



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SECRETARIA DA EDUCAÇÃO PROFISSIONAL E TECNOLÓGICA
INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO CIÊNCIA E TECNOLOGIA BAIANO
CAMPUS GUANAMBI

LUCIANO LOUZADA DE OLIVEIRA

**PLANO DE AMOSTRAGEM CONVENCIONAL PARA TRIPS NA CULTURA
DO ALGODÃO**

GUANAMBI
BAHIA-BRASIL
2018



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SECRETARIA DA EDUCAÇÃO PROFISSIONAL E TECNOLÓGICA
INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO CIÊNCIA E TECNOLOGIA BAIANO
CAMPUS GUANAMBI

LUCIANO LOUZADA DE OLIVEIRA

**PLANO DE AMOSTRAGEM CONVENCIONAL PARA TRIPS NA CULTURA
DO ALGODÃO**

Dissertação apresentada ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Baiano, *Campus* Guanambi, como parte das exigências do Curso de Mestrado Profissional em Produção Vegetal no Semiárido para obtenção do título de Mestre Profissional.

GUANAMBI
BAHIA-BRASIL
2018

Ficha Catalográfica

O48p Oliveira, Luciano Louzada de
Plano de amostragem convencional para trips na cultura do algodão. / Luciano Louzada de Oliveira. –Guanambi, Ba, 2017.
42f.: il.

.
Dissertação (Mestrado Profissional em Produção Vegetal no Semiárido) – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Baiano, Campus Guanambi, 2017.
Orientador: Sergio Luiz Rodrigues Donato.
Coorientador: Marcelo Fialho de Moura.

1. Algodão. 2. Doenças e pragas. 3. Sistema amostral. 4. Pindaí, Ba. I. Donato, Sergio Luiz Rodrigues. II. Moura, Marcelo Fialho.
III. Título.
CDU: 633.51



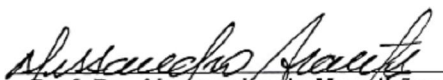
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SECRETARIA DA EDUCAÇÃO PROFISSIONAL E TECNOLÓGICA
INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO CIÊNCIA E TECNOLOGIA BAIANO
CAMPUS GUANAMBI

LUCIANO LOUZADA DE OLIVEIRA

**PLANO DE AMOSTRAGEM CONVENCIONAL PARA TRIPS NA CULTURA
DO ALGODÃO**

Dissertação apresentada ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Baiano, *Campus* Guanambi, como parte das exigências do Curso de Mestrado Profissional em Produção Vegetal no Semiárido para obtenção do título de Mestre Profissional.

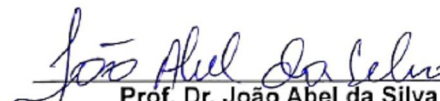
APROVADA: 15 de Junho de 2018.


Prof. Dr. Alessandro de Magalhães
Arantes

Membro da Banca – IF Baiano


Prof. Dr. César Fernandes Aquino

Membro da Banca – UFOB


Prof. Dr. João Abel da Silva

Membro da Banca – IF Baiano


Prof. Dr. Marcelo Fialho de Moura

Co-Orientador – IF Baiano

AGRADECIMENTOS

Agradeço sempre a Deus por ter, graciosamente, oferecido seu filho Jesus Cristo como libação pelos nossos pecados, não para que julgasse o mundo, mas para que fôssemos salvos por Ele.

À minha amada Priscilla (esposa) e Bruno (tesouro que Deus me deu) pela paciência e compreensão da minha ausência.

Aos meus pais Zequinha e Nenga pelo incentivo, esforço e dedicação na minha educação desde criança.

À minha família Adriana e Lúcia (irmãs), Carlos e Paulo (cunhados), Lucas e Pedro (sobrinhos) e demais familiares.

À minha família em Guanambi, Tio Ronaldo, Tia Lúcia, Ronaldinho e Vini, obrigado pela paciência e carinho de vocês para comigo.

À minha amada Primeira Igreja Batista de Bom Jesus da Lapa e ao meu Pastor Laudelino, pelas orações e ajuda nos momentos de adversidades.

Ao meu orientador Sergio Donato por compartilhar com dedicação e afinco seus conhecimentos durante todo o curso.

Ao meu Co-Orientador, parceiro e mentor, Marcelo Fialho, pela paciência, disposição e motivação na construção e elaboração desse pequeno projeto.

Ao amigo Leandro (Tomate) e sua família pela disposição em contribuir com essa pesquisa.

Aos amigos Ney (Valdinei), Willian, Montanha (Júnior Ribeiro), Piu (Walter), Josué, Josiel, e Cida pela valiosa ajuda nas coletas e amostragens.

Aos professores do Mestrado Profissional em Produção Vegetal no Semiárido (MPPVS) pelo esforço e dedicação e ao coordenador Carlos Elísio pela presteza e educação no trato aos alunos.

Aos colegas da segunda turma do MPPVS, Antônio Lopes, Ednei, Gabriel, Gilliarde, Jéssica, Joabe, Júnior do Cavaco, Luana, Chinchila (Marcone), Bicho do Mato (Renato), Rodrigo e Thaís, valeu pelo companheirismo, foi muito legal.

Aos professores da banca examinadora, César Aquino, Alessandro Arantes e João Abel pelas valiosas contribuições durante todo o curso dos trabalhos.

Ao amigo Alessandre Gabriel pelo incentivo à participação neste programa de pós – Graduação.

Ao colega Perito Federal Agrário do Incra, Israel Ely pela ajuda nas análises de frequências.

Aos amigos da ADAB, Zé Harley e Urbano Pichemel pelas contribuições durante o curso deste trabalho.

Ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Baiano – IFBAIANO, *Campus* Guanambí pela disponibilidade deste curso, importante ferramenta de desenvolvimento regional.

Enfim, a todos que de alguma forma contribuíram para obtenção do título de *Mestre* Profissional em Produção Vegetal no Semiárido.

SUMÁRIO

| | |
|---|----|
| 1. INTRODUÇÃO..... | 10 |
| 2. REFERENCIAL TEÓRICO..... | 13 |
| 2.1 O ALGODOEIRO..... | 13 |
| 2.2 O TRIPS | 14 |
| 2.3 AMOSTRAGENS DE PRAGAS..... | 17 |
| 2.3.1 UNIDADES AMOSTRAIS | 18 |
| 2.3.2 TÉCNICAS AMOSTRAIS | 19 |
| 2.3.3 PLANO OU PROGRAMA DE AMOSTRAGEM..... | 20 |
| 3. MATERIAL E MÉTODO..... | 22 |
| 3.1 ESCOLHA DA TÉCNICA AMOSTRAL | 22 |
| 3.2 AJUSTE AO MODELO DE DISTRIBUIÇÃO ESTATÍSTICA DE FREQUÊNCIA..... | 23 |
| 3.3 NÚMERO DE AMOSTRAS | 27 |
| 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 28 |
| 4.1 SISTEMAS AMOSTRAIS | 28 |
| 4.2 DISTRIBUIÇÃO ESTATÍSTICA DE FREQUÊNCIA | 31 |
| 4.2.1 TESTE DE HOMOGENEIDADE PARA O K_C | 31 |
| 4.2.2 PROBABILIDADE DAS FREQUÊNCIAS | 31 |
| 4.3 DETERMINAÇÃO DO NÚMERO DE AMOSTRAS | 34 |
| 5.0 CONCLUSÕES | 37 |
| 6.0 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 38 |

RESUMO

OLIVEIRA, L.L. Plano de amostragem convencional para trips na cultura do algodão 2018. 44 p. Dissertação (Mestrado Profissional em Produção Vegetal no Semiárido) - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Baiano-Campus Guanambi, Guanambi, 2018.

Os trips das espécies *Caliotrips phaseoli* e *Frankliniella schultzei* são considerados pragas da cultura do algodoeiro. Segundo o Manejo Integrado de Pragas, a decisão de se controlar um inseto praga deve ser tomada com base em suas densidades populacionais, que devem ser conhecidas através da adoção de sistemas amostrais. Entretanto, não existe sistema amostral estabelecido para os trips na cultura do algodoeiro. Assim, objetivou-se com a presente pesquisa, determinar a unidade amostral, a técnica amostral a distribuição estatística de frequência e o número de amostras a compor um sistema amostral. O experimento foi conduzido em 10 lavouras comerciais localizadas no município de Pindaí, no estado da Bahia. Avaliou-se a eficácia de três técnicas amostrais: batida de folhas em bandeja plástica branca, contagem direta de insetos na face inferior das folhas e pano de batida. Registrou-se o tempo de amostragem e calculou-se o custo, variância relativa e precisão econômica para cada técnica amostral. Encontrou-se que a amostragem de *C. phaseoli* e *F. schultzei* isoladamente ou somados, devem ser realizadas com a batida de plantas em bandeja plástica branca. Escolhida a técnica amostral, e utilizando-a, voltou-se a campo para determinar a distribuição teórica de frequência e o número de amostras a compor o plano amostral. Os dados amostrais se ajustaram a distribuição binomial negativa e o número de amostras a compor o sistema amostral, a 15% de precisão, é de 50,18 (aproximadamente 51 amostras) para *F. schultzei* e 44,07 (aproximadamente 45 amostras) para *C. phaseoli* + *F. schultzei*, o que requer um tempo de amostragem de 0,28 horas e 0,50 horas, respectivamente, sendo considerados praticáveis.

Palavras Chave: *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei*, distribuição de frequência, Algodoeiro.

ABSTRACT

OLIVEIRA, L.L. Conventional sampling scheme for thrips in the 2018 cotton crop. 44 p. Dissertation (Professional Master in Plant Production in the Semi-Arid) - Federal Institute of Education, Science and Technology Baiano-Guanambi *Campus*, Guanambi, 2018.

Thrips of the species *Caliotrips phaseoli* and *Frankliniella schultzei* are considered to be pests of the cotton crop. According to Integrated Pest Management, the decision to control an insect pest must be made based on its population densities, which must be known through the adoption of sampling systems. However, there is no established sampling system for the thrips in the cotton crop. Thus, the objective of this research was to determine the sample unit, the sampling technique, the statistical frequency distribution and the number of samples to compose a sampling system. The experiment was conducted in 10 commercial farms located in the municipality of Pindaí, in the state of Bahia. The effectiveness of three sampling techniques was evaluated: leaf beat in white plastic tray, direct count of insects on the underside of leaves and beat cloth. Sampling time was recorded and cost, relative variance and economic accuracy were calculated for each sampling technique. It was found that the sampling of *C. phaseoli* and *F. schultzei* alone or added, should be performed with the beat of plants in white plastic tray. Once the sampling technique was selected, and using it, we returned to the field to determine the theoretical frequency distribution and the number of samples to compose the sampling plan. The sample data were adjusted to the negative binomial distribution and the number of samples to compose the sample system, at 15% accuracy, is 50.18 (approximately 51 samples) for *F. schultzei* and 44.07 (approximately 45 samples) for *C. phaseoli* + *F. schultzei*, which requires a sampling time of 0.28 hours and 0.50 hours, respectively, and are considered

Keywords: *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei*, frequency distribution, Cotton.

1. INTRODUÇÃO

Dados da Companhia Nacional de Abastecimento - Conab demonstram que na safra 2017 o Brasil teve uma produção total de 1.529,5 mil toneladas de algodão em pluma, com projeção de 1.862,8 mil toneladas para a safra 2018, o que representa um acréscimo de 21,8% em relação à safra anterior (CONAB, 2018). Essa produção coloca o país como quinto maior produtor mundial (ABRAPA, 2017; ICAC, 2018). Entre os estados brasileiros, Mato Grosso e Bahia respondem por 88,4% da produção nacional (MAPA, 2017). A Bahia é o segundo maior produtor, colhendo 346,2 mil toneladas de algodão em pluma na safra 2017 e projeção de 424,2 mil toneladas para a safra 2018 para uma área plantada de 265,1 mil hectares (CONAB, 2018). A estimativa da Associação de Agricultores e Irrigantes da Bahia - AIBA, em reunião realizada em 09 de Abril de 2018, é de 1.226.205,0 toneladas de algodão para a safra 2018 para uma área plantada de 263,7 mil hectares (AIBA, 2018).

