

ALISSON ROCHA DA SILVA

**PLANO DE AMOSTRAGEM DE TRIPES EM CULTIVOS DE  
ALFACE**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação do Mestrado Profissional em Defesa Sanitária Vegetal, para obtenção do título de Magister Scientiae.

VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL  
2016

Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade  
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa

T

S586p  
2016 Silva, Alisson Rocha da, 1985-  
Plano de amostragem de tripes em cultivos de alface /  
Alisson Rocha da Silva. – Viçosa, MG, 2016.  
vii, 25f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Inclui apêndice.

Orientador: Marcelo Coutinho Picanço.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Referências bibliográficas: f.16-18.

1. Alface - Doenças e pragas - Manejo integrado. 2.  
*Lactuca sativa*. 3. *Frankliniella schultzei*. I. Universidade  
Federal de Viçosa. Departamento de Biologia Animal. Programa  
de Pós-graduação em Defesa Sanitária Vegetal. II. Título.

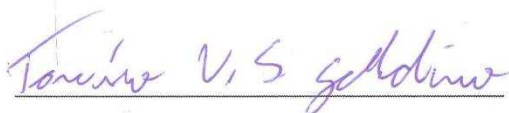
CDD 22. ed. 635.52

ALISSON ROCHA DA SILVA

**PLANO DE AMOSTRAGEM DE TRIPES EM CULTIVOS DE  
ALFACE**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação do Mestrado Profissional em Defesa Sanitária Vegetal, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

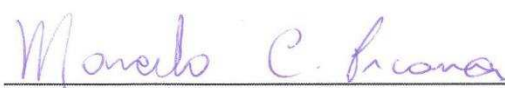
APROVADA: 24 de março de 2016.



Tarcísio Visintin da Silva Galdino



Nilson Rodrigues da Silva



Marcelo Coutinho Picanço  
(Orientador)

A Deus, pela vida.

### **Agradeço**

A minha mãe, Yolanda Batista da Silva, por me preparar para a vida.

Ao meu irmão Alan, pelo convívio e amizade.

A minha esposa, Zilândia Maria Mota, pelo amor e paciência.

A João Ferreira Costa Júnior, pelo exemplo de perseverança.

### **Dedico**

Ao povo brasileiro.

### **Ofereço**

## **AGRADECIMENTOS**

À Universidade Federal de Viçosa e pela coordenação do Mestrado Profissional em Defesa Sanitária Vegetal, pela oportunidade de realização deste curso.

Ao Professor Marcelo Coutinho Picanço, pela orientação e ensinamentos.

A Poliana Silvestre Pereira, pela ajuda nas análises estatística dos dados.

Aos estudantes de Anderson, Marcelânio e Timóteo pela valiosa ajuda durante a coleta de dados.

Aos colegas de trabalho e amigos Fernanda, Levy, Ronaldo, Gilson, Alexandre, Rogério, Junior Rocha e Juan, pelos conselhos e contribuição.

Aos colegas de mestrado, pela agradável convivência durante a realização do curso.

Aos docentes do Mestrado Profissional em Defesa Sanitária Vegetal da Universidade Federal de Viçosa pelos conhecimentos repassados durante o curso.

Aos membros da banca de dissertação Dr. Tarcísio Visintin da Silva Galdino e Dr. Nilson Rodrigues da Silva pelas críticas e sugestões feitas para a melhoria do trabalho.

Ao agricultor Américo do município de Chã Grande-PE por permitir a execução desta pesquisa em sua propriedade.

A todos que não foram mencionados mas que estiveram juntos na realização desta pesquisa ou torceram pelo sucesso. Muito obrigado!

## **BIOGRAFIA**

ALISSON ROCHA DA SILVA, filho de Yolanda Batista da Silva e José Francelino da Silva Júnior, nasceu no dia 12 de Julho de 1985, em São Bernardo do Campo, SP. Coursou o ensino médio na Escola Técnica Estadual Professor Agamenon Magalhães – ETEPAM em Recife, PE, concluindo-o em 2002. Iniciou em 2003, no Colégio Agrícola Dom Agostinho Ikas – CODAI o Curso Técnico em Agropecuária, formando-se em 2005, mesmo ano que inicia sua graduação em Agronomia, tornando-se Engenheiro Agrônomo em 2010. Durante o período de graduação iniciou seus trabalhos na área entomológica em 2007 com o Prof. Jorge Braz Torres onde, durante 1 ano, desenvolveu pesquisas na área de Controle Biológico de Pragas de Algodão, Soja e Hortaliças.

Em 2009 prestou concurso público para carreira técnico-administrativa do Instituto Federal de Pernambuco, Campus Vitória de Santo Antão – IFPE/CVSA, uma escola agrotécnica, onde integra o corpo técnico da Coordenação Geral de Produção, responsável por conduzir a atividade agropecuária da fazenda da instituição.

Em março de 2014 ingressou no curso de mestrado em Defesa Sanitária Vegetal na Universidade Federal de Viçosa.

# ÍNDICE

|  |     |
|--|-----|
| <b>RESUMO</b> .....  | vi  |
| <b>ABSTRACT</b> .....  | vii |
| <b>1. INTRODUÇÃO</b> .....   | 1   |
| <b>2. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....                                     | 2   |
| 2.1. Caracterização da área experimental .....                         | 2   |
| 2.2. Seleção da técnica para amostragem do tripes.....                 | 3   |
| 2.3 - Análises estatística.....  | 4   |
| 2.3.1 - Determinação da técnica de amostragem .....                    | 4   |
| 2.3.2 - Determinação do modelo de distribuição de frequência.....      | 5   |
| 2.4.3 - Determinação do número de amostras e custo de amostragem ..... | 9   |
| <b>3. RESULTADOS</b> .....   | 10  |
| <b>4. DISCUSSÃO</b> .....  | 12  |
| <b>5. CONCLUSÃO</b> .....  | 16  |
| <b>6. REFERÊNCIAS</b> .....  | 16  |
| <b>7. TABELAS E FIGURAS</b> .....                                      | 19  |

## RESUMO

SILVA, Alisson Rocha da, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, março de 2016. **Plano de amostragem de tripes em cultivos de alface.** Orientador: Marcelo Coutinho Picanço. Orientador: Angelo Pallini Filho.

A alface (*Lactuca sativa* L.) é a hortaliça folhosa mais popular, tendo seu consumo bastante difundido em todo o mundo. Uma das principais limitações à sua produtividade é devido ao ataque de insetos sugadores de seiva, em especial o tripes *Frankliniella schultzei* (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae). Entretanto, ainda não existe um plano de amostragem para este inseto em alface que auxilie na tomada de decisão em programas de manejo integrado de pragas. Logo, o objetivo deste estudo foi determinar o plano de amostragem convencional para *F. schultzei* em cultivos de alface. Este trabalho foi realizado em 30 lavouras comerciais de alface dos Grupos Americana, Lisa e Crespa, de novembro de 2014 a novembro de 2015. As lavouras foram avaliadas durante todos os estádios fenológicos da cultura (antes, durante e após a formação da cabeça). Foram utilizadas as técnicas de amostragem, a contagem direta de insetos e batida de bandeja onde a variável estudada foi a densidade de tripes. De acordo com nossos dados, a densidade de tripes se ajustou ao modelo de distribuição binomial negativa. A técnica amostral mais adequada foi a batida de bandeja plástica, pois obteve menor tempo de execução, menor custo em relação a contagem direta, com erro admitido adequado (< 25%). O plano de amostragem do tripes *F. schultzei* foi composto por 91 plantas/lavoura de alface. O estágio de desenvolvimento antes e após a formação de cabeça influenciou diretamente no tempo de amostragem. Cada procedimento de amostragem convencional gastou 46 e 35 minutos para o grupo Americana e para o grupo Crespa 47 e 37 minutos, nos estádios antes e após a formação da cabeça respectivamente. Na alface do Grupo Lisa foram necessários 39 minutos nos dois estádios fenológicos. Os custos dos planos de amostragem antes e após a formação da cabeça foram de R\$ 5,13 e R\$ 3,92 (Americana); R\$ 5,24 e R\$ 4,13 (Crespa) e R\$ 4,33 e R\$ 4,36 (Lisa), respectivamente. Portanto, adoção deste plano convencional de amostragem de tripes deve trazer grandes benefícios aos produtores de alface, porque este plano de amostragem é praticável, de fácil execução e apresenta um baixo custo para o produtor.



## ABSTRACT

SILVA, Alisson Rocha da, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, March, 2016. **Thrips sampling plan in lettuce crops.** Advisor: Marcelo Coutinho Picanço. Co-Advisor: Angelo Pallini Filho.

