



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

**Análise da variabilidade genética de populações
de *Anthonomus grandis* (Coleoptera:
Curculionidae), na cultura do algodoeiro.**

Karen Regina Vilarinho

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS

BRASÍLIA/DF
JULHO/2007

UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

**Análise da variabilidade genética de populações de
Anthonomus grandis (Coleoptera: Curculionidae), na cultura do
algodoeiro.**

Karen Regina Vilarinho

ORIENTADOR: Dr^a. Rose Gomes Monnerat S. de Pontes
CO-ORIENTADOR: Dr^a. Maria Regina Vilarinho de Oliveira

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS

PUBLICAÇÃO: 272/2007

BRASÍLIA/DF
JULHO/2007

**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA**

Análise da variabilidade genética de populações de *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), na cultura do algodoeiro.

Karen Regina Vilarinho

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO SUBMETIDA À FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA DA UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA, COMO PARTE DOS REQUISITOS NECESSÁRIOS À OBTENÇÃO DO GRAU DE MESTRE EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS NA ÁREA DE CONCENTRAÇÃO DE DISCIPLINAS DE PRODUÇÃO VEGETAL.

Maria Regina Vilarinho de Oliveira, Doutor em Ecologia e Biologia Evolutiva, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, CPF: 584.210.921-20, e-mail: reginavilarinho@cenargen.embrapa.br

APROVADA POR:

Rose Gomes Monnerat S. de Pontes, Doutor em Agronomia, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, CPF: 512.803.701-06, e-mail: rose@cenargen.embrapa.br

Bergmann Morais Ribeiro, Doutor em Microbiologia, Departamento de Biologia Celular, Universidade de Brasília, CPF: 335.289.181-87, e-mail: bergmann@unb.br

Márcio de Carvalho Moretzsohn, Doutor em Biologia Molecular, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, CPF: 463.097.306-06, e-mail: marciocm@cenargen.embrapa.br

BRASÍLIA/DF, 30 DE JULHO DE 2007.

FICHA CATALOGRÁFICA

Vilarinho, Karen Regina.

Análise da variabilidade genética de populações de *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), na cultura do algodoeiro. / Karen Regina Vilarinho; orientação de Rose Gomes Monnerat S. de Pontes. – Brasília, 2007.

120 p.: il.

Dissertação de Mestrado (M) – Universidade de Brasília/
Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2007.

1. Algodão. 2. *Anthonomus grandis*. 3. RAPD. 4. Variabilidade genética. 5. Medidas fitossanitárias. I. Monnerat, R. G. II. Doutor.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

VILARINHO, K. R. **Análise da variabilidade genética de populações de *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), na cultura do algodoeiro.** Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2007. 120 p. Dissertação de Mestrado.

CESSÃO DE DIREITOS

NOME DO AUTOR: Karen Regina Vilarinho

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO: Análise da variabilidade genética de populações de *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), na cultura do algodoeiro.

GRAU: Mestre

ANO: 2007

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta dissertação de mestrado e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva-se a outros direitos de publicação e nenhuma parte desta dissertação de mestrado pode ser reproduzida sem a autorização por escrito do autor.

Karen Regina Vilarinho

CPF: 033.934.226-93

SQSW 305 Bloco E Apartamento 208 – Sudoeste

70673-425 – Brasília/DF – Brasil

(061) 8116-3296. karenvilarinho@yahoo.com.br

Aos meus pais Miron e Lêda, pela educação, apoio e amor

Aos meus irmãos, pelos exemplos de coragem e vitória

À minha vó, Nair, pelo exemplo de vida

À minha tia Regina pelo amor, compreensão e estímulo dispensados todos estes anos

Ao meu noivo, Fernando, por não saber o que seria de mim se ele não estivesse aqui

Com todo o meu amor, dedico.

AGRADECIMENTOS

A Deus Pai, que sempre guia meus passos, me protegendo e me confortando o coração nos momentos difíceis.

À Universidade de Brasília pela oportunidade de realizar o curso de mestrado e à Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, pelo suporte técnico.

Às secretárias do Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, em especial a Andréa e Eliane.