Vários fatores bióticos e abióticos podem limitar a produtividade do algodoeiro (PRICE, 1997). Considerando que na grande maioria dos casos os fatores abióticos possuem capacidade restrita de serem manipulados, o esforço de controle deve ser dirigido no sentido de minimizar as perdas impostas pelos fatores bióticos. Uma gama de pragas e doenças é responsável por perdas consideráveis de produção, elevando os custos devido ao uso de defensivos químicos, principal método de controle utilizado (DEGRANDE, 2003).

Entre as causas bióticas de injúrias ao algodoeiro, encontra-se a incidência de pequenos insetos da ordem Thysanoptera, conhecidos popularmente como trips (KONO & PAPP, 1997). Mundialmente já foram catalogadas aproximadamente 7.400 espécies de trips em 1200 gêneros, sendo que no Brasil, cerca de 100 espécies são consideradas pragas agrícolas (FUJIHARA *et al.*, 2016).

Existem relatos na literatura, mencionando *Trips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) como espécie-praga do algodão no Brasil (NAKANO *et al.*, 1992; ZUCCHI, 1993; ALMEIDA & SILVA, 1999), entretanto, Monteiro *et al.* (1999) realizaram coleta de trips em cultivos de algodão em cinco estados brasileiros e constataram que nenhum dos exemplares coletados pertencia à espécie *Trips tabaci* e encontraram as espécies: *Frankliniella schultzei*, *CalioTrips phaseoli* e *Frankliniella spp.* (Thysanoptera: Thripidae).

O trips raspa a face abaxial das folhas das plantas jovens, onde sugam a seiva que é extravasada pela epiderme danificada, ocasionando o aparecimento de pontos ferruginosos nos locais de ataque. No início do ataque aparecem manchas prateadas no limbo foliar, necrose ao longo das nervuras e dobramento dos bordos foliares para cima. Posteriormente, as folhas ficam coriáceas e quebradiças. A ocorrência de ataque por ocasião da floração e frutificação das plantas provoca queda de botões florais ou necrose das folhas. Se o ponteiro for atacado, ocorre o encarquilhamento geral e a paralisação temporária no desenvolvimento da planta. Em ataque muito precoce, as plantas podem até morrer (PEREIRA *et al.*, 2006). As maiores infestações ocorrem em períodos de estiagem entre 10 e 40 dias após a emergência das plantas (DEGRANDE, 1998).

No intuito de conviver com as pragas em níveis aceitáveis, torna-se necessário que em seus picos populacionais sejam adotadas medidas que causem sua mortalidade e diminuam as suas densidades populacionais e de injúrias (GALLO *et al.*, 2002).

A aplicação de inseticidas é a forma mais adotada pelos agricultores para diminuir a pressão de infestação de insetos praga (DEGRANDE, 2003). Contudo, aplicações de inseticidas sintéticos podem promover o surgimento de populações resistentes de insetos (GODONOU *et al.*, 2009). Além disso, existem ainda os problemas decorrentes dos efeitos tóxicos dos inseticidas sobre o meio ambiente (PICANÇO *et al.*, 2014).

Richetti *et al.*, (2004) relatam que do total gasto na aquisição de insumos para a cultura do algodão, 25,41% são utilizados na compra de inseticidas, destinados ao controle de pragas, e este percentual representa 13,68% do custo total de produção. No estado do Mato Grosso, maior produtor nacional, segundo dados do Instituto Mato-Grossense de Economia Agropecuária, estima-se que só o controle de pragas represente 30,8% do custeio da lavoura e 19,23% do custo total de produção (IMEA, 2017), portanto, um dos desafios do agronegócio do algodão é diminuir os custos elevados de produção. Assim qualquer estratégia que venha a minimizar estes gastos contribuirá para aumentar a eficiência financeira do sistema (BASTOS *et al.*, 2006).

Uma melhor opção seria a adoção do Manejo Integrado de Pragas, MIP, onde, o momento ideal para realizar o controle químico é determinado pelo conhecimento das densidades populacionais do inseto e posterior comparação com os níveis de tomada de decisão (HIGLEY & PEDIGO, 1997; LEAKE, 2000; GUSMÃO *et al.*, 2005). Entretanto, para se conhecer as densidades populacionais das pragas em diferentes

estágios fenológicos da cultura é preciso conhecer e adotar planos amostrais (BLISS & OWENS, 1958; PEDIGO & RICE, 2009).

Visto que não existe sistema amostral estabelecido para as espécies de trips na cultura do algodão, objetivou-se com a presente pesquisa, determinar a unidade amostral, a técnica amostral a distribuição estatística de frequência e o número de amostras a compor um sistema amostral para as espécies de trips que possa ser adotado para esta cultura.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 O ALGODOEIRO

O Algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) é uma planta da família malvaceae, da classe dicotiledônea e do gênero *Gossypium*. Possui raiz pivotante, porte arbustivo ramificado, ciclo perene e pode atingir até de dois metros de altura. Suas folhas são pecioladas, geralmente cordiformes. As flores são hermafroditas, axilares, isoladas ou não, cor creme, mas recém-abertas passa a rósea e solitária. O fruto é do tipo cápsula deiscente, com 3 a 5 lóculos, de formato oblongo, chamados de “maçãs” quando verdes e “capulhos” quando abertos. O sistema reprodutivo é misto, ou parcialmente autógamo com ocorrência simultânea de autofecundação e cruzamento natural de origem entomófila (CRISÓSTOMO, 1989).

Produz a fibra têxtil mais importante no mundo, movimentando uma cadeia socioeconômica que emprega milhares de pessoas. No Brasil, segundo o Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada – CEPEA, em 2017, o PIB do agronegócio correspondeu a 21,58% do PIB brasileiro. Segundo dados do Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento – MAPA, o valor bruto da produção agropecuária (VBP) para 2017, com base nas informações de outubro, é de R\$ 533,5 bilhões e o VBP do algodão de 21,5 bilhões dos quais 4,8 bilhões da Bahia (MAPA, 2018), gerando, em 2017, aproximadamente 1,22 milhões de empregos na cadeia produtiva do algodão segundo dados da Associação Brasileira dos produtores de Algodão - ABRAPA.

Do algodão se aproveita quase tudo, de toda produção colhida, o caroço e a fibra representam, respectivamente, 65% e 35% do peso. Além da fibra, que é o principal produto exportado, o caroço e o óleo vegetal são também bastante utilizados. A cadeia produtiva do algodão no mundo movimenta por ano 12 bilhões de dólares e envolve mais de 350 milhões de pessoas em sua produção, essa demanda cresce a taxa anual média de 2% desde 1950 (ABRAPA, 2018).

Os cotonicultores brasileiros, que investiram em tecnologia moderna, conseguiram garantir sua rentabilidade, graças à produtividade que está entre as maiores do mundo (CONAB, 2016), com média, na Bahia, de 310 arrobas por hectare na safra 2017 (ABRAPA, 2017). O investimento em pacotes tecnológicos como a utilização de sementes de qualidade e o uso de máquinas e equipamentos de precisão que

racionalizam o uso de agrotóxicos e fertilizantes, responsáveis por 58% dos custos de produção, garantem maior rentabilidade (CONAB, 2016).

A produção nacional de algodão totalizou 3,8 milhões de toneladas em 2017, graças a um rendimento médio 3,0% maior que a safra anterior segundo dados do Levantamento Sistemático da Produção Agrícola do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). O melhor resultado foi na Bahia, que contabilizou a colheita de cerca de 393,7 mil toneladas de algodão em pluma e 937,5 mil toneladas de algodão em caroço em uma área plantada de 201,6 mil hectares, resultado final de 310 arrobas/hectare, índice histórico para a região, que contrapõe ao resultado ruim da safra anterior de 165 @/ha (AIBA, 2017).

2.2 O TRIPS

São insetos pequenos, variando de 0,5 a 1,3 mm de comprimento. As formas aladas podem apresentar dois pares de asas estreitas e franjadas marginalmente, com ou sem variação. Quando presentes, as asas podem variar de tamanho, acompanhando toda a extensão do abdome, sendo em alguns casos vertiginais, ou mesmo ausentes. Possuem pernas ambulatoriais curtas, com um ou dois tarsômeros articulados, e uma ou duas garras. No pré-tarso (estrutura no ápice do tarsômero apical) possuem uma vesícula côncava localizada entre as garras que, ao tocar a superfície, se enche com hemolinfa e tem função adesiva (FUJIHARA *et al.*, 2016).

A inserção da cabeça, junto ao tórax, possui uma base ampla. As antenas são curtas, variando de quatro a nove artículos com cerdas e sensilos, caracteres muito importantes para a classificação da ordem; possuem dois olhos compostos, sendo que, em alguns indivíduos, observa-se a presença de três ocelos, localizados dorsalmente entre os olhos, sempre presentes nas formas aladas e em alguns desprovidos de asas (FUJIHARA *et al.*, 2016).

No abdome há onze segmentos, com um par de espiráculos presentes no primeiro e no oitavo segmentos e o ânus na porção apical final do abdome. Os cercos estão ausentes. O dimorfismo sexual é pouco evidente entre os trips, sendo que os machos, na maioria das vezes, são menores que as fêmeas e com alguns segmentos do corpo, como os fêmures anteriores, por exemplo, pouco mais dilatados que os das fêmeas. Nos machos, podem ser encontradas glândulas anexadas em um ou mais externos e o gonópore localiza-se entre o nono e décimo segmentos, permanecendo

oculto quando fora de uso. Nas fêmeas, o processo do gonóporo localiza-se entre o oitavo e nono segmento (FUJIHARA *et al.*, 2016).

Possuem metamorfose intermediária entre hemi e holometabólica. Seu ciclo de vida, até o estágio adulto, se completa entre duas a três semanas e envolve: estágio embrionário (ovo); dois estágios larvais (1° e 2° instares pré-imaginais que se alimentam), seguidos por um a três estágios pupais que não se alimentam; por fim, o estágio adulto. Assim como os insetos pertencentes à ordem Hymenoptera, os trips são insetos haplodiploides, com machos haploides (n) oriundos de ovos não fertilizados, contendo a metade do número de cromossomos encontrados nas fêmeas diploides (2n) oriundas de ovos fertilizados, embora algumas espécies se reproduzam partenogeneticamente, ocorrendo apenas fêmeas (telítocas) (MOUND & KIBBY, 2005).

Os ovos podem ser colocados sobre ou dentro do tecido vegetal. Espécies pertencentes à subordem Tubulífera ovipositam sobre o tecido vegetal. Entretanto, espécies da subordem Terebrantia ovipositam dentro do tecido vegetal (MORSE & MOUND, 2006).

São Insetos com aparelho bucal assimétrico desenvolvido parcialmente tanto na fase juvenil quanto na fase adulta. Possuem formas ápteras e macrópteras, sendo que as asas, quando presentes, são estreitas e franjadas com longas cerdas, que, em repouso, ficam longitudinalmente dispostas uma sobre as outras sobre o tórax e abdome dos insetos (FUJIHARA *et al.*, 2016).

O aparelho bucal dos trips foi reduzido a apenas uma mandíbula (esquerda) devido a pressões seletivas, que induziram a uma perda gradual das estruturas do lado direito e redução de sua musculatura, convergindo a um aparelho bucal único, exclusivo da ordem, e especializado para penetrar em tecidos vegetais (FUJIHARA *et al.* 2016).

Todos possuem aparelho bucal padrão sugador, cujas estruturas estão arrançadas formando um cone central único, dirigido á superfície ventral do corpo, formado pelo labro, lábio e os estipes das maxilas, com um par de estiletos maxilares derivados das lacínias, e um estilete mandibular esquerdo, derivado da mandíbula (GULLAN & CRANSTON, 1994).