The lettuce (*Lactuca sativa* L.) is the most popular leafy vegetable, having its widespread use throughout the world. A major limitation to productivity is the attack of insects, especially sucking sap, which are of high importance in the conduct of Integrated Pest Management. This group consists of pest thrips *Frankliniella schultzei* (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae). However, it was not yet established a sampling plan for these insects to assist in decision making in integrated pest management programs. Therefore, the aim of this research was to determine the conventional sampling plan for *F. schultzei* in lettuce crops. This work was conducted in commercial crops containing plants of crisphead, looseleaf and curly groups, conducted from November 2014 to November 2015 in Cha Grande, PE. The crops were divided into two growth stages: lettuce before the formation of the head and during the formation of the head. The techniques of direct counting of insects and tray beat were used. The variable studied was the density of thrips. This study was divided into two parts: the best technical selection for thrips sampling and determining the number of samples composing the sampling plan. Data from thrips density variable set up the negative binomial distribution and the most appropriate sampling technique was the tray beat it got shorter execution time, lower cost compared to direct counting, with suitable angular error (<25%). The sampling plan thrips *F. schultzei* shall consist of sheets hit 91 lettuce plants in plastic tray. Lettuce crisphead group took 46 and 35 minutes, curly group 47 and 37 minutes in growth stages before and during the formation of the head respectively. In looseleaf lettuce group took 39 minutes in the two growth stages. The costs of sampling plans before the formation of the head were R\$ 5.13 (crisphead), R\$ 5.24 (curly) and R\$ 4.33 (looseleaf) while during the formation of the head were R\$ 3.92 (crisphead), R\$ 4.13 (curly) and R\$ 4.36 (looseleaf). This sampling plan proved to be workable, simple and inexpensive implementation.

## 1. INTRODUÇÃO

A alface (*Lactuca sativa* L.) é a hortaliça folhosa mais popular no mundo sendo cultivada em todas as regiões do planeta (VIDIGAL et al. 1995). Esta é uma planta herbácea com sistema radicular superficial e na parte aérea sobressaem as folhas devido ao tamanho reduzido de seu caule. As suas variedades são divididas em grupos de acordo com a arquitetura das folhas (KŘÍSTKOVÁ et al., 2008). Os principais grupos de alface são: crespa (70% do mercado), americana (15% do mercado) e lisa (10% do mercado) (COSTA & SALA, 2005). Durante seu desenvolvimento as plantas de alface passam por dois estádio fenológicos: antes da formação da cabeça (desenvolvimento foliar) e durante a formação da cabeça (JENNI & BOURGEOIS, 2008).

Entre as principais pragas da cultura de alface está o tripes *Frankliniella schultzei* (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae). Durante seu ciclo de vida este tripes passa pelas fases de ovo, ninfa e adulto. O período embrionário dura 4 dias e as fases juvenis duram 6 dias. A fase adulta compreende a pré-oviposição (2 dias), oviposição (10 dias) e pós-oviposição (3 dias) (PINENT & CARVALHO, 1998). Os adultos da espécie tem 1,5 mm de comprimento e cor marrom, sendo importantes pragas de plantas cultivadas como algodoeiro, tomateiro, melancia, fumo e alface (MONTEIRO et al., 2001), pois causam danos diretos ao se alimentarem das folhas e indiretos por serem vetores de tospoviroses (DE BORBÓN et al., 2006). Esta espécie é encontrada em todas as regiões do planeta, exceto em regiões polares (CABI, 1999).

Os planos de amostragem são partes essenciais em Manejo Integrado de Pragas pois normalmente não é possível realizar a contagem de todos os insetos em um habitat. Estes planos geram estimativas confiáveis, auxiliando na determinação dos níveis populacionais através de amostragens periódicas em diferentes estádios fenológicos da cultura.

A amostragem auxilia na determinação dos níveis de dano econômico, de ação, de não ação ou de controle, pelos quais é tomada a decisão de controlar ou não uma praga (PEDIGO & RICE, 2009). Assim, um bom plano de amostragem deve proporcionar rapidez, baixo custo e boa precisão, esta última expressa pelo erro máximo admitido, que não deve ser superior a 25% em um plano praticável, de acordo com Southwood (1978). O plano de amostragem convencional, que é realizado com um número fixo de amostras, ao acaso, é o método mais utilizado. Este método permite a determinação do nível de dano econômico além de validar planos sequenciais (GUSMÃO, 2000).

As técnicas mais apropriadas de amostragem para insetos fitófagos e que se alimentam exclusivamente das folhas, como é o caso dos tripes, são: batida de folhas em bandeja plástica (PEDIGO, 1988; GUSMÃO, 2000) e a contagem direta de insetos nas folhas (GUSMÃO, 2000). O problema é que não há informações sobre a eficiência destes métodos na determinação da população de tripes na cultura da alface. Dessa forma, este trabalho tem por objetivo determinar um plano de amostragem convencional para tripes em cultivos de alface.

## **2. MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1. Caracterização da área experimental**

Este trabalho foi conduzido de novembro de 2014 a novembro de 2015 no município de Chã Grande, PE (8°25'S, 35°48'O, altitude de 470 metros e clima tropical úmido). Neste trabalho foram monitorados cultivos comerciais de alface, sem aplicação de pesticidas que foram conduzidos conforme Filgueira (2007). Cada lavoura possuía cerca de 1300 m<sup>2</sup> e as plantas foram cultivadas no espaçamento 0,25 x 0,30 m. Assim cada lavoura possuía cerca de 13600 plantas (Figura 1).

Nesta pesquisa foram avaliadas lavouras com plantas de alface de variedades dos grupos americana, crespa e lisa nos estádios fenológicos antes e durante a formação da

cabeça (Figura 2). As variedades dos grupos americana, crespa e lisa usadas foram Grandes Lagos, Cristina e Vitória Verdinha, respectivamente. Foram usadas variedades de alface destes grupos devido as suas folhas estarem dispostas em arquiteturas diferentes (KŘÍSTKOVÁ et al., 2008). Além disto, estes são os principais grupos de alface cultivados (COSTA & SALA, 2005). Também foram estudados dois estádios fenológicos das plantas: antes e durante o desenvolvimento da cabeça. Este estudo foi dividido em duas partes. Na primeira parte foi selecionada a melhor técnica para amostragem do tripses. Já na segunda parte foi determinado o número de amostras a compor o plano de amostragem.

## 2.2. Seleção da técnica para amostragem do tripses

Esta parte do trabalho foi conduzida em seis lavouras de alface. Os fatores em estudo foram: o grupo de variedade de alface (americana, crespa e lisa), o estádio fenológico das plantas (antes e após a formação da cabeça) e as técnicas de amostragem. As técnicas de amostragem estudadas foram: contagem direta e batida das folhas das plantas em bandeja plástica. A execução destas duas técnicas de amostragem é mostrada na Figura 3. Estas duas técnicas foram escolhidas para a amostragem do tripses *F. schultzei* devido a elas estarem entre as mais usadas para amostragem de insetos sugadores de pequeno tamanho (GUSMÃO, 2000; BASTOS et al., 2006; PIZZOL et al., 2010). Em cada lavoura foram selecionadas 40 plantas ao acaso e em cada grupo de 20 destas plantas a densidade do tripses foi avaliada usando ambas as técnicas de amostragem em estudo.

A partir dos dados de densidades do tripses foram calculadas as variâncias relativas (VR) usando a seguinte fórmula:  $VR = [100 \times S(\bar{x})] / \bar{x}$ , onde:  $S(\bar{x})$  = erro padrão da média e  $\bar{x}$  = média dos dados amostrais. Para plantas em cada estádio fenológico e grupo de variedade de alface os dados de densidade do tripses e de tempo de amostragem por amostragem direta e batida de folhas em bandeja plástica foram

comparados pelo test t a  $p < 0,05$ . Foi selecionada a técnica que gastou menor tempo, avaliou maior densidade do tripes e apresentou  $VR < 25\%$ . Isto foi feito devido a técnicas que avaliam maior densidade geralmente serem mais representativas da densidade absoluta. Já as técnicas que proporcionam amostragens mais rápidas possibilitam a geração de planos de amostragens praticáveis (PEDIGO, 1988). Por outro lado quando variância relativa é superior a 25% são geradas amostragens imprecisas (SOUTHWOOD, 1978).