Ao Nelson Schneider, dono da Fazenda Cooperbrás, que permitiu as coletas de bicudos em suas fazendas e acompanhamento da produção de algodão.

A minha orientadora, Rose Gomes Monnerat S. de Pontes, pela orientação e por ser uma profissional tão competente e dedicada.

A minha co-orientadora, Regina Vilarinho, pela orientação indispensável, apoio financeiro ao trabalho e por ser uma pessoa muito especial em todos os momentos.

Aos doutores Bergmann Ribeiro e Márcio Moretzsohn pela participação na banca, avaliação no trabalho, e correções imprescindíveis para o resultado final.

A todos os meus professores da pós-graduação, em especial, ao Dr. Jean Kleber de Abreu Mattos e Dra. Ana Maria Junqueira, pelos ensinamentos, pelo carinho e convivência sempre agradável.

À amiga, Shirley Franx Silva, pela coleta dos bicudos no campo, revisão do trabalho, ajuda nas tabelas, figuras e etc. Mas por ser simplesmente uma grande amiga e uma pessoa muito especial.

À amiga, Andréa Branco Schmidt, que foi uma pessoa fundamental para realização da parte molecular do trabalho, pela dedicação, paciência e orientação técnica.

A “família” do laboratório de Genética Vegetal da Embrapa, pela amizade, convivência, piadas, festinhas... enfim, por todos os momentos que passamos juntos, principalmente à Neide, sempre disposta em me atender.

Aos meus amigos Dr. Samuel Rezende Paiva e Danielle Assis de Faria, pela análise estatística dos dados, pelo apoio, enorme paciência e por terem sido fundamentais na conclusão deste trabalho.

Ao agrônomo Rodrigo, da sede do Núcleo Rural Tabatinga, por disponibilizar os dados georeferenciais das áreas de coleta para construção das cartas imagens.

Aos colegas Sérgio e Vínicius Vasconcelos de Souza pela elaboração da carta imagem das fazendas.

Aos motoristas da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, em especial José Dias e Camilo, pela ótima convivência e ajuda nas coletas.

Aos amigos de caminhada do Prédio de Quarentena Vegetal, Glauce, Letícia, Kátia, Ana Cristina, Marlon, Ritinha, pelos bons momentos e pela amizade.

Ao amigo Wesley Rodrigues de Souza pela ajuda indispensável na configuração dos géis e dendogramas.

A todos os amigos e colegas do curso de pós-graduação, em especial, a Bruna, pela simpatia e troca de idéias, e à Luciana, pela companhia nas disciplinas.

A amiga Lígia Sardinha, pela grande amizade, apoio e revisão bibliográfica.

As amigas Bruna, pela ajuda na quantificação do DNA e Thaísa, pela amizade, broncas nem sempre bem vindas, ajuda com os gatinhos, uso da bancada e etc.

A amiga Adriana, pelo maravilhoso cafezinho diário, boas risadas e apoio em todos os momentos.

A todos os meus amigos, que me ouvem falar da minha pesquisa mesmo sem entenderem nada.

Às minhas grandes amigas Adriana, Andréa, Thaísa, Bruna, Danielle, Cristiane, Lígia, Shirley, Juliana pelo carinho, amizade, companhia e “apoio psicológico”, principalmente nos últimos meses. Vocês são especiais pra mim.

Ao Fernando Fernandes, meu grande amor, pelo grande incentivo a continuar neste caminho e por absolutamente tudo.

Especialmente, a toda minha família, principalmente aos meus pais e irmãos, minha “pequena grande família”.

E enfim, a todos que contribuíram de qualquer maneira na realização desta etapa na minha vida.