Ao perfurar a superfície vegetal, induz a formação de galhas e necroses, pois, ao introduzir seu aparelho bucal em cada célula vegetal, succiona o substrato intracelular através do tubo alimentar e injeta saliva simultaneamente pelo mesmo tubo, debilitando a planta e provocando alterações celulares e metabólicas na área danificada. O dano

causado pode descolorir o tecido vegetal, causar a queda de folhas, a destruição de flores e botões, e induzir a malformação de frutos (FUJIHARA *et al.*, 2016).

Algumas espécies de trips são vetores de tospovírus (grupo do vira cabeça do tomateiro), sendo cinco espécies do gênero *Frankliniella* e três do gênero *trips* (COSTA *et al.*, 2015; MEDEIROS & BÔAS, 2017).

No Brasil, muitas espécies de trips são pragas de diversas culturas, dentre as famílias presentes nas duas subordens, destacam-se, como as mais comuns e com maior número de espécies no Brasil, as Phlaeothripidae e Thripidae (FUJIHARA *et al.* 2016). No entanto, algumas espécies de trips são também predadores oportunistas de ovos de ácaros (TRICHILO & LEIGH, 1986; WILSON *et al.*, 1996).

A espécie *Thrips tabaci* Lindeman, 1888 (Thysanoptera: Thripidae) é considerada uma das pragas mais importantes da cultura da cebola (GALLO *et al.* 2002). Existem relatos na literatura, mencionando *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) como espécie-praga do algodão no Brasil (NAKANO *et al.* 1992; ZUCCHI, 1993; ALMEIDA & SILVA, 1999), entretanto, Monteiro *et al.* (1999) realizaram coleta de trips em cultivos de algodão em cinco estado brasileiros e constataram que nenhum dos exemplares coletados pertencia à espécie *Thrips tabaci* e encontraram as espécies: *Frankliniella schultzei*, *Caliothrips phaseoli* e *Frankliniella spp.* (Thysanoptera: Thripidae).

A espécie *F. schultzei* (Trybom, 1920) (Thysanoptera: Thripidae) é amplamente distribuída e pode ser encontrada na Ásia, na África, na Europa, nas áreas do Pacífico, nas Ilhas do Caribe, na América do Sul e nos Estados Unidos (CHIN-LING *et al.*, 2010), ataca uma ampla espécie de cultivos comerciais como tomate, alface, melancia, algodão, soja e uva (MOREIRA *et al.*, 2009; MOREIRA & ARAGÃO, 2009; MONTEIRO, 2002). Os adultos apresentam coloração geral do corpo marrom, com asas anteriores claras (MONTEIRO *et al.*, 2001), caracteriza-se por apresentar três pares de cerdas ocelares, oito antenômeros, 1ª nervura da asa anterior completa e ctenídeo do 8º tergito abdominal situado ântero-lateralmente em relação ao espiráculo (SAKIMURA & O'NEILL, 1979).

A espécie *C. phaseoli* é normalmente encontrada em Fabáceas (GALLO *et al.*, 2002). Seus adultos medem mais de 1 mm de comprimento, com asas franjadas, as ninfas são ápteras, de coloração clara, tanto o adulto como as ninfas vivem na fase inferior das folhas (GALLO *et al.*, 2002). Seus danos são decorrentes da sucção de seiva

e quando os ataques são intensos, as folhas tornam-se deformadas, amareladas, secam e caem (GALLO *et al.*, 2002).

2.3 AMOSTRAGENS DE PRAGAS

O controle de pragas como o Trips são, na maioria dos cultivos, feitos de forma profilática com aplicação semanal de inseticidas, sem levar em consideração o nível de dano da praga, esse tipo de sistema não favorece um controle eficiente das pragas, prejudica as populações de inimigos naturais, aumenta o custo de produção, prejudica a saúde das pessoas e, sobretudo leva a contaminação do ambiente (PICANÇO *et al.*, 2014).

O Manejo Integrado de Pragas é uma filosofia de controle que visa o equilíbrio do ecossistema preservando e incrementando fatores de mortalidade natural da praga, com o uso integrado de medidas baseadas em parâmetros econômicos, ecológicos e sociais, a fim de manter a densidade das pragas abaixo do nível de dano econômico. Essa filosofia veio para auxiliar os agricultores na tomada de decisão, antes baseado exclusivamente em métodos químicos. A avaliação da densidade populacional da praga nos diferentes estágios fenológicos da cultura é a ferramenta para auxiliar na tomada de decisão de implementar medidas de controle de forma eficiente, econômica e sustentável (ROSADO *et al.*, 2014).

Desta forma, tomadas de decisão que visem aumentar e preservar as populações de inimigos naturais dentro do ecossistema do algodão é uma ação promissora, técnica e ecologicamente viáveis e poderão resultar em grande economia para os cotonicultores, em melhoria na qualidade do meio ambiente e na redução dos problemas de saúde pública decorrentes do uso indiscriminado de produtos químicos (ALMEIDA *et al.*, 2013).

Na tomada de decisão dentro do MIP a densidade populacional da praga é comparada ao nível de dano econômico e desta forma, serão adotadas medidas artificiais de controle somente quando a densidade populacional da praga for igual ou maior que o nível de dano econômico (PEDIGO *et al.*, 1986; GUSMÃO *et al.*, 2006). Portanto, é necessário que o cotonicultor esteja apto em reconhecer as pragas e seus inimigos naturais, que venham a ocorrer durante o ciclo da cultura, realizando amostragens periódicas na lavoura, para uma tomada de decisão inteligente e viável (ALMEIDA *et al.*, 2013).

O monitoramento da densidade populacional de uma praga constitui operação importante para desenvolver ferramentas de predições de surtos populacionais da praga através de modelos estatísticos que represente de maneira mais aproximada a população como um todo (YOUNG & YOUNG, 1998).

O monitoramento eficiente e constante da lavoura é fator imprescindível no manejo de pragas, sendo determinante para que as várias táticas de controle de pragas possam ser utilizadas com critério e em tempo hábil. Falhas no monitoramento podem levar à utilização sistemática do controle químico e, na maioria das vezes, essa situação pode levar a gastos monetários desnecessários e favorecer o ressurgimento de pragas (MIRANDA, 2010).

Para que a amostragem atinja a eficiência esperada, o desenvolvimento de um plano de amostragem é essencial, determinar como a amostra será retirada, número de unidades amostrais, padrão espacial de coleta dos dados e por fim a utilização da técnica rápida, eficiente e economicamente viável (ALMEIDA *et al.*, 2013).

2.3.1 UNIDADES AMOSTRAIS

Considerando que é impraticável a contagem de todos os insetos em toda a lavoura um grupo de unidades amostrais é utilizado para caracterizar as populações das pragas e seus inimigos naturais (PEDIGO, 2002). A unidade amostral irá variar em função da técnica amostral e do inseto a ser amostrado. A distribuição espacial dos insetos nas plantas interfere na determinação de unidades amostrais confiáveis e protocolos de amostragem custo-efetivo (ATAKAM *et al.*, 1996; NARANJO *et al.*, 1995).

As espécies de trips que atacam o algodoeiro apresentam diferentes distribuições espaciais nas plantas: *Trips tabaci* (Lindeman, 1888) (Thysanoptera: Thripidae) prefere colonizar as folhas, e *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae) coloniza preferencialmente as flores (ATAKAM *et al.*, 1996).

A fim de que os objetivos da amostragem sejam atingidos, faz-se necessário realizar a contagem dos insetos em unidades amostrais e que sejam conhecidas as técnicas e o programa de amostragem apropriado (PEDIGO, 2002).

2.3.2 TÉCNICAS AMOSTRAIS

A técnica de amostragem é o método utilizado para coletar informações de uma unidade amostral. Assim, o foco da técnica de amostragem é no equipamento ou na forma como os insetos são contados (PEDIGO, 2002).

Várias são as técnicas que podem ser empregadas nas amostragens das diferentes espécies de insetos, entretanto, a escolha depende de vários fatores, entre os quais, a espécie a ser amostradas, características da cultura no momento do monitoramento, precisão desejada na estimativa populacional, além dos custos operacionais e dificuldades de realização (HOFFMANN-CAMPO & CORRÊA-FERREIRA, 2012).

Existem várias técnicas disponíveis para a contagem de insetos e, no caso específico do algodoeiro, algumas têm sido empregadas mais intensivamente. Uma das mais utilizadas é a contagem direta de insetos ou observação direta, que normalmente não requerem equipamento especial e são realizadas no habitat do inseto, utilizando como unidade amostral uma parte específica da planta ou do dossel (BASTOS, 2004; GALLO *et al.*, 2002; ALMEIDA & SILVA, 1999; DEGRANDE, 1998).

Algumas técnicas amplamente utilizadas em outros cultivos (como o da soja) também têm sido empregadas para amostragem de pragas do algodoeiro, como o Pano de batida que consiste em um pano de 1 m x 1 m, fixado nas bordas por 2 cabos de vassoura ou material similar, posicionado entre as fileiras do algodoeiro de forma que o avaliador possa abraçar as plantas ao redor do pano e com movimentos bruscos chacoalhar as plantas sobre o pano. Este método foi desenvolvido inicialmente nos Estados Unidos por Boyer & Dumas (1963) depois modificado por Shepard *et al.* (1974) e introduzido no Brasil na década de 70 para o MIP da soja (PANIZZI *et al.* 1978). É utilizado com mais frequência para amostrar artrópodes de baixa mobilidade ou que se localizam na parte inferior das folhas. No caso da soja é comumente utilizado para avaliar populações de lagartas desfolhadoras, percevejos sugadores e inimigos naturais (HOFFMANN-CAMPO *et al.*, 2000).

Um estudo comparativo realizado para avaliar a eficiência relativa do método do pano de batida e da amostragem por sucção, na cultura da soja, demonstrou que o número de insetos e o número total de predadores no pano de batida por metro de fileira foi maior do que aquele estimado pela amostragem por sucção (SMITH & STEWART, 1999). Todavia, o uso de baldes plástico de 12,50

L de capacidade associado à batida de plantas demonstrou ser um método mais rápido e confiável de amostragem de insetos predadores na cultura do algodão do que o uso de redes e de contagem visual (KNUTSON & WILSON, 1999).

A precisão da técnica amostral empregada depende, na maioria dos casos, da maneira como as pragas se distribuem pelos campos de amostragem (HIGLEY & PEDIGO, 1997).

Apesar da distribuição espacial dos insetos-praga dentro da lavoura e da planta variar consideravelmente, muitos autores recomendam a utilização de um padrão espacial único para a obtenção das unidades amostrais (GALLO *et al.*, 2002; ALMEIDA & SILVA, 1999; DEGRANDE, 2003).

2.3.3 PLANO OU PROGRAMA DE AMOSTRAGEM

Pode ser definido como o procedimento que emprega a técnica de amostragem para obter uma amostra e fazer uma estimativa da densidade. Os programas de amostragem fornecem indícios de como a amostra deve ser retirada, incluindo: o estágio do inseto a amostrar; o número de unidades amostrais; o padrão espacial para obtenção das unidades amostrais a época de amostragem (PEDIGO, 2002). Os planos de amostragem são compostos da escolha da unidade amostral (amostra), a seleção da técnica e a determinação do número de amostras (GUSMÃO *et al.*, 2005; MOURA *et al.*, 2007; BACCI *et al.*, 2008).

No Brasil, os planos de amostragem mais empregados na cultura do algodão são os planos de amostragem convencional e, em menor extensão, os de amostragem sequencial. A amostragem sequencial tem como características a retirada de amostras de tamanho variável (até que os resultados demonstrem que a população da praga está acima ou abaixo dos limites pré-estabelecidos), testar uma hipótese sobre determinados parâmetros sem necessitar estimá-los; algo que economiza tempo e esforço, evitando uma amostragem excessiva e, geralmente, utilizar amostras com 1/3 do tamanho que seria usado na amostragem convencional.