## 2.3 - Análises estatística

### 2.3.1 - Determinação da técnica de amostragem

A técnica de amostragem foi selecionada com base nos seguintes critérios: representatividade, velocidade e precisão (SOUTHWOOD 1978; BACCI et al., 2006, ROSADO, et al., 2014). Para a seleção da amostragem padrão foi estabelecido uma relação entre a densidade absoluta para ser usado como referência nesta parte do estudo. De acordo com o critério de representatividade, as amostras que exibiram uma correlação positiva e significativa ( $P < 0,05$ ) entre as densidades relativas e absolutas baseadas no t-teste foram selecionados. O critério de precisão foi determinado através da variância relativa (RV) (BACCI et al., 2006, GUSMÃO et al., 2005, NARANJO & CASTELO, 2010, ROSADO, et al., 2014). RV foi calculado utilizando a seguinte fórmula:  $RV = \frac{100 \sqrt{\frac{S^2}{\bar{X}}}}{\bar{X}}$ , onde,  $S^2$  = variância dos dados de amostragem,  $n$  = número de observações e  $(\bar{X})$  = média dos dados da amostra. As amostras com  $RV > 25\%$  foram descartados por terem densidades imprecisas (SOUTHWOOD 1978; LEGG & MOON 1994). No que diz respeito ao critério de velocidade, de padrões e de técnicas de amostragem com tempos mais baixos foram selecionados (MOURA et al 2003; BACCI et al., 2006). Os dados de densidades de *F. schultzei* não apresentaram homogeneidade de variância e normalidade pelo teste de Levene Shapiro-Wilk e, respectivamente, e

aplicamos a transformação raiz cúbica (PETERNELLI & MELLO 2011, RODA et al. 2012, ROSADO, et al., 2014). O tempo de amostragem apresentou homogeneidade de variância e normalidade. Em seguida, os dados transformados das densidades de *F. schultzei* e o tempo original para a amostragem foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Tukey a  $P < 0,05$ .

### 2.3.2 - Determinação do modelo de distribuição de frequência

A partir do número de *F. schultzei* (ninfas e adultos)/contagem direta em cada lavoura foram calculados a média ( $\bar{X}$ ), a variância ( $\sigma^2$ ) e o índice de agregação ( $\hat{K}$ ) do número de ninfas e de adultos observados na contagem direta.

Para identificar o ajuste do modelo de dispersão dos dados foi calculado a razão entre a variância e a média ( $\sigma^2/\bar{X}$ ) (KREBS, 1999). Embora, essa razão possa ser afetada pela densidade populacional de insetos na área (MYERS, 1978). Dessa forma, essa relação é considerada como uma boa medida para determinar o padrão de dispersão do trips nas lavouras. Em populações de organismos que se apresentam distribuídos independentemente uns dos outros, a variância dos dados é igual a média ( $\sigma^2/\bar{X} = 1$ ). Nas populações em que os indivíduos não se apresentam distribuídos independentemente uns dos outros, a atração mútua resulta em agregação e a variância será maior que a média ( $\sigma^2 > \bar{X}$ ) e a repulsão mútua implica em regularidade, o que resulta em variância menor que a média ( $\sigma^2 < \bar{X}$ ) (TAYLOR, 1961). Os valores de  $K$ , da binomial negativa, também são um indicativo de agregação. Para tanto se  $K \rightarrow \infty$ , a variância se aproxima da média e a distribuição tende a se ajustar ao padrão de Poisson; se  $K \rightarrow 0$  a distribuição tende a série logarítmica. Assim, o valor de  $K$  varia de zero, em que a agregação é extrema, até o infinito onde a agregação tende à completa aleatoriedade (Waters, 1959).

O cálculo do ( $K$ ) foi realizado usando-se a equação 1 e as equações 2, 3 e 4 foram utilizadas para determinar a distribuição binomial negativa (BINNS, 1975; ELLIOTT, 1983; WILSON et al., 1984; KREBS, 1999).

Equação 1:  $\hat{K} = \frac{\bar{X}}{\sigma^2 - \bar{X}}$ , onde:  $\hat{K}$  = estimativa inicial,  $\sigma^2$  = variância dos dados amostrais e  $\bar{X}$  = média amostral.

Os testes de possíveis ajustes dos dados de captura dos adultos da broca em armadilhas às distribuições de frequência binomial negativa, binomial positiva e Poisson não fornecem informações sobre o padrão espacial, uma vez que não leva em consideração informações sobre suas coordenadas espaciais (Binns et al., 2000). Eles simplesmente nos permite selecionar de forma adequada a metodologia estatística para o desenvolvimento do plano amostral (YOUNG & YOUNG, 2002). Dessa forma, na determinação do número de amostras que irão compor o plano amostral de adultos da broca com armadilhas de garrafa “pet”, foi adotado as fórmulas indicadas por Young & Young (2002).

$$\text{Equação 2: } P(0) = \left(\frac{\hat{K}}{\mu + \hat{K}}\right)^{\hat{K}}$$

$$\text{Equação 3: } P(X) = P(0) = \left(\frac{\hat{K}}{\mu + \hat{K}}\right) \left(\frac{\bar{X}}{\bar{X} + \hat{K}}\right) P(X - 1),$$

Equação 4:  $Fr = n * P(X)$ , onde:  $P(0)$  = probabilidade de não capturar nenhuma ninfa ou adulto de tripes na batida de bandeja;  $X$  = contagem ( $x=1,2,3,4,\dots, n$ );  $\bar{X}$  = média dos dados amostrais;  $\hat{K}$  = parâmetro de agregação;  $Fr$  = frequência esperada para a binomial negativa;  $n$  = tamanho da amostra e  $P(x)$  = probabilidade na contagem  $X$ .

A frequência esperada para binomial positiva foi calculada pela equação 5 (Elliott, 1983).

$$\text{Equação 5: } P(X) = P(0) = \left(\frac{\hat{K}}{\mu + \hat{K}}\right) \left(\frac{p}{q}\right) P(X - 1),$$

onde:  $P(X)$  = probabilidade de capturar  $x$  ninfas e/ ou adultos de *F. schultzei* na batida de bandeja;  $X$  = contagem ( $x = 0,1,2,3,4,\dots, n$ );  $p$  = probabilidade de sucesso;  $q = 1 - p$  (probabilidade de fracasso);  $Fr$  = Frequência esperada para a binomial positiva;  $n$  = tamanho da amostra e  $P(X)$  = probabilidade na contagem  $X$ .

A frequência esperada para a distribuição Poisson foi calculada pela equação 6 (OSTLE, 1963; ELLIOTT, 1983).

Equação 6:  $P(X) = e^{-\mu} \left( \frac{\bar{X}^x}{x!} \right)$ , onde: X = contagem (X = 1,2,3,4,..., n); P(X) = probabilidade na contagem x;  $\bar{X}$  = média dos dados amostrais.

Após o cálculo das frequências observadas e estimadas para as respectivas distribuições, o ajuste dos dados foi testado pelo teste de qui-quadrado ( $\chi^2$ ) (LUDWIG & REYNOLDS, 1988; PEDIGO & RICE, 2006). O critério usado para rejeitar o ajuste à distribuição testada é que o valor de  $\chi^2$  calculado deve ser maior ou igual ao valor de  $\chi^2$  tabelado, quando o valor será considerado significativo ao nível de significância testado. Para as características cujos dados que se ajustaram ao modelo de distribuição de frequência binomial negativo, verificou-se se ocorria um valor de  $k_{\text{comum}}$  ( $k_c$ ) objetivando ter um parâmetro de dispersão que contemplasse a variabilidade de todas as lavouras (BLISS & OWENS, 1958). Inicialmente foram calculados os  $k_{\text{parciais}}$  ( $\hat{K}p$ ) de cada lavoura, segundo a equação 7.

Equação 7:  $\hat{K}p = \frac{\bar{X}^2}{S^2 - \bar{X}}$ , onde:  $\hat{K}p$  = parâmetro da distribuição binomial negativa,  $S^2$  = variância dos dados amostrais e  $\bar{X}$  = média amostral.

Posteriormente, determinaram-se os parâmetros  $x'_i$  e  $y'_i$  de 10 ( $t = 1, 2, \dots, 10$ ) amostras para cada lavoura, de acordo com as equações 8 e 9.

Equação 8:  $X'_i = \bar{X}_i^2 - \frac{S_i^2}{n_i}$ ,

Equação 9:  $y'_i = S_i^2 - \bar{X}_i$ , onde:  $\bar{X}_i$  = média da população,  $S_i^2$  = variância dos dados amostrais e  $n_i$  = tamanho da amostra.

A linha de regressão de  $x'$  com  $y'$  passa pela origem e tem inclinação  $1/\hat{k}_c$ . De posse de  $x'_i$  e  $y'_i$  calculou-se o  $k_c$  inicial, pela equação 10.