INSTANTES

“Se eu pudesse viver novamente a minha vida, na próxima trataria de cometer mais erros. Não tentaria ser tão perfeito, relaxaria mais. Seria mais tolo do que tenho sido, na verdade bem poucas coisas levaria a sério. Seria menos higiênico. Correria mais riscos, viajaria mais, contemplaria mais entardeceres, subiria mais montanhas, nadaria mais rios. Iria a lugares onde nunca fui, tomaria mais sorvete e menos lentilha, teria mais problemas reais e menos problemas imaginários. Eu fui dessas pessoas que viveu sensata e produtivamente cada minuto da sua vida: claro que tive momentos de alegria. Mas, se pudesse voltar a viver, trataria de ter somente momentos bons. Não os perca agora. Eu era desses que nunca ia a parte alguma sem ter um termômetro, uma bolsa de água quente, um guarda-chuva e um pára-quedas: se voltasse a viver viajaria mais leve. Se eu pudesse voltar a viver, começaria a andar descalço no começo da primavera e continuaria assim até o fim de outono. Daria mais voltas na minha rua, contemplaria mais amanheceres e brincaria com mais crianças, se tivesse outra vez uma vida pela frente. Mas já viram, tenho 85 anos e sei que estou morrendo”.

Jorge Luiz Borges

(O argentino Jorge Luiz Borges, falecido na Suíça em 1987, é considerado um dos maiores escritores do século).

SUMÁRIO

1. Introdução Geral	1
Uso de marcadores moleculares RAPD em estudos de variabilidade genética de insetos.....	3
2. Revisão Bibliográfica	7
Produção de algodão no Brasil.....	8
Sanidade Vegetal na Cultura do Algodoeiro.....	12
2.1 Bicudo-do-Algodoeiro (<i>Anthonomus grandis</i> Boheman, 1843).....	13
Plantas Hospedeiras.....	14
Distribuição Geográfica.....	17
Bioecologia.....	17
Sintomas.....	19
Características morfológicas e morfométricas para identificação.....	19
Expressão econômica.....	19
Dispersão.....	20
2.2 Manejo Fitossanitário.....	24
Controle legislativo.....	26
Amostragem e monitoramento.....	27
Controle biológico.	28
Controle químico.....	32
Controle comportamental.....	32
Controle varietal.....	34
Controle cultural.....	34
Controle físico.....	36
Programa de erradicação.....	36
3. Referências Bibliográficas	38

Capítulo I - Variabilidade genética de <i>Anthonomus grandis</i> Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) na região do cerrado brasileiro	
Resumo.....	46
Abstract.....	47
1. Introdução	48
2. Material e Métodos	51
2.1 Descrição da área de estudo.....	51
2.2 Coleta e análise do inseto.....	55
2.3 Levantamento de medidas fitossanitárias.....	58
2.4 Extração do DNA.....	58
2.5 Quantificação do DNA.....	59
2.6 Seleção de primers.....	60
2.7 Análise RAPD.....	60
2.8 Análise estatística dos dados.....	62
3. Resultados e Discussão	62
4. Conclusão	83
5. Referências Bibliográficas	84
Anexos	88

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** *Primers* utilizados para triagem (*screening*) e seqüências de nucleotídeos dos *primers* selecionados e analisados pela reação PCR-RAPD em cinco populações de *Anthonomus grandis*. 61
- Tabela 2.** Número de indivíduos de *Anthonomus grandis* coletado nas áreas de estudo de plantio de algodão, no período de janeiro a setembro de 2006, nas Fazendas Cooperbrás, Cab, Rondon, Aeronáutica e Sete Veredas, Núcleo Rural de Tabatinga, DF. 63
- Tabela 3.** Número de bandas geradas por cada *primer* utilizado no estudo de variabilidade genética entre populações de *Anthonomus grandis*. 67
- Tabela 4.** Distância genética estimada pelo método de NEI (1972), a partir de dados obtidos pela técnica de RAPD (abaixo da diagonal) e distância geográfica em km (acima da diagonal) entre cinco populações de *Anthonomus grandis*. 68
- Tabela 5.** Estimativa da variabilidade genética das cinco populações de bicudo: H_e = Heterozigosidade e PI = Porcentagem de locos polimórficos (critério 0,99). 69
- Tabela 6.** Análise de variância molecular (AMOVA) entre as cinco populações de *Anthonomus grandis*: Cab, Cooperbrás, Sete Veredas, Aeronáutica e Rondon¹. 75
- Tabela 7.** Estimativa da variabilidade genética das populações de bicudo da Cooperbrás: H_e = Heterogozidade por locos de RAPD (critério imparcial), PI = Porcentagem de locos polimórficos (critério 0,99). 77
- Tabela 8.** Distância genética entre três das subpopulações de *Anthonomus grandis* estimadas pelo método de NEI (1972) a partir de dados obtidos pela técnica de RAPD. 77