A amostragem convencional, por sua vez, opera com número fixo de amostras a uma precisão estabelecida previamente, não possui teste de hipótese associado à tomada de decisão e empreende maior esforço na sua execução (NAKANO *et al.*, 1981), os planos de amostragem convencionais são aplicados

como padrão para a validação de planos de amostragem sequencial (GUSMÃO *et al.*, 2005; MOURA *et al.*, 2007; BACCI *et al.*, 2008).

Em ambos os planos de amostragem, em algumas situações, torna-se impossível saber se a população alcançou ou não os limiares que determinam a adoção de medidas curativas. Nestes casos a melhor solução é, cerca de dois a três dias após a realização da amostragem, proceder a um novo monitoramento (BASTOS *et al.*, 2006).

3. MATERIAL E MÉTODOS

Este estudo foi realizado entre março de 2017 e Janeiro de 2018, em dez lavouras comerciais de algodão (*Gossypium hirsutum*), entre 1 e 3 hectares, em fase reprodutiva, localizadas no município de Pindaí, no estado da Bahia. As lavouras foram escolhidas com base na presença do trips. Foram avaliadas 250 amostras por lavoura.

As plantas avaliadas foram selecionadas de forma a localizarem-se equidistantemente ao longo e entre as linhas de plantio, de modo a cobrir toda a área plantada e eliminar tendências direcionais (MIDGARDEN *et al.*, 1993).

As espécies de Trips coletadas foram levadas ao laboratório de entomologia do IF Baiano *Campus* de Guanambi e identificados conforme chave de identificação disponível em Monteiro (1999).

3.1 ESCOLHA DA TÉCNICA AMOSTRAL

Foram avaliadas as técnicas de batida de folha em bandeja de plástico branco (35 cm de comprimento x 30 cm de largura x 5 cm de profundidade), de contagem direta dos insetos presentes na face inferior da folhas e batida de plantas em pano de batida (100 cm x 80 cm).

A técnica de batida de folha em bandeja consistiu em sacudir a parte apical da planta no interior da bandeja, usando-se movimentos bruscos e vibratórios, e, a seguir, contar os insetos presentes no fundo da bandeja (MOURA *et al.*, 2003). A técnica da contagem direta consistiu em virar cuidadosamente a quinta folha apical, segurando-a pela ponta ou pelo pecíolo, de forma a não afugentar os adultos e, em seguida, contar os insetos presentes na face abaxial (PINTO, 2016). A técnica da batida de pano consistiu em posicionar o pano de batida entre as fileiras do algodoeiro, sacudir as plantas e contar os insetos sobre o pano (BOYER & DUMAS, 1963; SHEPARD *et al.*, 1974). Foram calculadas as médias e os erros-padrões das densidades de *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei* e a soma $C. phaseoli + F. schultzei$, para cada sistema amostral.

Registraram-se os tempos de amostragem e calcularam-se os custos de cada sistema. Além disso, calcularam-se as médias e erros-padrões das densidades para cada sistema de amostragem, os quais foram utilizados no cálculo da variância relativa, de acordo com Pedigo *et al.*, (1982).

Na escolha da técnica amostral, utilizaram-se os critérios de variabilidade dos dados e custo amostral (SOUTHWOOD, 1978; BACCI *et al.*, 2006; ROSADO *et al.*, 2014). No critério de variabilidade dos dados, selecionaram-se unidades amostrais com variância relativa (VR) igual ou inferior a 25% (Fórmula 1) (SOUTHWOOD, 1978; NARANJO & CASTLE, 2010).

$$VR = \frac{(100 \times EP)}{\bar{\mu}} \quad (1)$$

Em que, VR = variância relativa; EP = erro-padrão da média; $\bar{\mu}$ = média dos dados.

O Custo da Amostragem (Ca) foi calculado multiplicando o tempo gasto na amostragem (em minutos) pelo valor do minuto trabalhado. Para o cálculo foi considerando o valor da remuneração média do trabalhador rural somados a encargos sociais para uma jornada de 44 horas semanais (10.569 minutos por mês).

$$PE = \frac{100}{(VR \times Ca)} \quad (2)$$

No critério de custo amostral, selecionaram-se unidades amostrais com os maiores valores de Precisão Econômica (PE). Em que, PE = precisão econômica; VR = variância relativa; Ca = custo amostral.

Com os dados do custo de amostragem (Ca) e variância relativa (VR), calcularam-se as precisões econômicas (PE) dos sistemas de amostragem com a expressão de Kogan & Herzog (1980) (Fórmula 2).

Os valores da média amostral de PE e VR de cada sistema foram submetidos à análise de variância e as médias dos sistemas amostrais comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

3.2 AJUSTE AO MODELO DE DISTRIBUIÇÃO ESTATÍSTICA DE FREQUÊNCIA

Selecionados os melhores sistemas amostrais para duas espécies de trips, de forma isolada e somada, testou-se o ajuste dos dados a modelos de distribuição estatísticas de frequência.

Os modelos testados foram: distribuição binomial negativa ($\sigma^2 > \bar{\mu}$), distribuição de Poisson ($\sigma^2 = \mu$) e distribuição binomial positiva ($\sigma^2 < \mu$) (ELLIOTT, 1983; WILSON *et al.*, 1984; KREBS, 1999). Para definição do modelo, realizou-se

teste de qui-quadrado dos dados obtidos nas lavouras às distribuições teóricas de frequências, sendo testada a hipótese de nulidade, que os dados seguissem a distribuição de qui-quadrado (YOUNG & YOUNG, 1998).

Distribuição Binomial Negativa: É uma distribuição agregada e as probabilidades foram obtidas pelas fórmulas 3 e 4 (YOUNG & YOUNG, 1998).

$$P(0) = \left(\frac{\bar{K}}{\bar{\mu} + \bar{K}} \right)^{\bar{K}} \quad (3)$$

$$P(x) = \left(\frac{\bar{K} + x - 1}{x} \right) * \left(\frac{\bar{\mu}}{\bar{\mu} + \bar{K}} \right) * P(x - 1) \quad (4)$$

Em que, P (0) = probabilidade de amostrar as espécies de trips; x = contagem (x = 1, 2, 3, 4,..., n); $\bar{\mu}$ = média amostral; \bar{K} = estimativa de k; P(x) = contagem x probabilidade.

O expoente \bar{K} da distribuição binomial negativa foi estimado pela fórmula 5 (ELLIOT, 1983; YOUNG & YOUNG, 1998).

$$\bar{K} = \frac{\bar{\mu}^2}{s^2 - \bar{\mu}} \quad (5)$$

Em que: \bar{K} = estimativa de k; s^2 = variância amostral; $\bar{\mu}$ = média amostral.

Para cada lavoura foi calculado um valor do parâmetro K da distribuição binomial negativa e posteriormente testado a existência de um valor do parâmetro K comum a todas as lavouras (K_c) de forma a fornecer um parâmetro de dispersão que cobriria a variabilidade em todas as lavouras (BLISS & OWEN, 1958).

Foram determinados os parâmetros x_i e y_i das lavouras (t = 1, 2, 3... 10), de acordo com as equações 6 e 7.

$$x_i' = \bar{\mu}_i^2 - \frac{s_i^2}{n_i} \quad (6)$$

$$y_i' = s_i^2 - \mu_i \quad (7)$$

Em que, $\bar{\mu}_i$ = média da população; s_i^2 = variância dos dados amostrais; n_i = tamanho da amostra.

A linha de regressão de x' e y' passa pela origem e tem inclinação $1/k_c$. De posse de x_i' e y_i' calculou-se o k_c inicial, através da equação 8:

$$\frac{1}{k_c} = \frac{\sum_{i=1}^t x_i' y_i'}{\sum_{i=1}^t x_i'^2} \quad (8)$$

A precisão da estimativa de $\hat{k}c$ foi aumentada através de ponderações, calculando-se o parâmetro w_i , de acordo com a fórmula 9.

$$w_i = \frac{0,5 * (n_i - 1) * kc^4}{\mu_i^2 (\mu_i + kc)^2 * \left(kc(kc + 1) - \frac{(2kc-1)}{n_i} - \frac{3}{n_i^2} \right)} \quad (9)$$

Em que: μ_i = média da população; n_i = tamanho da amostra; kc = parâmetro de dispersão da distribuição binomial negativa.

A partir desse momento o valor de kc ponderado foi obtido segundo a fórmula 10:

$$\frac{1}{\hat{k}c} = \frac{\sum_{i=1}^t w_i x_i' y_i'}{\sum_{i=1}^t w_i x_i'^2} \quad (10)$$

Obtido valor de kc , o mesmo foi submetido pelo teste F a 5% de significância, onde a hipótese nula é que existe um kc para todas as populações (YOUNG & YOUNG, 1998). Dessa forma, o teste para o kc foi apresentado por meio de análise de variância da regressão linear (Tabela 1).

Para que o ajuste seja aceito, o valor de F para inclinação ($1/k_c$) deve ser significativo, enquanto que para o valor F da intersecção da regressão linear deve ser não significativo (BLISS & OWEN, 1958).

Tabela 1. Teste de homogeneidade para as amostras através da análise de variância para regressão linear (teste da Inclinação e Intersecção da regressão linear)

| Fontes de variação | G. L | Soma de Quadrados | Quadrados Médios | F |
|--------------------|------|-------------------|------------------|-------------|
| Inclinação $1/Kc$ | 1 | B_0^2 | B_0^2 | B_0^2/S^2 |
| Intercepto | 1 | $C+B2-B_0^2$ | I_0 | I_0/S^2 |
| Resíduo | t-3 | CSS-B2 | S^2 | - |

Os valores de B_0^2 , C, CSS e B2, foram obtidos através das equações 11, 12, 13 e 14 (YOUNG & YOUNG, 1998).

$$B_0^2 = \frac{\sum_{i=1}^t (w_i x_i' y_i')}{\sum_{i=1}^t w_i x_i'^2} \quad (11)$$

$$CSS = \sum_{i=1}^t (w_i y_i'^2) - C \quad (12)$$

$$C = \frac{\sum_{i=1}^t w_i y_i'}{\sum_{i=1}^t w_i} \quad (13)$$

$$B^2 = \frac{\left[\frac{\sum_{i=1}^k (w_i x_i^2 y_i) - \frac{\sum_{i=1}^k w_i x_i \sum_{i=1}^k w_i y_i}{\sum_{i=1}^k w_i}}{\sum_{i=1}^k (w_i x_i^2) - \frac{\sum_{i=1}^k (w_i x_i)^2}{\sum_{i=1}^k w_i}} \right]^2}{\sum_{i=1}^k (w_i x_i^2) - \frac{\sum_{i=1}^k (w_i x_i)^2}{\sum_{i=1}^k w_i}} \quad (14)$$

Distribuição Binomial Positiva: representa um modelo de distribuição uniforme e a frequência esperada foi calculada pelas fórmulas 15, 16, 17 e 18 (YOUNG & YOUNG, 1998).

$$p = \frac{\bar{\mu}}{\hat{k}} \quad (15)$$

$$q = 1 - p \quad (16)$$

$$P(0) = q^{\hat{k}} \quad (17)$$

$$P(x) = \left(\frac{n - x + 1}{x} \right) * \left(\frac{p}{q} \right) * P(x - 1) \quad (18)$$

Em que, p = probabilidade de sucesso; $\bar{\mu}$ = média amostral; \hat{k} = estimativa de k; q = 1-p (falha probabilidade); P (0) = probabilidade de encontrar Trips na amostra; P(x) = contagem x probabilidade; x = contagem (x = 1, 2, 3, 4,..., n); n = tamanho da amostra.

Distribuição de Poisson: É um modelo matemático que descreve a distribuição ao acaso ou aleatório e a série de probabilidades da distribuição de Poisson foi calculada pela fórmula 19 e 20 (YOUNG & YOUNG, 1998).

$$P(0) = e^{-\bar{\mu}} \quad (19)$$

$$P(x) = \frac{\bar{\mu}}{x} * P(x - 1) \quad (20)$$

Em que, P (0) = probabilidade de encontrar Trips na amostra; e = base no logaritmo neperiano (e = 2,718282...); $\bar{\mu}$ = média amostral; P(x) = contagem x probabilidade; x = contagem (x = 1, 2, 3, 4,..., n).