Equação 10:  $\frac{1}{\hat{k}_c} = \frac{\sum_{i=1}^t x'_i y'_i}{\sum_{i=1}^t x_i'^2}$



A precisão da estimativa de  $k_c$  foi aumentada por ponderações, calculando-se o parâmetro  $w_i'$ , segundo a equação 11.

$$\text{Equação 11: } w_i = \frac{0,5 (n_i - 1) k_c^4}{\mu_i^2 (\mu_i + k_c)^2 \left( k_c(k_c + 1) - \frac{(k_c + 1)}{n_i} - \frac{3}{n_i^2} \right)}, \text{ onde: } \mu_i = \text{m\u00e9dia da popula\u00e7\u00e3o,}$$

$n_i$  = tamanho da amostra e  $\hat{k}_c$  = par\u00e2metro de agrega\u00e7\u00e3o da distribui\u00e7\u00e3o binomial negativa.

A partir desse momento, o valor de  $\hat{k}_c$  ponderado foi obtido segundo a equa\u00e7\u00e3o 12.

$$\text{Equa\u00e7\u00e3o 12: } \frac{1}{\hat{k}_c} = \frac{\sum_{i=1}^t w_i x_i' y_i'}{\sum_{i=1}^t w_i x_i'^2},$$

A pondera\u00e7\u00e3o foi realizada por seis vezes consecutivas, at\u00e9 que a mudan\u00e7a entre os  $k_c$  ponderado fosse insignificante, obtendo-se, ent\u00e3o, o valor do  $\hat{k}_c$ , que foi testado por meio do teste F ao n\u00edvel 5% de signific\u00e2ncia. Essa intera\u00e7\u00e3o \u00e9 essencial para a validade do teste, no qual a hip\u00f3tese nula \u00e9 que existe um  $k_c$  para todas as popula\u00e7\u00f5es. Dessa forma, o teste para o  $\hat{k}_c$  foi calculado por meio de an\u00e1lise de vari\u00e2ncia da regress\u00e3o linear (Tabela 1).

Tabela 1. An\u00e1lise de vari\u00e2ncia para o teste de k comum ( $k_c$ ) (YOUNG & YOUNG, 2002).

| Fontes de varia\u00e7\u00e3o  | GL      | Soma de quadrados | Quadrados m\u00e9dios | F*          |
|-------------------------------|---------|-------------------|-----------------------|-------------|
| Inclina\u00e7\u00e3o 1/ $k_c$ | 1       | $B_0^2$           | $B_0^2$               | $B_0^2/S^2$ |
| Intercepto                    | 1       | $C + B^2 - B_0^2$ | $I_0$                 | $I_0/S^2$   |
| Res\u00edduo                  | $t - 3$ | $CSS - B^2$       | $S^2$                 | -           |

\* O valor obtido de  $k_c$  \u00e9 justific\u00e1vel se o valor do F da inclina\u00e7\u00e3o for significativo e o valor do F do intercepto n\u00e3o for significativo.

Onde os valores de  $B_0^2$ ,  $CSS$ ,  $B^2$  e  $C$  foram obtidos atrav\u00e9s das equa\u00e7\u00f5es 13, 14, 15 e 16.

$$\text{Equa\u00e7\u00e3o 13: } B_0^2 = \frac{\sum_{i=1}^t (w_i x_i' y_i')^2}{\sum_{i=1}^t w_i x_i'^2},$$

$$\text{Equa\u00e7\u00e3o 14: } CSS = \sum_{i=t}^t (w_i y_i'^2) - C,$$

Equação 15: 
$$C = \frac{\sum_{i=1}^t (w_i y_i')}{\sum_{i=1}^t w_i},$$

Equação 16: 
$$B^2 = \frac{\left[ \frac{\sum_{i=1}^t (w_i x_i' y_i') - \frac{\sum_{i=1}^t (w_i x_i') \sum_{i=1}^t (w_i y_i')}{\sum_{i=1}^t w_i}}{\sum_{i=1}^t (w_i x_i'^2) - \frac{\sum_{i=1}^t (w_i x_i')^2}{\sum_{i=1}^t w_i}} \right]^2},$$

onde:  $x_i'$  = parâmetro determinado na equação 8;  $y_i'$  = parâmetro determinado na equação 9 e  $w_i$  = parâmetro determinado na equação 10.

#### 2.4.3 - Determinação do número de amostras e custo de amostragem

O número de amostras necessário para a coleta de dados irá definir o custo de amostragem (FENG et al., 1994). A estimativa das populações de *F. schultzei* para as variáveis cujos dados se ajustaram ao modelo de distribuição binomial negativa foi calculado usando-se a equação 17 (YOUNG & YOUNG, 2002). Já para as variáveis cujos dados não ajustaram a nenhuma distribuição de frequência o cálculo do número de amostras necessário na estimação das populações de *F. schultzei* foi calculado usando-se a equação 18 (PEDIGO & RICE, 2006).

Equação 17: 
$$NA = \frac{1}{C^2} \left( \frac{1}{\bar{X}} + \frac{1}{\hat{k}} \right),$$

onde: NA = número de amostras, C = erro admitido,  $\bar{X}$  = média da população e  $\hat{k}$  = parâmetro da distribuição binomial negativa.

Equação 18: 
$$NA = \left( \frac{t+S}{Dx \bar{X}} \right)^2$$

onde: NA = número de amostras, D = erro admitido,  $\bar{X}$  = média da população, S = desvio padrão e t = teste t de Student a 5% de probabilidade (n-1 graus de liberdade).

Registrou-se o tempo gasto em cada amostra (contagem dos insetos e caminhamento), o qual foi utilizado na determinação da mão-de-obra utilizada para a amostragem de cada sistema. Os custos fixos com material incluiu lápis, borracha, papel, flanela, piquetes, uma prancheta e uma bandeja plástica branca (RS 30,00), de acordo com os preços destes materiais no Brasil. Para o cálculo do custo de mão-de-

obra da amostragem, levou-se em consideração o salário de um trabalhador rural (R\$ 880,00/ mensal) acrescidos dos encargos sociais (INSS de 24,5% e FGTS de 8%). O custo final da amostragem foi calculado através da soma dos valores dos custos fixos e do valor de mão-de-obra da amostragem. O tempo gasto para processamento dos dados e o tempo de caminhamento também foram registrados para se ter uma idéia do tempo gasto para se tomar uma decisão.

### **3. RESULTADOS**

Nas plantas de alface do grupo crespa antes e durante a formação da cabeça foi constatada maior densidade do tripses *F. schultzei* quando se utilizou a técnica de amostragem com batida das folhas em bandeja plástica do que quando se empregou a técnica de contagem direta. Já às densidades do tripses amostrados pela técnica de contagem direta foi semelhante a aquela amostrada pela técnica de batida das folhas em bandeja plástica quando se avaliaram plantas de alface dos grupos americana e lisa (Figura 4A).

Quando consideramos a variância relativa das densidades de *F. schultzei* vemos que tanto a contagem direta como a batida de bandeja obtiveram valores inferiores a 30%, em ambos os estádios fenológicos. Além disso, ambas as técnicas de amostragem não diferiram significativamente ( $P < 0,05$ ) quanto as suas precisões quando observou-se a interação entre os grupos de alfases ou mesmo entre os estádios fenológicos (Figura 4B).

O tempo de amostragem necessário na técnica de contagem direta foi significativamente superior ( $P < 0,05$ ) para todos os grupos de plantas durante a formação da cabeça e nas plantas dos grupos crespa e lisa antes da formação da cabeça. Em plantas do grupo americana e neste mesmo estágio fenológico o tempo de amostragem não diferiu significativamente entre as técnicas de amostragem (Figura 4C).

As densidades do tripes *F. schultzei* se ajustaram à distribuição de frequência binomial negativa em 23 das 30 lavouras. Destas 23 lavouras nove, seis e oito eram de plantas de alface dos grupos americana, crespa e lisa, respectivamente. Das 23 lavouras em que as densidades do tripes se ajustaram à distribuição de frequência binomial negativa em 12 lavouras as plantas estavam em estágio antes da formação da cabeça e em 11 lavouras as plantas estavam em estágio de formação de cabeça. Em nenhuma das 30 lavouras as densidades do tripes *F. schultzei* se ajustaram as distribuições de frequência de Poisson e binomial positiva (Tabela 3). Portanto, o cálculo do número de amostras do tripes *F. schultzei* deve ser realizado com a fórmula da distribuição de frequência binomial negativa em lavouras de alface dos grupos americana, crespa e lisa nos estádios antes e durante a formação da cabeça.

A regressão linear simples entre o parâmetro de agregação comum ( $K_{\text{comum}}$ ) em função do parâmetro  $k$  em cada lavoura de alface apresentou inclinação significativa ( $F_{1; 27} = 51,12$ ;  $P < 0,0001$ ) e intercepto não significativo ( $F_{1; 27} = 0,02$ ;  $P = 0,8886$ ) (Tabela 3). Portanto, existiu um parâmetro de agregação comum ( $K_{\text{comum}}$ ) das densidades do tripes *F. schultzei* que representou todas as lavouras de alface estudadas.