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Carta imagem da Fazenda Cooperbrás, DF com a localização do campo de algodão, cerrado e reserva natural. 52
- Figura 2.** Carta imagem das áreas de estudo: Fazendas Cooperbrás (CO), Aeronáutica (AE), Sete Veredas (7V), Cab (CA) e Rondon (RO), DF. 53
- Figura 3.** Áreas totais (ha) das Fazendas Cooperbrás (CO), Rondon (RO), Cab (CA), Aeronáutica (AE) e Sete Veredas (7V) e as respectivas áreas de plantio do algodoeiro. 54
- Figura 4.** Áreas totais (ha) das Fazendas Cooperbrás (CO), Rondon (RO), Cab (CA), Aeronáutica (AE) e Sete Veredas (7V) e as respectivas áreas de plantio do algodoeiro. 54
- Figura 5.** Foto A - plantação de algodão e área de reserva, B – plantação de algodão, C - Botão floral com presença do bicudo, D - Flor do algodão com presença do bicudo, E – Maçã do algodão e F – Capulho do algodão. 56
- Figura 6.** Fotos das armadilhas “Boll Weevil Accountrap” com o feromônio Bio Bicudo para captura de adultos do bicudo-do-algodoeiro 57
- Figura 7:** *Anthonomus grandis* 66
- Figura 8.** Dendrograma obtido a partir das distâncias genéticas de Nei (1972) entre cinco populações de *Anthonomus grandis*, pelo método UPGMA. As porcentagens dos nós correspondem aos valores de *bootstrap*. 69
- Figura 9.** Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Sete Veredas (7V), com o *primer* OPA18. 70
- Figura 10.** Amplificação em gel de agarose de indivíduos de 71

Anthonomus grandis estudados na população Aeronáutica (AE), com o *primer* OPA16.

Figura 11. Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Cab (CA), com o *primer* OPA 4. 72

Figura 12. Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Rondon (RO), com o *primer* OPE18. 73

Figura 13. Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Cooperbrás (CO), com o *primer* OPE14. 74

Figura 14. Dendrograma formado utilizando o método de agrupamento UPGMA e o coeficiente de similaridade de Jaccard para os indivíduos de *A. grandis* das populações Cab, Cooperbrás, Sete Veredas, Aeronáutica e Rondon. 76

Figura 15. Dendrograma obtido a partir das distâncias genéticas de Nei (1972), pelo método do UPGMA. As porcentagens dos nós correspondem aos valores de *bootstrap*. 77

Figura 16. Dendrograma formado utilizando o método de agrupamento UPGMA e o coeficiente de similaridade de Jaccard para os indivíduos de *A. grandis* das subpopulações da Fazenda Cooperbrás. 79

Figura 17. Análise de componentes principais obtidos a partir das similaridades genéticas (Jaccard), mostrando o padrão de divergência entre os indivíduos pertencentes a três subgrupos. 80

LISTA DE ANEXOS

Introdução geral

Anexo A. Características diferenciais das subpopulações de <i>Anthonomus grandis</i> (adaptado de BURKE, 1986; RAMALHO et al., 2001).....	88
Anexo B. Portaria do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) que regulamenta a área livre de <i>Anthonomus grandis</i> no país.....	90
Capítulo I	
Anexo C. Aplicação de insumos nas áreas de coletas do bicudo-do-algodoeiro nas fazendas Cooperbrás, Sete Veredas, Cab e Aeronáutica na safra 2005/2006.....	103
Anexo D. Ficha de amostragem utilizada para armazenar informações sobre a coleta de indivíduos de bicudo-do-algodoeiro.....	113
Anexo E. Questionário respondido para aquisição de informações básicas sobre a presença de <i>A. grandis</i> em áreas do sistema produtivo de algodão.....	114
Anexo F. Amostragem realizada para a determinação do nível de injúria de pragas presentes no plantio de algodão, fazenda Rondon, safra 2005/2006.....	116

RESUMO

Análise da variabilidade genética de populações de *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), na cultura do algodoeiro.