O ajuste das frequências observadas e estimadas pelas distribuições Binomial Negativa, Binomial Positiva e Poisson foi testado pelo teste de qui-quadrado (PEDIGO & RICE, 2009). O critério usado para aceitar o ajuste à distribuição testada é que o valor

calculado χ^2 deve ser menor ao valor χ^2 tabelado, quando o valor então será considerado não significativo para o nível de significância testado, caso contrário rejeita-se o ajuste.

3.3 NÚMERO DE AMOSTRAS

Para determinação do número de amostras, utilizou-se a Fórmula 21, de acordo com Young & Young (1998), como os dados amostrais foram ajustados ao modelo de distribuição binomial negativa, os valores de K comum de cada lavoura foi utilizado no cálculo do número de amostras necessário na estimativa das densidades relativas de cada população de Trips a níveis de erros iguais a 5%, 10%, 15%, 20% e 25%.

$$NA = \frac{1}{C^2} \left(\frac{1}{\bar{\mu}} + \frac{1}{k_e} \right) \quad (21)$$

Em que, NA= número de amostras; C= erro admitido; $\bar{\mu}$ = média da população e k_e = parâmetro da distribuição binomial negativa.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 SISTEMAS AMOSTRAIS

As densidades amostrais de *Caliotrips phaseoli* ($25,91 \pm 4,73$), de *Frankliniella schultzei*, ($33,21 \pm 8,47$) e de *C. phaseoli* + *F. schultzei* ($59,11 \pm 10,28$), contadas com o pano de batida, foram estatisticamente superiores às encontradas utilizando as demais técnicas (Tabela 2). Isto se deve, possivelmente, ao fato do pano de batida amostrar os insetos presentes em aproximadamente 10 plantas, enquanto as técnicas de contagem direta na folha e batida em bandeja contam-se os insetos presentes em uma única folha e planta.

Tabela 2. Densidade (média \pm erro padrão) de *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei*, e *C. phaseoli* + *F. schultzei* em lavoura de algodão, em razão das técnicas amostrais Pano de Batida (PB), Batida em Bandeja (BB) e Contagem Direta de Plantas (CD). Pindaí, BA, 2018

| Técnica | <i>C. phaseoli</i> | <i>F. schultzei</i> | <i>C. phaseoli</i> + <i>F. schultzei</i> |
|---------|--------------------|---------------------|--|
| PB | $25,91 \pm 4,73A$ | $33,21 \pm 8,47A$ | $59,11 \pm 10,28A$ |
| BB | $7,48 \pm 1,36B$ | $5,86 \pm 1,26B$ | $13,27 \pm 2,17B$ |
| CD | $0,08 \pm 0,06C$ | $2,68 \pm 1,12B$ | $2,73 \pm 1,13B$ |

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Em relação à Variância Relativa (VR) das amostras, as técnicas pano de batida e batida em bandeja se mostraram adequados a compor um sistema amostral para as variáveis *C. phaseoli* e para amostragem conjunta *C. phaseoli* + *F. schultzei* por apresentarem valores estatisticamente inferiores a 25, que é o limite utilizado para o sistema de amostragem (SOUTHWOOD, 1978; GUSMÃO, 2000).

Para a variável *F. schultzei*, apenas a técnica batida em bandeja (VR = 21,94) se mostrou adequado a compor o sistema amostral.

As baixas densidades populacionais das amostras com contagem direta de *C. phaseoli* ($0,08 \pm 0,06$), *F. schultzei* ($2,68 \pm 1,12$) e *C. phaseoli* + *F. schultzei* ($2,73 \pm 1,13$) (Tabela 2) explicam os valores elevados de variância relativa encontrada (Tabela 3), uma vez que, segundo Pedigo (1988), a variância relativa é inversamente proporcional à densidade.

Entretanto, este resultado diverge dos encontrados por Bacci *et al.* (2008) para cultura do pepino, onde a contagem direta foi o sistema mais adequado para amostragem de *F. schultzei* em relação a batida da folha em bandeja plástica. Contudo, a batida de folha em bandeja foi superior para amostragem de *T. palmi*.

Tabela 3. Variância relativa (%) da contagem de *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* em lavoura de algodão, em razão das técnicas amostrais Pano de Batida (PB), Batida em Bandeja (BB) e Contagem Direta de Plantas. Pindaí, BA, 2018

| Técnica | <i>C. phaseoli</i> | <i>F. schultzei</i> | <i>C. phaseoli</i> + <i>F. schultzei</i> |
|---------|--------------------|---------------------|--|
| PB | 21,65B | 32,16B | 20,26B |
| BB | 20,06B | 21,94C | 17,33B |
| CD | 78,43A | 50,25A | 46,11A |

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

O Tempo Amostral (TA) (Tabela 4) e o Custo Amostral (CA) (Tabela 5) apresentaram os menores valores quando se utilizou a técnica de contagem direta na folha ao se amostrar *C. phaseoli* (TA = 0,23 e CA = 0,02), *F. schultzei* (TA = 0,23 e CA = 0,02) e *C. phaseoli* + *F. schultzei* (TA = 0,45 e CA = 0,04).

Tabela 4. Tempo (min) para amostragem de *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* em lavoura de algodão, em razão das técnicas amostrais Pano de Batida (PB), Batida em Bandeja (BB) e Contagem Direta de Plantas. Pindaí, BA, 2018

| Técnica | <i>C. phaseoli</i> | <i>F. schultzei</i> | <i>C. phaseoli</i> + <i>F. schultzei</i> |
|---------|--------------------|---------------------|--|
| PB | 1,13A | 1,24A | 2,37A |
| BB | 0,34B | 0,34B | 0,68B |
| CD | 0,23C | 0,23C | 0,45C |

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Tabela 5. Custo (R\$) para amostragem de *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* em lavoura de algodão, em razão das técnicas amostrais Pano de Batida (PB), Batida em Bandeja (BB) e Contagem Direta de Plantas. Pindaí, BA, 2018

| Técnica | <i>C. phaseoli</i> | <i>F. schultzei</i> | <i>C. phaseoli</i> + <i>F. schultzei</i> |
|---------|--------------------|---------------------|--|
| PB | 0,10A | 0,11A | 0,21A |
| BB | 0,03B | 0,03B | 0,06B |
| CD | 0,02C | 0,02C | 0,04C |

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Os maiores valores de Precisão Econômica (PE) foram estatisticamente superiores quando se amostrou com a técnica batida em bandeja para *C. phaseoli* (PE = 166,17), *F. schultzei* (PE = 151,93) e *C. phaseoli* + *F. schultzei* (PE = 96,17) (Tabela 6).

Tabela 6. Precisão Econômica (PE) para amostragem de *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* em lavoura de algodão, em razão das técnicas amostrais Pano de Batida (PB), Batida em Bandeja (BB) e Contagem Direta de Plantas. Pindaí, BA, 2018

| Técnica | <i>C. phaseoli</i> | <i>F. schultzei</i> | <i>C. phaseoli</i> + <i>F. schultzei</i> |
|---------|--------------------|---------------------|--|
| PB | 46,19B | 28,27C | 23,50C |
| BB | 166,17A | 151,93A | 96,17A |
| CD | 63,75B | 99,50B | 54,22B |

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

A amostragem de todas as espécies de trips isoladamente ou somados devem ser realizadas com a técnica batida de plantas em bandeja, pois apresentam valores de variância relativa inferiores a 25 ($VR_{C. phaseoli} = 20,06$), ($VR_{F. schultzei} = 21,94$) e ($VR_{C. phaseoli + F. schultzei} = 17,33$) (Tabela 3), o que segundo SOUTHWOOD (1978) é o limite aceitável para um sistema de amostragem e por apresentarem os maiores valores de Precisão Econômica ($PE_{C. phaseoli} = 166,17$) ($PE_{F. schultzei} = 151,93$) e ($PE_{C. phaseoli + F. schultzei} = 96,17$) (Tabela 6), pois quanto maior o valor da Precisão Econômica melhor será o sistema amostral (KOGAN & HERZOG, 1980; GUSMÃO, 2000).

Resultado semelhante foram encontrados por Silva (2016), para a amostragem de trips na cultura do alface; por Bacci *et al* (2008) para *Trips palmi* na cultura do pepino e por Fernandes (2015), para ninfas e adultos de trips em flores e inflorescências de

roseiras. Entretanto, Pinto (2016), estudando um plano de amostragem para *F. schultzei* na cultura da melancia observou que apesar das variâncias relativas das técnicas de contagem direta e batida das folhas em bandeja serem semelhantes e baixas (<25%), o tempo de amostragem ao se utilizar a contagem direta foi significativamente menor do que com batida das folhas em bandeja plástica, concluindo que a melhor técnica para amostragem deste trips, considerando a precisão econômica, foi a contagem direta dos insetos na folha mais apical do ramo das plantas.

4.2 DISTRIBUIÇÃO ESTATÍSTICA DE FREQUÊNCIA

4.2.1 TESTE DE HOMOGENEIDADE PARA O K_C

O teste de homogeneidade é um teste da hipótese nula de que existe um k comum para todas as populações (YOUNG & YOUNG, 1998). Para que o ajuste seja aceito, o valor de F para inclinação ($1/k$) deve ser significativo, enquanto que para o valor F da intersecção da regressão linear deve ser não significativo (BLISS & OWEN, 1958), portanto, como se pode observar nos resultados na Tabela 7, obteve-se entre os dados amostrais das 10 lavouras, para as variáveis *C. phaseoli*, *F. schultzei* e *C. phaseoli + F. schultzei*, valores de k_{comum} representativo ($p < 0,05$), indicando o ajuste dos dados amostrais ao modelo de distribuição binomial negativo, sendo possível, portanto, obter um plano amostral confiável (BLISS & OWENS 1958).

Tabela 7. Teste de homogeneidade para as 10 lavouras através da análise de variância para regressão linear (teste da Inclinação e Intersecção da regressão linear). Pindaí, BA, 2018

| Inseto | K_{comum} | Inclinação $1/K_C$ | Intersecção |
|-----------------------------------|-------------|--------------------|-----------------------|
| <i>C. phaseoli</i> | 1,26212 | 125,59078* | 4,14921 ^{NS} |
| <i>F. schultzei</i> | 1,23854 | 45,77773* | 0,01126 ^{NS} |
| <i>C. phaseoli + F. schultzei</i> | 1,46577 | 85,35023* | 0,07345 ^{NS} |

*Significativo a 5% de probabilidade, NS= Não Significativo a 5% de probabilidade.

4.2.2 PROBABILIDADE DAS FREQUÊNCIAS

Das distribuições teóricas de frequências testadas, a distribuição binomial negativa apresentou melhor ajuste aos dados amostrais. Os dados amostrais de *C. phaseoli* levantados com a técnica da batida de plantas em bandeja se ajustou à distribuição binomial negativa em seis das dez lavouras testadas (lavouras 2, 5, 7, 8, 9 e

10) (Tabela 8). Para a variável *F. schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* os dados da amostragem com a batida de planta em bandeja se ajustou à distribuição binomial negativa em sete das dez lavouras testadas (lavouras 1, 2, 3, 6, 8, 9 e 10) (Tabela 8).

