- Ho, C.C. Dispersion statistics and sample size estimates for *Tetranychus kanzawai* (Acari: Tetranychidae) on mulberry. **Environmental Entomology**, v.22, n.1, p.21-25, 1993.
- Imenes, S.D.L.; Campos, T.B.; Takematsu, A.P.; Bergmann, E.C.; Silva, M.A.D. Efeito do manejo integrado na população de pragas e inimigos naturais na produção de tomate estaqueado. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.59, n.1, p.1-7, 1992.
- Kovach, J.C.; Petzold, J.; Degni, J.; Tette, J. A method to measure the environmental impact of pesticides. **New York's Food and Life Sciences Bull.**, Cornell Univ., Ithaca, NY, number139, 1992, 16p.
- Krugner, T.L. A natureza da doença. In: Bergamin Filho, A.; Kimati H.; Amorim, L. **Manual de fitopatologia**. Agronômica Cereres, São Paulo. v.2, 1995, p.34-95.
- Kuehl, R.O.; Fye, R.E. Analysis of sampling of distributions of cotton insects in Arizona. **Journal of Economic Entomology**, v.65, n.3, p.855-860, 1972.
- Lourenção, A.L.; Nagai, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no estado de São Paulo. **Bragantia**, v.53, n.1, p.53-59, 1994.

- Miranda, M.M.M.; Picanço, M.; Matioli, A.L.; Pallini Filho, A. Distribuição na planta e controle biológico natural de pulgões (Homoptera: Aphididae) em tomateiro. **Revista Brasileira de Entomologia**, v.42, n.1, p.13-16, 1998.
- Mitchell, F.L.; Fuxa, J.R. Distribution, abundance, and sampling of fall armyworm (Lepdoptera: Noctuidae) in South-central Louisiana corn fields. **Enviromental Entomology**, v.16, n.2, p. 453-458, 1987.
- Mizuno, A.C.R.; Villas Boas, G.L. Biologia da mosca-branca *Bemisia tabaci* em tomate e repolho. <http://www.cnph.embrapa.br/pa/pa01.html>. 1997.
- Naranjo, S.E.; Flint, H.M. Spatial distribution of preimaginal *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton and development of fixed-precision sequential sampling plans. **Environmental Entomology**, v.23, n.2, p.254-266, 1994.
- Nault, B.A.; Kennedy, G.G. Sequential sampling plans for use in timing insecticide applications for control of European corn borer (Lepidoptera: Pyralidae) in potato. **Journal of Economic Entomology**, v.89, n.6, p.1468-1476, 1996.
- Navas, V.E.S.; Funderburd, J.E.; Mack, T.P.; Beshear, R.J.; Olson, S.M. Aggregation indices and sample size curves for binomial sampling of flower-inhabiting *Frankliniella* species (Thysanoptera: Thripidae) on tomato. **Journal of Economic Entomology**, v.87, n.6, p.1622-1626, 1994.
- Nestel, D.; Cohen, H.; Saphir, N.; Klein, M.; Mendel, Z. Spatial distribution of scale insects: comparative study using Taylor's power law. **Pest Manegent and Sampling**, v.24, n.3, p.506-511, 1995.

- Norman, J.W.; Riley, D.G.; Stansly, P.A.; Ellsworth, P.C.; Toscano, N.C. **Management of silverleaf whitefly: A comprehensive manual of the biology, economic impact na control tactics**. Washington: USDA. 1995, 21p.
- Ohnesorge, B.N.; Rapp, G. Methods for estimating density of whitefly nymphs (*Bemisia tabaci* Genn.) in cotton. **Tropical Pest Management**, v.32, n.3, p.207-211, 1986.
- Paula, S.V.; Picanço, M.; Vilela, E.F.; Fontes, P.C.R. Incidência de insetos vetores de fitovírus em tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) circundado por faixas de culturas. **Revista Brasileira de Entomologia**, v.41, n.3, p.555-558, 1998.
- Pedigo, L.P. **Entomology and pest management**. New York: Macmillan. 1988, 646p.
- Pedigo, L.P.; Butin, G.D.; Bechinski, E.J. Flushing technique and sequential-count plan for green cloverworm (Lepidoptera: Noctuidae) moths in soybeans. **Environmental Entomology**, v.11, n.6, p.1223-1228, 1982.
- Perring, T. M.; Cooper, A.; Kazmer, D. J. Identification of the poinsettia strain of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on broccoli by electrophoresis. **Journal of Economic Entomology**, v.85, n.4, p.1278-1284, 1992.
- Perring, T.M.; Cooper, A.D.; Rodriguez, R.J.; Farrar, C.A.; Bellows Junior, T.S. Identification of a whitefly species by genomic and behavioral studies. **Science**, v.253, n.1, p.74-77, 1993.