Para o maior erro admitido (25%), o número de amostras foi de 58. Em plantas do Grupo Americana foram necessários 32 minutos (antes da formação da cabeça) e 25 minutos (durante a formação da cabeça). O plano de amostragem custou R\$ 3,62 e R\$ 2,85 respectivamente. Já em plantas do Grupo Crespa foram necessários 33 minutos e 27 minutos, antes e durante a formação da cabeça, o que correspondeu a um custo de amostragem de R\$ 3,69 e R\$ 2,98. Finalmente em plantas do Grupo Lisa foram necessários 28 minutos tanto na amostragem em plantas antes da formação da cabeça quanto durante a formação da cabeça. O custo do plano para plantas desse grupo foi de R\$ 3,11 e R\$ 3,13, respectivamente (Tabela 3)

A medida que o nível de precisão aumentou, foi necessário um maior número de amostras e conseqüente aumento de custos. Ao considerar-se um plano com erro admitido de 20% (maior precisão) elevou-se o número de amostras para 91. Assim, em alfaces do Grupo Americana foram necessários 46 e 35 minutos, do Grupo Crespa 47 e 37 minutos, nos estádios antes e durante a formação da cabeça respectivamente. Em alfaces do Grupo Lisa foram necessários 39 minutos nos dois estádios fenológicos. Os custos dos planos de amostragem antes da formação da cabeça foram de R\$ 5,13 (Americana), R\$ 5,24 (Crespa) e R\$ 4,33 (Lisa) enquanto que durante a formação da cabeça foram de R\$ 3,92 (Americana), R\$ 4,13 (Crespa) e R\$ 4,36 (Lisa).

Considerando que um bom plano de amostragem de hortaliças não deverá levar mais do que 1 hora (Gusmão, 2000) e que houve um ganho de precisão (erro admitido de 20%) sem ultrapassar este tempo em quaisquer dos grupos de alface e estádios fenológicos, o plano de amostragem adequado para amostragem de tripes em alface é composto por 91 amostras, realizado através da batida de bandeja plástica.

#### **4. DISCUSSÃO**

A melhor técnica de amostragem da densidade populacional de *F. schultzei* em plantas de alface foi a batida de bandeja plástica. O uso da técnica de batida de bandeja permitiu uma amostragem rápida e de alta precisão (variância relativa inferior a 25%) comparado a contagem direta. Porém, a contagem direta é a melhor técnica para amostragem de *F. schultzei* em cultivo de pepino (Bacci, et al., 2008). Segundo Soglia et al. (2002) há uma correlação positiva entre a densidade de tricomas/folha e o aumento na densidade populacional de tripes. Provavelmente, fatores como a diferença na densidade de tricomas e a composição dos diferentes tipos de tricomas presentes nas plantas de alface e pepino seja a principal explicação para a diferença no tipo de técnica de amostragem. Além disso, as menores densidades de tricomas em plantas de alface pode ter influenciado na capacidade de fixação de *F. schultzei* na planta, bem como na

sua capacidade de voo quando as folhas são agitadas durante amostragem (Bacci, et al., 2008). Por outro lado, a arquitetura das plantas de alface favoreceu a técnica de amostragem com batida das folhas em bandeja plástica em comparação a técnica de contagem direta. Outro ponto positivo é que na técnica de batida de folhas em bandeja plástica é possível melhor visualização e redução da dispersão dos tripes, reduzindo a possibilidade de erros quanto a identificação e contagem correta dos insetos.

A região ideal para amostragem de *F. schultzei* foi composta por todas as folhas das plantas de alface, independente do grupo e do estágio fenológico avaliado (Fig. 2). Nós observamos que antes da formação de cabeça, as plantas de alface apresentam folhas dispostas separadamente uma das outras, permitindo a movimentação individual de folhas e facilitando amostragem de insetos praga. Porém, após a formação de cabeça as folhas se apresentam embricadas (sobrepostas) dificultando a diagnose e a contagem de *F. schultzei* (Figura 2). Além disso, a sobreposição das folhas confere abrigo e proteção contra o ataque de inimigos naturais e aplicação de inseticidas. Assim, não foi possível determinar uma folha ou região amostral para amostragem de tripes em alface, como reportado em outros estudos (Bacci, et al., 2008, e outros trabalhos de amostragem convencional com tripes). Provavelmente, a arquitetura das plantas de alface também favoreceu a técnica de bandeja plástica em comparação a técnica de contagem direta. Porque nos fatores como a sobreposição e a superfície lisa das folhas de alface, bem como os distúrbios causados pela movimentação de folhas durante a contagem direta podem favorecer a fuga (i.e. através de voo ou queda no solo) de *F. schultzei* durante as avaliações.

Um dos aspectos observados a campo que contribuíram para uma maior detecção de tripes pela técnica de batida de bandeja em relação a contagem direta é que no momento da execução desta última há uma dispersão de parte dos insetos antes da execução da contagem. Quando consideramos a variância relativa das densidades de *F.*

schultzei vemos que tanto a contagem direta como a batida de bandeja obtiveram valores inferiores a 30%, em ambos os estádios fenológicos. Acrescenta-se a isto o fato de que, por ser uma técnica com execução simples e rápida, a batida de folhas em bandeja plástica pode ser realizada pelo próprio agricultor sem que seja necessária uma dedicação de tempo elevada. Isso é importante para o custo de produção pois a aplicação deste método de amostragem mostrou-se de baixo custo e sendo assim não exercerá grande impacto no valor unitário de produção desta hortaliça.

Os dados de amostragem das densidades populacionais de *F. schultzei* provenientes dos diferentes grupos de alface em diferentes estádios fenológicos foram utilizados para estimar o valor de  $K_{common}$ . Os dados de densidade de *F. schultzei* se ajustaram a distribuição binomial negativa indicando que a população apresenta distribuição agregada. Este tipo de agregação parece ser comum em populações de *F. schultzei* (Bacci, et al., 2008). Young and Young (1998), observaram que as populações de uma mesma espécie podem apresentar diferenças nos valores do parâmetro  $k$  de distribuição binomial negativa, resultando em diferentes números de amostras para cada uma das plantações. No entanto, os sistemas selecionados para as precisões econômicas para *F. schultzei* e o total de trips mostrou variações envolvendo o valor de  $k_{common}$  ocorreram nas populações das diferentes plantações. Isso permite a determinação de um plano de amostragem adequada para várias plantações. As regiões com as maiores densidades de pragas geralmente são os locais ideais para amostragem das espécies, como resultam em planos de amostragem representativa e precisos. O mesmo foi observado no presente estudo.

Os planos de amostragem para *F. schultzei* para os diferentes grupos e estádios fenológicos dos cultivos de alface foi considerado praticável de acordo com os critérios descritos por Pedigo (1988) e Gusmão, et al., (2000). Sendo que fatores como o baixo tempo de execução do plano de amostragem (< 1 hora) e a boa precisão econômica

(20%), possibilitando a coleta, o processamento de dados e tomada de decisões em um único dia, além de ser um plano de baixo custo. O plano de amostragem convencional de *F. schultzei* para os diferentes grupos de alface foi composto por 91 amostras para cada lavoura. De acordo com os nossos resultados foi possível padronizar o uso da mesma técnica de amostragem, bem como o número de plantas a serem avaliadas para os diferentes grupos de alface. A padronização destes parâmetros permitiu a obtenção de um plano de amostragem simples, de rápida execução, permitindo que as medidas de controle de pragas rápidas, evitando perdas econômicas. No início de um ataque de *F. schultzei*, decisões rápidas de controle são essenciais, como estes organismos apresentam alta taxa de crescimento de população alta (Gutierrez and Helle 1985; Pedigo, 1988; Picanco et al. 2002) e grande capacidade de causar danos estéticos que inviabilizam a comercialização de plantas de alface.

A mão-de-obra tem sido reportado por diversos autores como o componente de maior custo do plano de amostragem (Bacci, et al., 2008; Rosado, et al., 2014). Resultado semelhante ao encontrado neste estudo. A técnica de batida de bandeja foi relativamente mais rápida para a amostragem de tripes, antes e após a formação de cabeça, nos diferentes grupos de alface, em comparação a contagem direta. Provavelmente os maiores custos observados na contagem direta estão associadas ao maior tempo gasto na movimentação e procura dos insetos nas folhas, principalmente após a formação de cabeça que dificultou ainda mais este processo. O custo por amostragem variou de R\$ 3,92 a R\$ 5,24 para os diferentes grupos de alface. Este custo é insignificante comparado com ao custo médio de produção dos diferentes grupos de alface. Além disso, adoção do plano convencional de tripes possibilita benefícios como redução de custos com pulverização, menor impacto sobre organismos não-alvos, menores problemas com resíduos de inseticidas e contaminação do aplicador.