Tabela 8. Teste qui-quadrado (χ^2) de aderência das frequências observadas e esperadas pela distribuição binomial negativa, Poisson e binomial positiva das densidades de *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei* e *Caliotrips phaseoli* + *Frankliniella schultzei*, amostrados por batida de plantas de algodão em bandeja, Pindaí, BA, 2018

| Lavoura | Binomial Negativa | | Poisson | | Binomial Positiva | |
|---|---------------------|----|--------------------|----|-------------------|----|
| | χ^2 | GL | χ^2 | GL | χ^2 | GL |
| <i>Caliotrips phaseoli</i> | | | | | | |
| 1 | 38,87* | 14 | 360,45* | 6 | 1996,75* | 13 |
| 2 | 10,24 ^{NS} | 15 | 568,80* | 8 | 1458,81* | 14 |
| 3 | 26,27* | 17 | 432,85* | 8 | 153,73* | 14 |
| 4 | 8207,95* | 3 | 106,95* | 5 | 739,09* | 9 |
| 5 | 2,80 ^{NS} | 3 | 0,42 ^{NS} | 2 | 22,45* | 2 |
| 6 | 352,20* | 2 | 0,10 ^{NS} | 2 | 6,22* | 1 |
| 7 | 0,25 ^{NS} | 2 | 2,86 ^{NS} | 2 | 29,03* | 3 |
| 8 | 0,01 ^{NS} | 2 | 7,01* | 2 | 9,49* | 2 |
| 9 | 2,28 ^{NS} | 2 | 2244,01* | 2 | 10,25* | 2 |
| 10 | 2,30 ^{NS} | 2 | 1,40 ^{NS} | 2 | 6,21* | 2 |
| <i>Frankliniella schultzei</i> | | | | | | |
| 1 | 14,12 ^{NS} | 12 | 492,18* | 7 | 1967,80* | 12 |
| 2 | 11,71 ^{NS} | 7 | 141,15* | 4 | 1146,80* | 8 |
| 3 | 13,84 ^{NS} | 7 | 162,20* | 3 | 1658,00* | 9 |
| 4 | 357,21* | 7 | 16,02* | 3 | 233,21* | 6 |
| 5 | 40,59* | 14 | 519,65* | 10 | 1876,20* | 14 |
| 6 | 7,87 ^{NS} | 5 | 17,98* | 3 | 182,26* | 5 |
| 7 | 59,06* | 11 | 152,24* | 10 | 1499,40* | 12 |
| 8 | 5,46 ^{NS} | 8 | 72,17* | 6 | 3067,80* | 7 |
| 9 | 22,08 ^{NS} | 18 | 288,50* | 4 | 7775,20* | 2 |
| 10 | 7,40 ^{NS} | 7 | 6768,35* | 6 | 1073,50* | 9 |
| <i>Caliotrips phaseoli</i> + <i>Frankliniella schultzei</i> | | | | | | |
| 1 | 26,61 ^{NS} | 18 | 604,74* | 10 | 1808,42* | 15 |
| 2 | 20,51 ^{NS} | 18 | 581,67* | 9 | 1570,72* | 15 |
| 3 | 12,48 ^{NS} | 19 | 405,49* | 9 | 5462,01* | 8 |
| 4 | 138,47* | 14 | 77,82* | 5 | 817,95* | 6 |
| 5 | 35,58* | 14 | 458,80* | 10 | 1368,76* | 12 |
| 6 | 7,73 ^{NS} | 5 | 202,56* | 4 | 190,21* | 5 |
| 7 | 53,85* | 13 | 176,49* | 11 | 1022,70* | 11 |
| 8 | 8,17 ^{NS} | 8 | 67,63* | 6 | 697,99* | 11 |
| 9 | 17,39 ^{NS} | 19 | 567,97* | 8 | 10,24* | 2 |
| 10 | 5,23 ^{NS} | 7 | 7848,80* | 6 | 500,84* | 8 |

O ajuste da distribuição de frequência amostral de espécies de Trips à distribuição binomial negativa foram também encontrados por Parajulee *et al* (2006) para *F. Occidentalis* na cultura do Algodão, por Bacci *et al* (2008) para *F. shultzei* e *T. palmi* na cultura do pepino, por Moreira (2012) para diversas espécies de Trips na cultura da videira, também por Fernandes *et al* (2011) para *F. shultzei* na cultura do algodão, por Silva (2016) para *F. shultzei* na cultura do alface, por Pereira (2016) para *F. shultzei* na cultura da melancia e por Boiça Neto (2016) para ninfas, adultos e ninfas mais adultos de *Enneotrips flavens* na cultura do amendoim.

O ajuste das densidades amostrais de Trips à distribuição binominal negativa na maioria das lavouras indica a existência de uma agregação dos dados amostrais. Isto pode ser explicado pelas frequências de amostras com densidades extremas, que resulta na obtenção de variâncias maiores que a média (TONHASCA *et al.*, 1994). Considerando que apesar de cada lavoura apresentar valores específicos de K para a população estudada, e que o resultado do teste de homogeneidade indicar a existência de um K comum, representativo para essas lavouras (YOUNG & YOUNG, 1998), conclui-se que é possível obter, para distribuição binominal negativa, um plano amostral confiável (BLISS & OWENS 1958).

Para a distribuição de Poisson os dados amostrais de *C. phaseoli* se ajustaram em quatro das dez lavouras testadas (lavouras 5, 6, 7 e 10), e os dados amostrais das variáveis *F. schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* não se ajustaram em nenhuma das dez lavouras (Tabela 8).

Para a distribuição binomial positiva não houve ajuste dos dados amostrais com a batida de plantas em bandeja para *C. phaseoli*, *F. schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* nas dez lavouras testadas (Tabela 8).

Somente a variável *C. phaseoli*, houve ajuste de 4 das 10 lavouras estudadas para a distribuição de Poisson, isso se deve ao fato dessas lavouras ter apresentado pequenas densidades do inseto, com frequências uniformes, com baixa ou nenhuma discrepância, indicando portanto, distribuição uniforme ($S^2 = \mu$) (SOUTHWOOD, 1978). Essa distribuição não é encontrada com frequência para amostragem de insetos (KOGAN & HERZOG, 1980).

4.3 DETERMINAÇÃO DO NÚMERO DE AMOSTRAS

Uma vez que o ajuste de dados para uma distribuição estatística é usado para selecionar a fórmula para calcular o número de amostras necessárias para amostragem adequada (YOUNG & YOUNG, 1998), o número de amostras foi calculado de acordo com a distribuição binomial negativa, a qual apresentou melhor ajuste dos dados.

À medida que aumenta o erro de precisão admitido, diminui o número de amostras necessárias para a amostragem do número trips (Tabela 9). Assim, o número de amostras necessárias para a amostragem de *C. phaseoli*, *F. schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* quando o erro de precisão for de 25% é de 145,01; 46,93 e 15,86 amostras por lavoura respectivamente (Tabela 9).

Fernandes *et al.* (2011), elaborando um plano de amostragem sequencial para amostragem de *F. schultzei* em algodão, obteve resultados indicando que quando 10% das plantas mostram sintomas de infestação de trips, são necessárias aproximadamente 61 amostras e Quando 16% das plantas apresentarem sintomas de infestação, 95 amostras são necessárias para chegar a uma decisão confiável.

A curva do número de amostras necessárias para a amostragem das espécies de trips tende a estabilizar sua variação a partir de 15% do erro de precisão admitido (Figura 1). Neste valor de erro de precisão o número de amostras necessárias a compor o sistema amostral é de 402,80 para *C. phaseoli*; 50,18 para *F. schultzei* e 44,07 para *C. phaseoli* + *F. schultzei*, o que requer um tempo de amostragem de 2,28 horas, 0,28 horas e 0,50 horas, respectivamente (Tabela 9).

Um plano amostral para ser considerado praticável deve apresentar um número reduzido de amostras (GUSMÃO, 2000). Critério semelhante foi utilizado por Bacci *et al.* (2008) para selecionar o número de amostras para trips na cultura do pepino. Pedigo (1988) afirma que uma metodologia amostral deve ser rápida e não comprometer a capacidade do agricultor de realizar outras atividades importantes na lavoura. Considerando que o limite de praticidade de um sistema amostral aplicado por talhão é de uma hora (MOURA, 2003), o número de amostras a compor um sistema amostral determinado a 15% de precisão, utilizando a técnica de batida de plantas em bandeja, só é praticável para se amostrar as espécies de *F. schultzei* e *C. phaseoli* + *F. schultzei* nas lavouras de algodão.

Tabela 9. Número de amostras e tempo amostral (em horas) necessários para a amostragem do número *Caliotrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei* e *Caliotrips phaseoli* + *Frankliniella schultzei* em plantas de algodão com base no erro de precisão admitido de 5, 10, 15, 20 e 25% em Pindaí, BA, 2018

| Lavoura | Erro de Precisão Admitido | | | | |
|---|---------------------------|---------|---------|--------|--------|
| | 0,05 | 0,10 | 0,15 | 0,20 | 0,25 |
| <i>Caliotrips phaseoli</i> | | | | | |
| 1 | 383,28 | 95,82 | 42,59 | 23,96 | 15,33 |
| 2 | 362,14 | 90,53 | 40,24 | 22,63 | 14,49 |
| 3 | 357,53 | 89,38 | 39,73 | 22,35 | 14,30 |
| 4 | 477,44 | 119,36 | 53,05 | 29,84 | 19,10 |
| 5 | 2357,74 | 589,44 | 261,97 | 147,36 | 94,31 |
| 6 | 6199,28 | 1549,82 | 688,81 | 387,46 | 247,97 |
| 7 | 2539,15 | 634,79 | 282,13 | 158,70 | 101,57 |
| 8 | 5580,09 | 1395,02 | 620,01 | 348,76 | 223,20 |
| 9 | 6566,93 | 1641,73 | 729,66 | 410,43 | 262,68 |
| 10 | 11428,04 | 2857,01 | 1269,78 | 714,25 | 457,12 |
| Número Médio ¹ | 3625,16 | 906,29 | 402,80 | 226,57 | 145,01 |
| Tempo Médio ² | 20,54 | 5,14 | 2,28 | 1,28 | 0,82 |
| <i>Frankliniella schultzei</i> | | | | | |
| 1 | 410,14 | 102,54 | 45,57 | 25,63 | 16,41 |
| 2 | 368,17 | 137,43 | 40,07 | 32,79 | 14,88 |
| 3 | 363,56 | 134,04 | 39,67 | 31,66 | 14,83 |
| 4 | 483,47 | 175,08 | 48,40 | 40,92 | 18,98 |
| 5 | 2363,78 | 96,46 | 42,66 | 23,91 | 50,39 |
| 6 | 6205,31 | 206,37 | 87,32 | 42,64 | 76,35 |
| 7 | 2545,18 | 100,77 | 44,48 | 26,25 | 46,39 |
| 8 | 5586,12 | 128,63 | 56,42 | 29,98 | 70,01 |
| 9 | 6572,96 | 89,50 | 39,75 | 23,11 | 70,88 |
| 10 | 11434,07 | 130,05 | 57,42 | 32,37 | 90,19 |
| Número Médio ¹ | 3633,28 | 130,09 | 50,18 | 30,93 | 46,93 |
| Tempo Médio ² | 20,59 | 0,74 | 0,28 | 0,18 | 0,27 |
| <i>Caliotrips phaseoli</i> + <i>Frankliniella schultzei</i> | | | | | |
| 1 | 310,74 | 77,69 | 34,53 | 19,42 | 12,43 |
| 2 | 310,59 | 77,65 | 34,51 | 19,41 | 12,42 |
| 3 | 307,00 | 76,75 | 34,11 | 19,19 | 12,28 |
| 4 | 385,51 | 96,38 | 42,83 | 24,09 | 15,42 |
| 5 | 333,91 | 83,48 | 37,10 | 20,87 | 13,36 |
| 6 | 735,86 | 183,96 | 81,76 | 45,99 | 29,43 |
| 7 | 350,23 | 87,56 | 38,91 | 21,89 | 14,01 |
| 8 | 457,74 | 114,43 | 50,86 | 28,61 | 18,31 |
| 9 | 307,73 | 76,93 | 34,19 | 19,23 | 12,31 |
| 10 | 466,69 | 116,67 | 51,85 | 29,17 | 18,67 |
| Número Médio ¹ | 396,60 | 99,15 | 44,07 | 24,79 | 15,86 |
| Tempo Médio ² | 4,49 | 1,12 | 0,50 | 0,28 | 0,18 |

¹ Calculado de acordo com a fórmula de Young & Young (2002).