O algodão é uma das fibras mais importantes do mundo. Além disso, pertence ao grupo das oleaginosas e por este motivo é considerado como um elemento importante para biocombustíveis alternativos. Os custos da produção de algodão são muito elevados devido às pragas que ameaçam sua produtividade, qualidade e lucratividade. No Brasil, a produção de algodão também figura entre as culturas agrícolas mais importantes. Um dos principais obstáculos na produção de algodão é a presença de pragas, tal como o bicudo do algodoeiro *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae). Esta praga foi introduzida em 1983, na região Sudeste do Brasil e atualmente está disseminada por todas as áreas produtivas de algodão. Embora as fêmeas adultas prefiram os botões florais, elas ovipositam dentro dos botões florais e das maçãs, reduzindo a produção e a qualidade da fibra. Medidas fitossanitárias aplicadas para o controle da praga dependem do uso intenso de pesticidas, os quais resultam em problemas ambientais. Estes pesticidas podem envenenar os trabalhadores, matar insetos benéficos e microorganismos do solo e contaminam a água. A exemplo do Programa de Área Livre de bicudo-do-algodoeiro utilizado em uma área da região do cerrado, eficientes medidas fitossanitárias integradas em outras regiões do país são muito importantes para diminuir a população, os prejuízos econômicos e eventualmente a erradicação da praga. Este estudo foi realizado na região do cerrado, em cinco áreas produtoras de algodão do DF, com o objetivo de avaliar a diversidade genética das populações de bicudo-do-algodoeiro. Nessas áreas, medidas fitossanitárias foram aplicadas semanalmente para o controle da população do inseto. Um grande número de bicudos-do-algodoeiro foi coletado em todas as áreas estudadas, mesmo com as intensas aplicações de inseticidas durante o desenvolvimento da cultura. Os resultados também confirmaram que nessas áreas o inseto teve um índice alto de sobrevivência, com várias gerações durante todo o ciclo do algodão, reproduzindo-se e migrando para as áreas de vegetação natural, que servem como refúgio para a população durante a entressafra da cultura. Análises moleculares de RAPD forneceram informações úteis para as cinco populações estudadas. Embora a maior distância geográfica entre as áreas de produção fosse de 13 km, os marcadores RAPD detectaram variabilidade genética entre as populações de bicudo-do-algodoeiro, mostrando dois subgrupos distintos. A análise intrapopulacional realizada em uma das áreas estudadas também apresentou dois subgrupos distintos: um formado pelas subpopulações da pré-floração e da floração; e outro da subpopulação pós-floração.

Palavras-chave: Algodão, *Anthonomus grandis*, RAPD, variabilidade genética, medidas fitossanitárias.

ABSTRACT

Analysis of genetic variability of *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae) in cultivated cotton

Cotton is one of the most important fiber in the world. It is also in the category of oilseed group and therefore is now considered as an important element for biofuels alternatives. Cotton cost production is very high because of pests that threaten its productivity, quality and profitability. In Brazil, cotton production also figures among the most important cultivated crops. One of the major challenges of cotton production is the presence of pests such as the boll weevil, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae). This pest was introduced in 1983, in the southeast region of Brazil and nowadays it has spread to all cotton production areas. Although adult females prefer squares, they oviposit into both squares and young bolls reducing yield and quality of the fiber. Phytosanitary measures applied to control the pest, depend heavily on hazard pesticides which in turn have been leading to environmental problems. These pesticides can poison farm workers, kill beneficial insects and soil microorganisms and contaminate ground and surface water. In spite of The Boll Weevil Free Area Program in progress in one area of the savanna region, efficient integrated phytosanitary management in others regions of the country is very important to bring the population down to specific economic injury levels and economic thresholds and eventually to eradication. This study was conducted in five cotton production areas of the savanna region, in DF, Brazil, with a goal to evaluate the genetic diversity of the boll weevil populations. In those areas, phytosanitary measures were applied weekly to control the insects' populations. High numbers of boll weevils were collected in all fields studied in spite of insecticide applications during the growing season. The results also confirmed that in those areas the insect went through several overlapping generations during every crop season, reproducing and moving often to surrounding natural vegetation areas as a refuge to its population. Molecular analysis of RAPD technique provided useful information on the population collected in the five areas. Although the highest geographic distance among the production sites was of 13 km, the results revealed polymorphism between the weevil populations showing two distinct subgroups. Intrapopulation analysis realized in one of the sites studied also revealed two distinct subgroups of weevils, being one subgroup of cotton first bloom and early bloom populations and the other, peak bloom subgroup population.