Os resultados reportados neste estudo são semelhantes aos do plano de amostragem convencional determinados por Bacci et al. (2008) para *F. schultzei*, confirmando a precisão das estimativas do nosso plano de amostragem convencional. O plano de amostragem de *F. schultzei* consistiu de 91 amostras e a técnica amostragem a ser usada é batida de folhas em bandeja plástica. Assim, a adoção do plano de amostragem convencional de tripes possibilita maior precisão e fidelidade na avaliação das densidades de *F. schultzei* presentes no agroecossistema em cultivos de alface. Proporcionando ao produtor uma importante ferramenta para a tomada de decisão em programas de manejo integrado de pragas, o que é fundamental para a manutenção da lavoura com uso racional dos inseticidas.

## 5. CONCLUSÃO

O plano de amostragem do tripes *Frankliniella schultzei* em cultivos de alface é aplicável em plantas dos grupos Americana, Crespa e Lisa nos estádios fenológicos antes e durante a formação da cabeça e é composto pela batida de folhas de 91 plantas em bandeja plástica.

## 6. REFERÊNCIAS

- BACCI L., Picanço M. C., Moura M. F., Della Lucia T. M. C., Semeão A. A. (2006) Sampling plan for *Diaphania* spp. (Lepidoptera: Pyralidae) and for hymenopteran parasitoids on cucumber. **J. Econ. Entomol.** v. 99, p. 2177–2184.
- Bacci L., Picanço M. C., Moura M. F., Semeão A. A., Fernandes F. L., Morais E. G. (2008). Sampling plan for thrips (Thysanoptera: Thripidae) on cucumber. *Neotropical Entomology*, 37(5), 582-590.
- BASTOS C. S., PICANÇO M. C., MARTINS SILVA T. B. (2006) Sistemas de amostragem e tomada de decisão no Manejo Integrado de Pragas do Algodoeiro. **Rev. bras. ol. fibros.**, Campina Grande, v. 10, n.3, p. 1119-1146.
- BINNS M. R., NYROP J. P., WERF W. V. D. (2000) Sampling and monitoring in crop protection, the theoretical basis for developing practical decision guides. **CABI**, New York.
- BINNS, M. (1975) Sequential estimation of the mean of a negative binomial distribution. **Biometrika**, v. 62, p. 433-440.

- BLISS C. L., OWENS A. R. G. (1958) Negative binomial distributions with a common  $k$ . ***Biometrika*** 45:37–58.
- GUTIERREZ J., HELLE W. (1985) Evolutionary changes in the Tetranychidae. In: Helle W, Sabelis MW (eds) *World crop pest 1A: spider mites: their biology, natural enemies and control*. Elsevier, Amsterdam, pp 91–107.
- CABI - Centre for Agriculture and Biosciences International. *Frankliniella schultzei*. [Distribution map]. **Wallingford, UK, Distribution Maps of Plant Pests**, (1999), December, pp Map 598, many ref.
- COSTA C. P., SALA F. C. (2005) A evolução da alfacicultura brasileira. ***Horticultura Brasileira***, Brasília, v.23, n.1,.
- DE BORBÓN C. M., GRACIA O., PÍCCOLO R. (2006) Relationships between *Tospovirus* Incidence and Thrips Populations on Tomato in Mendoza, Argentina. ***Journal of Phytopathology***, 154: 93–99.
- ELLIOTT, J. M. Some methods for the statistical analysis of sample of benthic invertebrates, 2ed. **London: Freshwater Biological Association**. (1983) 157p.
- FENG M. G., NOWIERSKI R. M., ZENG Z. (1994) Binomial sequential classification sampling plans for Russian wheat aphid (Homoptera: Aphididae) management: Robustness varying with tally thresholds on aphids in sampling units. ***Journal of Economic Entomology***, v. 87, p. 1237-1250.
- FERNANDES M. G., BUSOLI A. C., BARBOSA J. C. (2003) Distribuição espacial de *Alabama argillacea* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) em algodoeiro. ***Neotropical Entomology*** 32(1). p. 107-115.
- FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças** – 3. ed. ver. e ampl. – Viçosa, MG: Ed. UFV, (2007) Pág 300-302,.
- GUSMÃO M. R., PICANÇO M. C., ZANUNCIO J. C., SILVA D. J. H., BARRIGOSI J. A. F. (2005) Standardised sampling plan for *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in the tomato culture. ***Sci. Hort.*** v. 103, p. 403–412.
- GUSMÃO, M. R. Avaliação de vetores de viroses, predadores e parasitoides e planos de amostragem para mosca-branca em tomateiro. Viçosa, MG, (2000). 142p. **Dissertação (Mestrado em Entomologia)** – Universidade Federal de Viçosa, 2000.
- JENNI S., BOURGEOIS G. (2008) Quantifying phenology and maturity in crisphead lettuce. ***Hort Technology***, v. 18, p. 553-558.
- KREBS, C. J. *Ecological methodology*. 2ed. **Melo Park: Benjanim Cummings**, (1999) 620p.
- KRÍSTKOVÁ E., DOZELOVA I., LEBEDA A., VINTER V., NOVOTNA A. (2008) Description of morphological characters of lettuce (*Lactuca sativa* L.) genetic resources. ***Horticultural Science (Prague)***, v. 35, p. 113-129.
- LEGG D., MOON R. D. (1994). Bias and variability in statistical estimates. In: Pedigo LP, Buntin GD (Eds.), *Handbook of Sampling Methods for Arthropods in Agriculture*. CRC Press, Boca Raton, Florida, p. 55 - 59.

- LUDING J. A., REYNOLDS J. F. Statistical ecology: a primer on methods and computing. **New York: John Wiley**, (1988) 337p.
- MONTEIRO Renata C., MOUND Laurence A., ZUCCHI Roberto A.. Espécies de Frankliniella (Thysanoptera: Thripidae) de importância agrícola no Brasil. **Neotrop. Entomol.**, Londrina, v. 30, n. 1, p. 65-72, Mar. 2001.
- MOURA M. F., PICANÇO M. C., SILVA E. M., GUEDES R. N. C., PEREIRA J. L. (2003) Plano de amostragem do bio-tipo B de Bemisia tabaci na cultura do pepino. **Pesq Agropec Bras** 38:1357–1363.
- MYERS J. H. (1978) Selecting a measure of dispersion. **Environmental Entomology**, v. 7, p. 619-621.
- NARANJO S. E, CASTLE S. J. (2010) Sequential sampling plans for estimating density of glassy-winged sharpshooter, Homalodisca vitripennis (Hemiptera: Cicadellidae) on citrus. **Crop Protect** 29:1363–1370.
- PEDIGO L. P, RICE M. E. (2006) Entomology and pest management. **Prentice Hall, Saddle River**.
- PEDIGO L. P. **Entomology and pest management**. New York: Macmillan. (1988), 646p.
- PEDIGO L. P.; RICE, M. E. **Entomology and Pest Management**. 6ª ed. Upper Saddle River N. J. Pearson Prentice Hall (2009), 784 p.
- PETERNELLI LA, MELLO M. P. (2011) Conhecendo o R: uma visão estatística. Série Didática. **Editora UFV**, Viçosa.
- PINENT, S. M. J.; CARVALHO, G. S. (1998) Biologia de Frankliniella schultzei (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae) em Tomateiro. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 27, n. 4, p. 519-524.
- PIZZOL, J.; NAMMOUR, D.; HERVOUET, P.; BOUT, A.; DESNEUX, N.; MAILLERET, L. (2010) Comparison of two monitoring thrips populations in a greenhouse rose crop. **J. Pest. Sci.** 83:191-196.
- RODA A, NACHMAN G, HOSEIN F, RODRIGUES JC, PENÃ JE (2012) Spatial distributions of the red palm mite, Raoiella indica (Acari: Tenuipalpidae) on coconut and their implications for development of efficient sampling plans. **Exp Appl Acarol** 57(3–4):291–308.
- ROSADO, J. F., SARMENTO, R. A., PEDRO-NETO, M., GALDINO, T. V., MARQUES, R. V., ERASMO, E. A., & PICANÇO, M. C. (2014) Sampling plans for pest mites on physic nut. **Experimental and Applied Acarology**, 63(4), 521-534.
- SOUTHWOOD, T. R. E. Ecological methods. London: **Chapman & Hall**, (1978), 524 p.
- TAYLOR, L. R. (1961) Aggregation, variance and the mean. **Nature**, v. 189, p. 732-735.
- VIDIGAL, S. M.; RIBEIRO, A. C.; CASALI, V. W. D.; FONTES, L. E. F. (1995) Resposta da alface (Lactuca sativa L.) ao efeito residual da adubação orgânica: I. Ensaio de campo. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 42, n. 239, p. 80-88.