² Tempo calculado em horas para a amostragem com número comum de amostras.

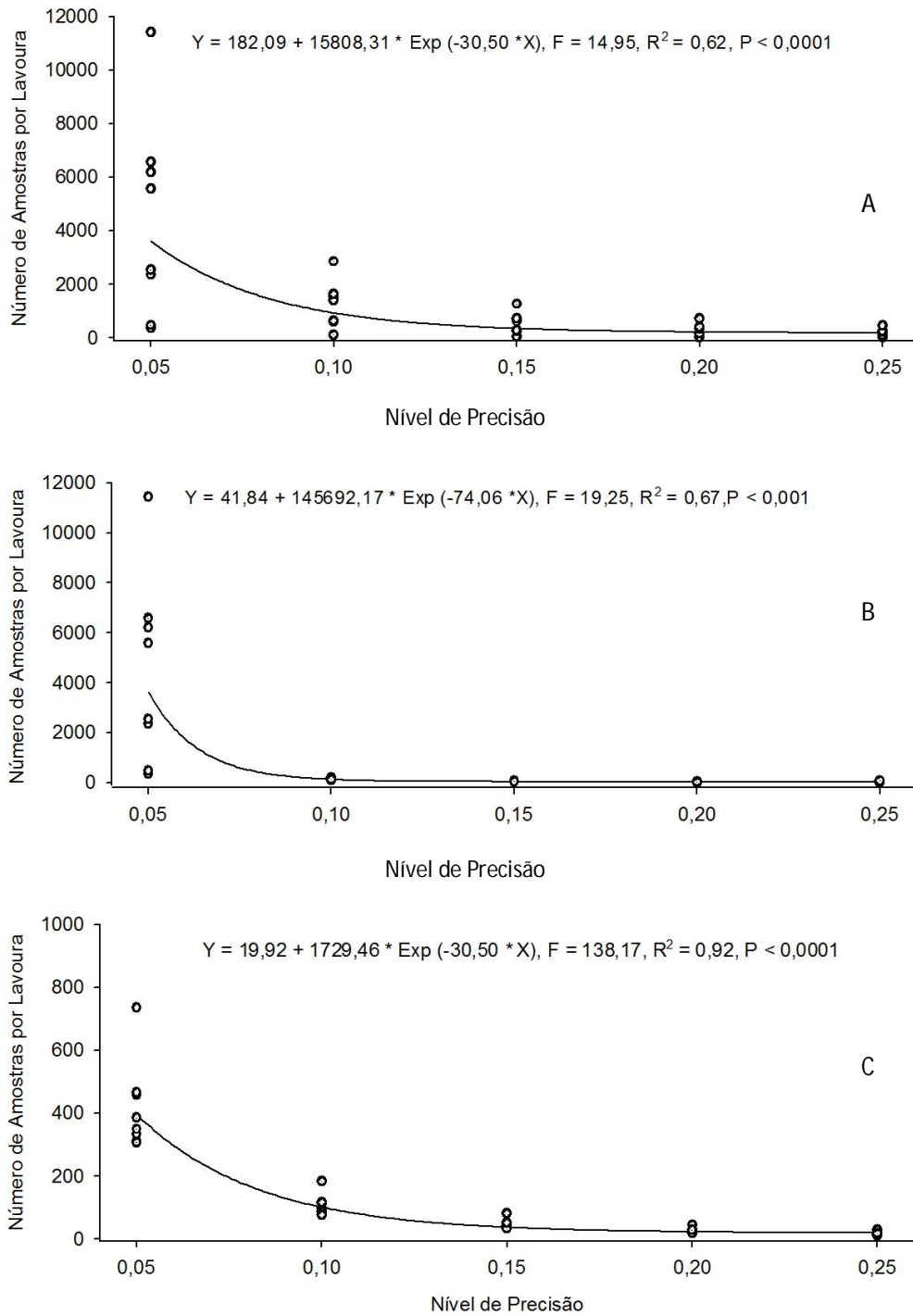


Figura 1. Número de amostras para a amostragem de *Caliotrips phaseoli* (A), *Frankliniella schultzei* (B) e *Caliotrips phaseoli* + *Frankliniella schultzei* (C) em função do erro de precisão (%). Pindaí, BA, 2018.

5. CONCLUSÕES

A amostragem conjunta de *Frankliniella schultzei* e *Caliotrips phaseoli*, bem como a amostragem de *Frankliniella schultzei* em cultivos de algodão deve ser feita usando a batida de plantas em bandeja plástica branca em 45 e 51 unidades amostrais por talhão, respectivamente.

A melhor técnica amostral para *Caliotrips phaseoli* no cultivo do algodão é a batida de plantas em bandeja plástica branca.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DOS PRODUTORES DE ALGODÃO – ABRAPA. **A Cadeia do Algodão Brasileiro: Desafios e Estratégias.** Disponível em: <<http://www.abrapa.com.br/BibliotecaInstitucional/Publica%C3%A7%C3%B5es/Livros/Livro%20A%20Cadeia%20do%20Algodao%20-%20Abrapa.pdf>> Acesso em: 26 de Abril de 2018.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DOS PRODUTORES DE ALGODÃO – ABRAPA. **Exportação mundial de algodão.** 2017< Disponível em:http://www.abrapa.com.br/Paginas/dados/exportacao-mundial-algodao_backup2017.aspx> Acesso em: 22 de Agosto de 2017.

ASSOCIAÇÃO DE AGRICULTORES E IRRIGANTES DA BAHIA – AIBA. **2º Levantamento de safra Oeste da Bahia 2017/18.** Disponível em <http://aiba.org.br/wp-content/uploads/2018/04/2-Lvto-Safra-2017_18.pdf>

ALMEIDA, R.P. de; DOMINGUES, C.A; RAMALHO, F.S. **Manejo integrado de pragas do algodoeiro no Brasil.** Embrapa Algodão- (INFOTECA-E), 2013.

ALMEIDA, R.P. de; SILVA, C.A.D. da. Manejo integrado de pragas do algodoeiro. In: BELTRÃO, N.E. de M. **O agronegócio do algodão no Brasil.** v.2. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia. p.753-820. 1999.

ATAKAM, E.; COLL, M.; ROSEN, D. Within-plant distribution of Trips and their predators: effects of cotton variety and developmental stage. **Bulletin of Entomological Research**, v.86, p.641-646, 1996.

BACCI, L.; PICANÇO, M. C.; MOURA, M. F.; SEMEÃO, A. A.; FERNANDES, F. L.; MORAIS, E. G. Sampling plan for thrips (Thysanoptera: Thripidae) on cucumber. **Neotropical entomology**, v. 37. N. 5, p. 582-590, 2008.

BACCI, L.; PICANÇO, M.C.; MOURA, M.F.; DELLA LUCIA, T.M.C.; SEMEÃO, A.A. Sampling plan for *Diaphania* spp. (Lepidoptera: Pyralidae) and for hymenopteran parasitoids on cucumber. **Journal of Economic Entomology**, v. 99, p. 2177-2184, 2006.

BASTOS, C. S., PICANÇO, M. C., E SILVA, T. B. M. Sistemas de amostragem e tomada de decisão no manejo integrado de pragas do algodoeiro. **Revista Brasileira de Oleaginosas e Fibrosas**, v.10, n.3, 2006

BASTOS, C. S. **Manejo integrado de pragas do algodoeiro: situação atual e perspectivas futuras**. In: FÓRUM MATO-GROSSENSE DA CULTURA DO ALGODOEIRO, 1. Cuiabá. Anais do... Cuiabá: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária. p.71-96, 2004.

BLISS, C. I.; OWENS, A. R. G. **Negative binomial distributions with a common K**. *Biometrika*, London, v. 45, n. 1/2, p. 37-58, 1958.

BOYER, W.P.; DUMAS, W.A. Soybean insect survey as used in Arkansas. **Cooperative Economic Insect Report**, v.13, p. 91-92, 1963.

CENTRO DE ESTUDOS AVANÇADOS DE ECONOMIA APLICADA – CEPEA. Disponível em< <https://www.cepea.esalq.usp.br/br/pib-do-agronegocio-brasileiro.aspx>> acesso em 26 de Abril de 2018.

CHIN-LING, W.; FENG-CHYI, L.; YI-CHUNG, C.; HSIEN-TZUNG, S. Species of *Frankliniella* Trybom (Thysanoptera: Thripidae) from the Asian-Pacific Area. **Zoological Studies**, v.49, p.824-838, 2010.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO – CONAB. **Algodão conjuntura mensal março 2018**. Disponível em<<https://www.conab.gov.br/index.php/info-agro/analises-do-mercado-agropecuario-e-extrativista/analises-do-mercado/historico-mensal-de-algodao/item/6982-algodao-conjuntura-mensal-marco-2018>> Acesso em 19 de Abril de 2018.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO - CONAB. **A Cultura do Algodão: análise dos custos de produção e da rentabilidade nos anos-safra 2006/07 a 2016/17**, Brasília. 2016.

COSTA, E. M.; LIMA, M. G. A. D.; JUNIOR, R. S.; CAVALLERI, A.; ARAUJO, E. L. Trips collected in watermelon crops in the semiarid of Rio Grande do Norte, Brazil. **Ciência Rural**, v. 45, p. 575-577, 2015.

CRISÓSTOMO, J. R. **Avaliação da estrutura e do potencial genético de uma população de algodoeiro (*G. hirsutum* L.) parcialmente autógena**. Tese (Doutorado) - Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiróz”, Piracicaba. p191, 1989.

DEGRANDE, P. E.; OLIVEIRA, M. A.; RIBEIRO, J. F.; BARROS, R.; NOGUEIRA, R. F.; RODRIGUES, A. L. L.; FERNANDES, M. G. Avaliação de métodos para quantificar predadores de pragas do algodoeiro. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 70, n. 3, p. 291-294, 2003.

DEGRANDE, P.E. **Guia prático de controle das pragas do algodoeiro**. Dourados: UFMS, 1998. 60p.

ELLIOTT, J.M. Some methods for the statistical analysis of samples of benthic invertebrates. Ambleside: **Freshwater Biological Association Scientific Publication**, 1983. 159 p.

FERNANDES, W. C. **Tripes em roseiras: identificação, monitoramento e controle químico.** Dissertação (mestrado) - Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Departamento de Fitotecnia, Pós-Graduação em Agronomia / Fitotecnia, Fortaleza-Ce, 2015.

FERNANDES, M. G.; SPESSOTO, R. R.; DEGRANDE, P. E.; TR RODRIGUES, T. R. Sequential sampling of *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) and *Frankliniella schultzei* Trybom (Thysanoptera: Thripidae) on cotton crop. **Neotropical Entomology**, v. 40 n. 2, p. 258-263, 2011.

FUJIHARA, R. T.; FORTI, L. C.; ALMEIDA, M. C.; BALDIN, E. L. L (Eds.). **Insetos de importância econômica: guia ilustrado para identificação de famílias.** Botucatu-SP: FEPAF, 2016, 391 p.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C. de; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola.** Piracicaba: Fealq, 2002. 920p

GODONOU, I.; JAMES, B.; ATCHA-AHOWÉ, C.; VODOUHÉ, S.; KOOYMAN, C.; AHANCHÉDÉ, A.; KORIE, S. Potential of *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* isolates from Benin to control *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae). **Crop Protection, Amsterdam**, v. 28, n. 3, p. 220-224, 2009.

GULLAN, P. J.; CRASTON, P. S. **The insects: an outline of entomology.** London: Chapman E Hall, 1994. 491 p.

GUSMÃO, M. R.; PICANÇO, M. C.; GUEDES, R. N. C.; GALVAN, T. L.; PEREIRA, E. J. G. Economic injury level and sequential sampling plan for *Bemisia tabaci* in outdoor tomato. **Journal of Applied Entomology**, v. 130, n. 3, p. 160-166, 2006.