Key words: Cotton, *Anthonomus grandis*, RAPD, genetic variability, phytosanitary measures.

1. INTRODUÇÃO GERAL

Nos últimos anos, as relações entre as economias das nações pautam por uma acirrada concorrência no mercado internacional de bens e serviços. As políticas públicas dirigidas ao setor, por imposição da globalização dos mercados e da tendência mundial de desmantelamento das barreiras tarifárias, têm-se orientado por aspectos que influenciam a competitividade dos produtos agrícolas e agroindustriais. Em termos de desempenho, a competitividade se expressa como a capacidade de sobrevivência e expansão nos mercados nacional e internacional (VIEIRA et al., 2001).

Com as novas demandas de mercado, a agricultura passou a ter um papel fundamental, por serem os produtos agrícolas a matéria prima de grande parte desse comércio. O agronegócio passou a ter uma conotação “mais industrializada”, significando conseqüentemente a extrapolação das atividades agrícolas além dos limites físicos da propriedade (BRANDÃO e MEDEIROS, 1998). Essas demandas, atualmente, refletem um segmento importante do agronegócio que é a cotonicultura nacional e internacional.

Sob essa perspectiva, os desafios do século XXI serão enormes para a agricultura mundial. Tópicos como a competitividade dos produtos gerados, a redução dos custos de plantio, processamento, armazenamento e transporte, aumento da qualidade de produtos e serviços, mudanças climáticas, busca por energias limpas, harmonização de normas e procedimentos sanitários, diminuição das barreiras técnicas e desenvolvimento da educação, ciência, tecnologia e inovação constituem, apenas, alguns dos desafios a serem enfrentados com mais consciência pela sociedade atual (OLIVEIRA et al., 2006).

A expansão do comércio internacional está, também, facilitando a dispersão de organismos nocivos, cada vez mais rápido, ao redor do mundo, aumentando a ameaça que essas espécies representam para ecossistemas nativos e cultivados e potencialmente ameaçando os esforços governamentais de prevenir invasões não-desejadas (OLIVEIRA et al., 2006).

Bioinvasão ou bioglobalização de pragas refere-se ao deslocamento de organismos vivos nocivos ou de espécies invasoras exóticas (EIE), de uma região para outra, inadvertida ou intencionalmente, podendo resultar em

prejuízos incalculáveis nos âmbitos ambiental, econômico, social e cultural. De acordo com a FAO (2006), praga é qualquer espécie, raça ou biótipo de vegetais, animais ou agentes patogênicos, nocivos aos vegetais ou produtos vegetais (OLIVEIRA et al., 2001; OLIVEIRA et al., 2007).

Nas áreas cultivadas, os bioinvasores, que são organismos colonizadores agressivos, podem, rapidamente, interferir e degradar percursos de água, infestar áreas já colonizadas, colocar em perigo a segurança alimentar e nutrição, causar danos e perdas de cultivos; perda de mercados de exportação; aumento dos gastos com controle fitossanitário de pragas; impacto sobre os programas de manejo integrado de pragas em execução ou em desenvolvimento; danos ambientais, pela freqüente necessidade de aplicação de agrotóxicos ou outros produtos sanitários para o controle da espécie introduzida; custos sociais diretos e indiretos, como desemprego e/ou pela eliminação ou diminuição de um determinado cultivo em uma região (BERNARD e WAAGE, 2004; OLIVEIRA et al., 2006).