WATERS, E.W. (1984) A quantitative measure of aggregation in insects. **Journal of Economic Entomology**, v. 52, p. 1180-1184,

YOUNG L, YOUNG J. (1998) Statistical ecology: a population perspective. **Kluwer Academic, Boston**. 565p.

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













PICANÇO MC, PEREIRA EJG, CRESPO ALB, SEMEÃO AA, BACCI L (2002) Manejo integrado das pragas das fruteiras tropicais. In: Zambolim L (ed) **Manejo integrado fruteiras tropicais: doenças e pragas**. DPFUFV, Viçosa, pp 513–578.

ROSADO, J. F., SARMENTO, R. A., PEDRO-NETO, M., GALDINO, T. V., MARQUES, R. V., ERASMO, E. A., PICANÇO, M. C. (2014). Sampling plans for pest mites on physic nut. **Experimental and Applied Acarology**, 63(4), 521-534.











## 7. TABELAS E FIGURAS



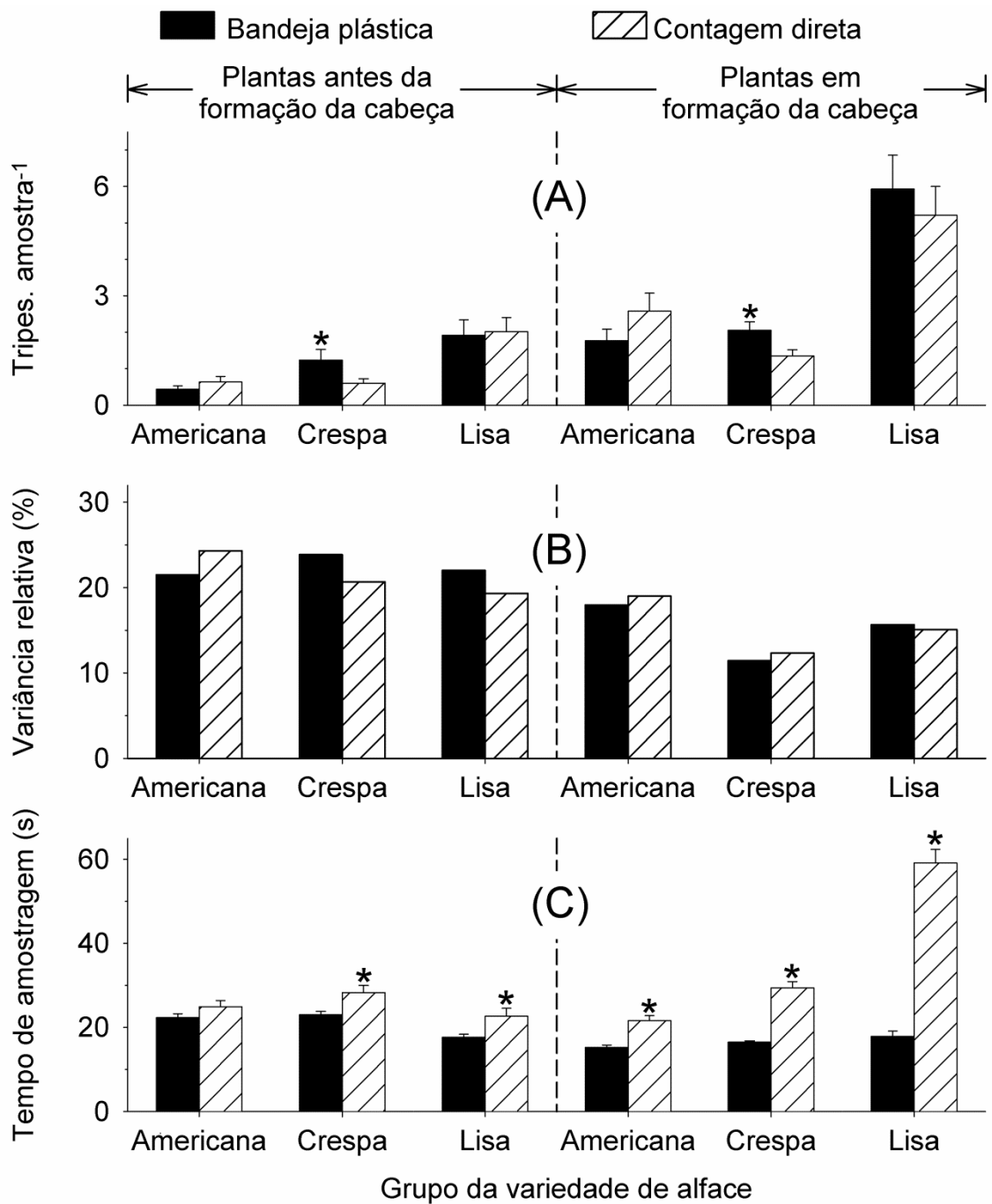
**Figura 1.** Área experimental em Chã Grande-PE usada na condução deste trabalho.

| Estádios das plantas         | Alface do grupo americana   |   | Alface do grupo crespa   |   | Alface do grupo lisa  |   |
|------------------------------|---|---|--|---|---|---|
|                              | Início do estágio   | Final do estágio  | Início do estágio  | Final do estágio  | Início do estágio   | Final do estágio  |
| Antes da formação da cabeça  |  |  |  |  |  |  |
| Durante a formação da cabeça |  |  |  |  |  |  |

**Figura 2.** Plantas de alface dos grupos americana, crespa e lisa nos estádios antes e durante a formação.

| Estádio das plantas          | (A)  |  | (B)   |  |  |
|------------------------------|--|--|---|--|--|
|                              | Execução da técnica de contagem  |  | Execução da técnica de batida das folhas em bandeja plástica                        |  |  |
|                              | Contagem   | Tripes na folha  | Posicionamento da bandeja   | Batida da bandeja  | Tripes na bandeja  |
| Antes da formação da cabeça  |   |   |   |   |   |
| Durante a formação da cabeça |  |  |  |  |  |

**Figura 3.** Uso das técnicas de (A) contagem direta e (B) de batida das folhas em bandeja plástica para amostragem do trips *Frankliniella schultzei* em cultivos de alface antes e durante a formação da cabeça.



**Figura 4.** (A) Densidade (média  $\pm$  erro padrão), (B) variância relativa e (C) tempo de amostragem do trips *Frankliniella schultzei* em função da técnica de amostragem em cultivos de alface dos grupos americana, crespa e lisa com plantas antes da formação da cabeça e durante a formação da cabeça. \* O histograma seguido por asterisco possui maior média para esta característica usando esta técnica do que amostragem de acordo com o teste t a  $P < 0.05$ .

**Tabela 2.** Densidade do trips *Frankliniella schultzei* (média  $\pm$  erro padrão), teste qui-quadrado ( $\chi^2$ ) entre as frequências observadas e esperadas pelas distribuições binomial negativa, Poisson e binomial positiva das densidades de trips amostradas em 30 lavouras de alface.