GUSMÃO, M. R.; PICANÇO, M. C.; ZANUNCIO, J. C.; SILVA, D. J. H, BARRIGOSI, J. A. F. Standardised sampling plan for *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in outdoor tomatoes. **Scientia Horticulturae**, v. 103, p. 403-412, 2005.

GUSMÃO, M. R. **Avaliação de vetores de viroses, predadores e parasitóides e plano de amostragem para mosca-branca do tomateiro.** 2000. 42 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2000.

HIGLEY, L.G.; PEDIGO, L.P. The EIL concept. In: HIGLEY, L.G.; PEDIGO, L.P. (Ed.). **Economic thresholds for integral pest management.** Lincon: University of Nebraska, 1997. p. 114-127.

HOFFMANN-CAMPO, C.B; CORRÊA-FERREIRA. **Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga.** Londrina: EMBRAPA-CNPSOm, 2012. 859p.

HOFFMANN-CAMPO, C.B. *et al.* **Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado.** Londrina: EMBRAPA-CNPSO, 2000. 70p. (Circular Técnico, 30).

INTERNATIONAL COTTON ADVISORY COMMITTEE – ICAC. **Cotton This Month**. Disponível em <https://www.icac.org/cotton_info/publications/updates/2018/English/ectm4_18.pdf> Acesso em 19 de Abril de 2018.

INSTITUTO MATOGROSSENSE DE ECONOMIA AGROPECUÁRIA – IMEA. **Custo de Produção do Algodão Safra 2017/18**. Disponível em: <<http://www.imea.com.br/upload/publicacoes/arquivos/06122017130452.pdf>> Acesso em: 19 de Abril de 2018.

KNUTSON, A. E.; WILSON, W. T. **The beat bucket: a rapid, reliable method for sampling predatory insects and spiders in cotton**. In: BELTWIDE COTTON CONFERENCES, v.2, 1999, Orlando, USA. Proceedings... Memphis, USA: National Cotton Council, p.1120-1125. 1999.

KOGAN, M.; HERZOG, D. C. **Sampling methods in soybean entomology**. New York: Springer, 1980. 587 p

KONO, T.; PAPP, C. S. **Trips. In: Handbook of agricultural pests**. Sacramento, Depto. Food and Agriculture/Division of Plant Industry, p.89-114, 1977.

KREBS, C. J. **Ecological methodology**, 2 ed. New York: Harper E Row. 654 p. 1999.

LEAKE, A. The development of integrated crop management in agricultural crops: comparisons with conventional methods. **Pest Management Science**, v. 56, p. 950-953, 2000.

MEDEIROS, M. A; BÔAS, G. L. V. Disponível em <<http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/tomate/arvore/CONT000fa2qor2s02wx5eo01xezlsdjerruk.html>> acesso em 12 de Outubro de 2017.

MIDGARDEN, D. G.; YOUNGMAN, R. R.; FLEISCHER, S. J. Spatial analysis of counts of Western corn rootworm (Coleoptera: Chysomelidae) adults on yellow sticky traps in corn. **Geostatistic sand Dispersion Indices**, v.22, p.1124-1133, 1993.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA PECUÁRIA E ABASTECIMENTO – MAPA: **Valor Bruto da Produção**. Publicado em 13 de Março de 2018. Disponível em <<http://www.agricultura.gov.br/noticias/valor-bruto-da-producao-estimado-para-2018-e-de-r-515-9-bilhoes>>. Acesso em 19 de Abril de 2018.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA PECUÁRIA E ABASTECIMENTO - MAPA: **Projeções do Agronegócio**. Brasília–DF. Agosto de 2017. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/politica-agricola/todas-publicacoes-de-politica-agricola/projecoes-do-agronegocio/projecoes-do-agronegocio-2017-a-2027-versao-preliminar-25-07-17.pdf>>. Acesso em: 22 de Agosto de 2017.

MIRANDA, J. E. **Manejo integrado de pragas do algodoeiro no cerrado brasileiro**. Embrapa Algodão-Circular Técnica (INFOTECA-E), 2010.

MONTEIRO, R.C. The Thysanoptera fauna of Brazil. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON THYSANOPTERA, 7, 2001, Reggio Calabria. **Thrips and tospoviruses: proceedings**. Canberra: Australian National Insect Collection. p.325-340.2002.

MONTEIRO, R. C.; MOUND, L. A.; ZUCCHI, R. A. Espécies de *Frankliniella* (Thysanoptera: Thripidae) de importância agrícola no Brasil. **Neotropical Entomology**, v. 30, p. 65-72, 2001.

MONTEIRO, R. C. *et al.* Trips (Thysanoptera) as pests of plant production in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v.43, n.3/4, p.163-171, Dec. 1999.

MOREIRA, A. N.; OLIVEIRA, J. V.; OLIVEIRA, J. E. M.; OLIVEIRA, A. C.; SOUZA, I.D. Variação sazonal de espécies de tripses em videira de acordo com sistemas de manejo e fases fenológicas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília**, v. 47, n. 3, p. 328-335, 2012.

MOREIRA, H. J. C.; ARAGÃO, F. D. **Manual de pragas da soja**. Campinas: FMC, 2009. 144p.

MORSE, J. G.; MOUND, L. A. Invasion biology of Trips. **Annual Review Entomology**, Palo Alto, v. 51, p. 67-89, 2006.

MOUND, L. A.; KIBBY, E. G. Thysanoptera: an identification guide. London, **Information Press**, 2005 70p.

MOURA M. F.; PICANÇO M. C.; GUEDES R. N. C.; BARROS E. C.; CHEDIAK M. Conventional sampling plan for the green leafhopper *Empoasca kraemeri* in common beans. **Journal of Applied Entomology**, v. 131, p. 215-220, 2007.

MOURA, M.F.; PICANÇO, M. C.; SILVA, E M.; GUEDES, R. N. C.; PEREIRA, J. L. Plano de amostragem do biótipo B de *Bemisia tabaci* na cultura do pepino. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. Ed 38: p. 1-7. 2003.

NAKANO, O.; PARRA, J. R. P.; MARCHINI, L. C. Pragas das hortaliças e ornamentais. In: FEALQ. **Curso de Entomologia aplicada à agricultura**. Piracicaba: FEALQ, p. 441-476. 1992.

NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; ZUCCHI, R. A. **Entomologia econômica**. Piracicaba: Esalq, p. 314. 1981.

NARANJO, S. E.; CASTLE, S. J. Sequential sampling plans for estimating density of glassy-winged sharpshooter, *Homalodisca vitripennis* (Hemiptera: Cicadellidae) on citrus. **Crop Protect**, v. 29, p. 1363-1370, 2010.

NARANJO, S. E.; FLINT, H. M.; HENNEBERRY, T. J. Comparative analysis of selected sampling methods for adult *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton. **Journal of Economic Entomology**, v.88, p.1666-1678, 1995.

PANIZZI, A. R.; CORRÊA-FERREIRA, B. S. Comparação de dois métodos de amostragem de artrópodos em soja. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 7, p. 60-66, 1978.

PEDIGO, L. P.; RICE, M. E. **Entomology and pest management**. New Jersey: Prentice Hall, 2009. 784 p.

PEDIGO, L. P. **Entomology and pest management**. Macmillan, New York, 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**, Lanham, v. 11, n. 6, p. 1223-1228, Dec. 1982.

PEDIGO, L. P.; HUTCHINS, S. H.; HIGLEY, L. G. Economic Injury Levels in Theory and Practice. **Annual Review of Entomology**, v. 31, n. 1, p. 341-368, 1986.

PEDIGO, L. P. **Entomology and pest management**. 4.ed. Upper Saddle River: Prentice Hall, 2002. 742p.

PEREIRA, P. S. **Níveis de dano econômico e planos de amostragem sequencial para *Frankliniella schultzei* em cultivos de melancia**. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Federal do Tocantins, Gurupi, 2016.

PEREIRA, M. J. B.; DE ALBUQUERQUE, F. A.; BASTOS, C. S. Pragas do algodoeiro: identificação, biologia e sintomas de ataque. **Revista Brasileira de Oleaginosas e Fibrosas** v.10, n.3, p.1073-1117, 2006.

PICANÇO, M.C.; GALDINO, T. V. S.; SILVA, R.S.; BENEVENUTE, J. S.; BACCI, L.; PEREIRA, R.R.; MOREIRA, M. D. Manejo Integrado de Pragas. In: Zambolim, L., Silva, A. A., Picanço, M. C. (Org.). **O que engenheiros agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários**.1ed.Viçosa, MG: DFP-UFV, v. 1, p. 389-436. 2014.

PINTO, C. B. **Amostragem de Trips em cultivos de melancia**. 2016. 25f. Dissertação (Mestrado em Defesa Sanitária Vegetal) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 2016.

PORTAL DO AGRONEGÓCIO
<<http://www.portaldoagronegocio.com.br/noticia/exportacoes-de-algodao-do-brasil-deverao-crescer-24-em-2017-18-diz-adido-dos-eua-164508>> acesso em 17 de Outubro de 2017.

PRICE, P. W.; ROININEN, H.; ZINOVJEV, A. Adaptive radiation of gall-inducing sawflies in relation to architecture and geographic range of willow host plants, p. 196-203. In: G. Csóka; W. J. Mattson; G. N. Stone E P. W. Price (eds.). **Biology of gall-inducing arthropods**. St. Paul, USDA Tech., Rep. NC-199. 1997.

RICHETTI, A.; MELO FILHO, G. A. de. Aspectos socioeconômicos do algodoeiro herbáceo, p.11-25. In: EMBRAPA. Centro de Pesquisa Agropecuária do Oeste (Dourados, MS). **Algodão: Informações técnicas**. Dourados: EMBRAPA-CPAO; Campina Grande: EMBRAPA-CNPA, 2004.

ROSADO, J. F.; SARMENTO, R. A.; PEDRO-NETO, M.; GALDINO, T. V. S.; MARQUES, R. V.; ERAMSO, E. A. L.; PIKANÇO, M. C. Sampling plants for pest mite on physic nut. **Experimental and Applied Acarology**, v. 63, p. 521-534, 2014.

SAKIMURA, K. & K. O'NEILL. **Frankliniella, redefinition of genus and revision of minuta group species (Thysanoptera: Thripidae)**. U.S.D.A., Tech. Bull.1572, 49p. 1979.

SHEPARD, B. M.; CARNER, G. R.; TURNIPSEED, S. G. A comparison of three sampling methods for arthropods in soybean. **Environmental Entomology**, v. 3, p. 227-232, 1974.

SILVA, A. R. **Plano de amostragem de tripes em cultivos de alface**. Dissertação (Mestrado em Defesa Sanitária Vegetal) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 2016.

SMITH, J. D. e STEWART, S. D. Comparison between drop cloth and suction sampling in cotton during 1998. In: **BELTWISE COTTON CONFERENCES**, v.2, 1999, Orlando, USA. Proceedings... Memphis, USA: National Cotton Council, p.3-7. 1999

SOUTHWOOD, T. R. E. **Ecological methods**. London: Chapman and Hall. 524 p. 1978.

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.

TRICHILO P.J & LEIGHT T.F. Predation on spider mite eggs by the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae), an opportunist in a cotton agroecosystem. **Environmental Entomology**, v. 15, p. 821-825, 1986.

WILSON, L. J.; FOLKS, J. L.; YONG, J. H. **Multistage estimation compared with fixed sample- size estimation of the negative binomial parameter k**. **Biometrics**, v. 40, p. 109-117, 1984.

WILSON L.J, BAUER L.R & WALTER. 'Phytophagous' thrips are facultative predators of two spotted spider mites (Acari: Tetranychidae) on cotton in Australia. **Bulletin of Entomological Research** 86: 297-305. 1996.

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

ZUCCHI, R. A; SILVEIRA NETO S; NAKANO O. **Guia de identificação de pragas agrícolas**. Piracicaba: FEALQ. 139p. 1993.