- Picanço, M.C.; Guedes, R.N.C. Manejo integrado de pragas no Brasil: situação atual, problemas e perspectivas. **Ação Ambiental**, v.2, n.4, p.23-26, 1999.
- Picanço, M.C.; Gusmão, M.R.; Galvan, T.L. Manejo integrado de pragas de hortaliças. In: Zambolim, L. **Manejo integrado de doenças, pragas e ervas daninhas**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2000, p.275-324.
- Picanço, M.C.; Marquini, F.; Galvan, T.L. Manejo de pragas em cultivos irrigados sob pivô central. In: Zambolim, L. **Manejo integrado fitossanidade: cultivo protegido, pivô central e plantio direto**. Viçosa, MG: Suprema, 2001, p.427-480.
- Pielou, E.C. **An introduction to mathematical ecology**. New York: John Wiley & Sons, 1969, 286p.
- Shuster, D.J. Intraplant distribution of immature estages of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on tomato. **Environmental Entomology**, v.27, n.1, p.1-9, 1988.
- Silva, A.C.; Agostini, I.; Muller, J.J.V.; Vizzoto, V.J. Efeito de densidades populacionais sobre a produtividade de pepino para conserva. **Horticultura Brasileira**, v.10, n.1, p.28-29, 1992.
- Steiner, M.Y. Determining population characteristics and sampling procedures for the Western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) and the predatory mite *Amblyseius cucumeris* (Acari: Phytoseiidae) on greenhouse cucumber. **Environmental Entomology**, v.19, n.5, p.1605-1613, 1990.

- Sterling, W.L.; Bleicher, E.; Jesus, F.M.M. Um programa de manejo integrado para insetos do algodoeiro no nordeste do Brasil usando amostragem seqüencial. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.12, n.1, p.85-98, 1983.
- Taylor, L.R. Assessing and interpreting the spatial distribution of insects populations. **Annual Review of Entomology**, v.29, p.231-257, 1984.
- Tonhasca, A.; Palumbo, J.C.; Byrne, D.N. Distribution patterns of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cantaloupe fields in Arizona. **Environmental Entomology**, v.23, n.4, p.949-954, 1994.
- Vilacorta, A.; Tornero, M.T.T. Plano de amostragem seqüencial de dano causado por *Perileucoptera coffeella* no Paraná. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.17, n.9, p.1249-1260, 1982.
- Waquil, J.M. Amostragem e abundância de danos de *Dalbulus maidis* (Delong & Wolcott) (Homoptera: Cicadellidae) em plântulas de milho. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.26, n.1, p.27-33, 1997.
- Wilson, L.T. Estimating the abundance and impact of arthropod natural enemies on IPM systems. In: Hoy, M.A.; Herzog, D.C. **Biological control in agricultural IPM systems**. London: Academic, 1985, p.303-322.
- Yaninez, J.S.; Baumgaertner, J.; Gutierrez, A.P. Sampling *Mononychellus tanajoa* (Acari: Tetranychidae) on cassava in Africa. **Bulletin of Entomological Research**, v.81, n.201-208, 1991.

Young, L.J.; Young, J.H. **Statistical ecology : A population perspective.**  
Boston: Kluwer Academic, 1998. 565p.