| Lv | Gn | Est | Densidade<br>(trips. amostra <sup>1</sup> ) | Binomial negativa   |    | Poisson              |    | Binomial positiva     |    |
|----|----|-----|---|---------------------|----|----------------------|----|-----------------------|----|
|    |    |     |   | $\chi^2$            | Gl | $\chi^2$             | Gl | $\chi^2$              | Gl |
| 1  | Am | Af  | 2,43 $\pm$ 0,42                             | 9,67 <sup>ns</sup>  | 8  | 2,0x10 <sup>3*</sup> | 9  | 5,8x10 <sup>15*</sup> | 9  |
| 2  | Am | Af  | 0,18 $\pm$ 0,04                             | 0,63 <sup>ns</sup>  | 1  | 8,55*                | 2  | 1,0x10 <sup>3*</sup>  | 2  |
| 3  | Am | Af  | 0,53 $\pm$ 0,09                             | 2,14 <sup>ns</sup>  | 1  | 12,25*               | 2  | 4,2x10 <sup>4*</sup>  | 2  |
| 4  | Am | Af  | 4,49 $\pm$ 0,49                             | 17,95 <sup>ns</sup> | 15 | 3,0x10 <sup>4*</sup> | 16 | 9,4x10 <sup>14*</sup> | 16 |
| 5  | Am | Af  | 0,13 $\pm$ 0,04                             | 1,31 <sup>ns</sup>  | 1  | 22,83*               | 2  | 470,43*               | 2  |
| 6  | Am | Fc  | 3,32 $\pm$ 0,60                             | 13,63 <sup>ns</sup> | 8  | 949,48*              | 9  | 1,5x10 <sup>19*</sup> | 9  |
| 7  | Am | Fc  | 3,26 $\pm$ 0,73                             | 11,22 <sup>ns</sup> | 8  | 1,1x10 <sup>3*</sup> | 9  | 1,0x10 <sup>10*</sup> | 9  |
| 8  | Am | Fc  | 2,18 $\pm$ 0,29                             | 7,52 <sup>ns</sup>  | 7  | 802,29*              | 8  | 5,5x10 <sup>8*</sup>  | 8  |
| 9  | Am | Fc  | 2,46 $\pm$ 0,73                             | 37,18*              | 4  | 444,28*              | 5  | 1,8x10 <sup>14*</sup> | 5  |
| 10 | Am | Fc  | 0,88 $\pm$ 0,16                             | 2,90 <sup>ns</sup>  | 3  | 58,29*               | 4  | 1,0x10 <sup>5*</sup>  | 4  |
| 11 | Cp | Af  | 3,06 $\pm$ 0,38                             | 6,13 <sup>ns</sup>  | 10 | 3,8x10 <sup>3*</sup> | 11 | 1,3x10 <sup>10*</sup> | 11 |
| 12 | Cp | Af  | 0,31 $\pm$ 0,08                             | 3,61 <sup>ns</sup>  | 3  | 617,54*              | 4  | 1,6x10 <sup>3*</sup>  | 4  |
| 13 | Cp | Af  | 0,92 $\pm$ 0,16                             | 10,94*              | 3  | 39,58*               | 4  | 6,5x10 <sup>5*</sup>  | 4  |
| 14 | Cp | Af  | 1,18 $\pm$ 0,13                             | 8,09 <sup>ns</sup>  | 5  | 70,77*               | 6  | 8,6x10 <sup>6*</sup>  | 6  |
| 15 | Cp | Af  | 0,43 $\pm$ 0,08                             | 1,06 <sup>ns</sup>  | 2  | 114,82*              | 4  | 9,1x10 <sup>3*</sup>  | 4  |
| 16 | Cp | Fc  | 9,09 $\pm$ 1,17                             | 9,71 <sup>ns</sup>  | 18 | 4,1x10 <sup>4*</sup> | 19 | 3,4x10 <sup>74*</sup> | 19 |
| 17 | Cp | Fc  | 3,91 $\pm$ 0,82                             | 40,34*              | 8  | 1,0x10 <sup>3*</sup> | 9  | 1,3x10 <sup>26*</sup> | 9  |
| 18 | Cp | Fc  | 2,10 $\pm$ 0,51                             | 28,04*              | 6  | 371,22*              | 7  | 2,6x10 <sup>14*</sup> | 7  |
| 19 | Cp | Fc  | 0,98 $\pm$ 0,15                             | 1,60 <sup>ns</sup>  | 4  | 160,73*              | 5  | 5,2x10 <sup>5*</sup>  | 5  |
| 20 | Cp | Fc  | 1,05 $\pm$ 0,18                             | 15,56*              | 2  | 15,91*               | 3  | 1,5x10 <sup>7*</sup>  | 3  |
| 21 | Ls | Af  | 6,14 $\pm$ 1,32                             | 29,97*              | 6  | 7,8x10 <sup>3*</sup> | 7  | 1,8x10 <sup>43*</sup> | 7  |
| 22 | Ls | Af  | 1,97 $\pm$ 0,29                             | 14,41*              | 5  | 168,70*              | 6  | 1,6x10 <sup>9*</sup>  | 6  |
| 23 | Ls | Af  | 2,59 $\pm$ 0,47                             | 14,88 <sup>ns</sup> | 11 | 8,6x10 <sup>4*</sup> | 12 | 2,7x10 <sup>13*</sup> | 12 |
| 24 | Ls | Af  | 0,84 $\pm$ 0,12                             | 4,72 <sup>ns</sup>  | 4  | 86,54*               | 5  | 3,4x10 <sup>5*</sup>  | 5  |
| 25 | Ls | Af  | 0,18 $\pm$ 0,06                             | 5,81 <sup>ns</sup>  | 2  | 860,00*              | 3  | 477,48*               | 3  |
| 26 | Ls | Fc  | 1,72 $\pm$ 0,19                             | 1,06 <sup>ns</sup>  | 6  | 125,57*              | 7  | 2,9x10 <sup>8*</sup>  | 7  |
| 27 | Ls | Fc  | 5,58 $\pm$ 0,61                             | 14,03 <sup>ns</sup> | 7  | 2,1x10 <sup>3*</sup> | 8  | 1,3x10 <sup>19*</sup> | 8  |
| 28 | Ls | Fc  | 0,98 $\pm$ 0,17                             | 2,93 <sup>ns</sup>  | 5  | 1,0x10 <sup>3*</sup> | 6  | 1,5x10 <sup>5*</sup>  | 6  |
| 29 | Ls | Fc  | 1,08 $\pm$ 0,17                             | 5,24 <sup>ns</sup>  | 6  | 2,1x10 <sup>3*</sup> | 7  | 3,4x10 <sup>5*</sup>  | 7  |
| 30 | Ls | Fc  | 1,86 $\pm$ 0,31                             | 12,45 <sup>ns</sup> | 7  | 430,89*              | 8  | 3,0x10 <sup>12*</sup> | 8  |

Na Tabela: Lv = lavouras. Gr = Grupo de variedade de alface: Am = americana, Cp = crespa e Ls = Lisa. Est = Estádio fenológico das plantas: Af = antes da formação da cabeça e Fc = durante a formação da cabeça. Gl = graus de liberdade. <sup>ns</sup> Não-significativo. \*Significativo a 5% de probabilidade.



**Tabela 3.** Teste para verificação de homogeneidade para o parâmetro K da distribuição binomial negativa para os dados de densidades de tripes *Frankliniella schultzei* amostrados nas 30 lavouras de alface.

| Fontes de variação | Graus de liberdade | Soma de quadrados | Quadrados médios | F                  | P        |
|--------------------|--------------------|-------------------|------------------|--------------------|----------|
| Inclinação 1/kc    | 1                  | 251,23            | 251,23           | 51,12*             | < 0,0001 |
| Intercepto         | 1                  | 0,09              | 0,09             | 0,02 <sup>ns</sup> | 0,8886   |
| Resíduo            | 27                 | 132,70            | 4,91             |                    |          |

$K_{\text{comum}} = 0,3143$

<sup>ns</sup>Não-significativo. \*Significativo a 5% de probabilidade pelo teste F.

**Tabela 3.** Número de amostras, tempo e custo requeridos para a amostragem de tripes *Frankliniella schultzei* em cultivos de alface de alface dos grupos americana, crespa e lisa antes da formação da cabeça e durante a formação da cabeça em função erro máximo admitido neste processo.

| Erro (%) | Número de amostras | Plantas antes da formação da cabeça |           |           |           |          |           | Plantas em formação da cabeça |           |          |           |          |           |
|----------|--------------------|-------------------------------------|-----------|-----------|-----------|----------|-----------|-------------------------------|-----------|----------|-----------|----------|-----------|
|          |                    | Americana                           |           | Crespa    |           | Lisa     |           | Americana                     |           | Crespa   |           | Lisa     |           |
|          |                    | Tempo                               | Custo     | Tempo     | Custo     | Tempo    | Custo     | Tempo                         | Custo     | Tempo    | Custo     | Tempo    | Custo     |
| 5        | 1455               | 10h 4min                            | R\$ 67,59 | 10h 20min | R\$ 69,36 | 8h 10min | R\$ 54,84 | 7h 12min                      | R\$ 48,33 | 7h 42min | R\$ 51,72 | 8h 15min | R\$ 55,38 |
| 10       | 364                | 2h 38min                            | R\$ 17,63 | 1h 17min  | R\$ 18,07 | 2h 9min  | R\$ 14,44 | 1h 54min                      | R\$ 12,81 | 2h 2min  | R\$ 13,66 | 2h 10min | R\$ 14,58 |
| 15       | 162                | 1h 15min                            | R\$ 8,38  | 2h 42min  | R\$ 8,58  | 1h 2min  | R\$ 6,96  | 56min                         | R\$ 6,23  | 59min    | R\$ 6,61  | 1h 3min  | R\$ 7,02  |
| 20       | 91                 | 46min                               | R\$ 5,13  | 47min     | R\$ 5,24  | 39min    | R\$ 4,33  | 35min                         | R\$ 3,92  | 37min    | R\$ 4,13  | 39min    | R\$ 4,36  |
| 25       | 58                 | 32min                               | R\$ 3,62  | 33min     | R\$ 3,69  | 28min    | R\$ 3,11  | 25min                         | R\$ 2,85  | 27min    | R\$ 2,98  | 28min    | R\$ 3,13  |