A proteção do agronegócio brasileiro da introdução e dispersão de pragas é fundamental. Alguns exemplos mostram a importância de um sistema vigilante de defesa agropecuária. Nas últimas décadas, entraram no país pragas como a sigatoka negra da bananeira - *Mycosphaerella fijiensis*, a mosca-das-frutas - *Bactrocera carambolae*, a mosca-negra dos citros - *Aleurocanthus woglumi*, a murcha bacteriana - *Ralstonia solanacearum* raça 2, a mosca-branca do complexo *Bemisia tabaci*, o nematóide do cisto da soja - *Heterodera glycines*, a traça-da-maçã - *Cydia pomonella*, a vespa-da-madeira - *Sirex noctilio*, o cancro cítrico - *Xanthomonas axonopodis* pv. *citri*, a bacteriose do maracujá - *Xanthomonas campestris* pv. *Passiflorae*, o amarelinho dos citros - *Xylella fastidiosa*, a ferrugem asiática da soja - *Phakopsora pachyrhizi*, a bacteriose da videira - *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*, a ferrugem da videira - *Phakopsora euvitis* (OLIVEIRA et al., 2006).

Um outro exemplo significativo de introdução indesejada, objeto de estudo desse trabalho, é o do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae). O perigo da sua introdução no Brasil já havia sido alertado pelo Ministério da Agricultura, em 1932, mostrando os perigos à economia nacional com sua presença, tendo iniciado, inclusive, investigação a partir de denúncias de existência dessa praga no Paraguai. Anos mais tarde,

em 1972, a imprensa do estado de São Paulo denunciou a importação de 780 toneladas de caroço de algodão boliviano, contaminado pelo bicudo, embora a carga tenha entrado com certificado de sanidade. Inspeções realizadas por técnicos da Secretaria da Agricultura do estado de São Paulo revelaram a presença de insetos suspeitos, o que acabou gerando expurgo do material com hexabenzeno de cloro (BHC) (NAKANO, 1983). Desde então, essa praga vem causando graves problemas fitossanitários para a cultura do algodoeiro e pode-se dizer que foi um dos fatores que contribuiu para o período conhecido como a “década perdida” para a cotonicultura brasileira, correspondente à década de 80 (CORRÊA e COUTO, 2007).

Em 1981, a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), preocupada com esta provável introdução, divulgou no seu “Manual de Manejo Integrado das Pragas do Algodoeiro” moção de alerta, com detalhes sobre o bicudo, colocando a foto do inseto na capa da publicação (DEGRANDE, 1991).

Com a detecção do foco do inseto na região de Campinas (SP) NAKANO (1983) sugeriu que a sua introdução deu-se de maneira acidental, principalmente pelo fato dos focos de infestação estarem localizados ao redor do aeroporto Internacional de Viracopos, provavelmente pelos porões das aeronaves ou mesmo nos locais destinados aos passageiros. Soma-se a isto a existência de extensas áreas algodoeiras próximas ao aeroporto, aliada à grande capacidade de vôo dos insetos adultos, afirma o autor.

USO DE MARCADORES MOLECULARES RAPD EM ESTUDOS DE VARIABILIDADE GENÉTICA DE INSETOS

Até a década de 60, os estudos de polimorfismos nas populações eram realizados com marcadores baseados em características morfológicas dos organismos (FERREIRA e GRATTAPAGLIA, 1998). Entretanto, o pequeno número de variantes classificava as populações como geneticamente homogêneas (FUTUYMA, 1992). A caracterização morfológica, embora essencial, é limitada algumas vezes, devido ao pequeno número de caracteres passíveis de serem analisados (FUNGARO, 2000).

Com o surgimento de técnicas modernas de biologia molecular, surgiram diversos métodos de detecção de polimorfismo genético de DNA. Inicialmente,

com o desenvolvimento da técnica de RFLP (do inglês “Restriction Fragment Length Polymorphism”) por GRODZICKER et al., (1974), utilizando enzimas de restrição de DNA, surgiu um novo marcador amplamente utilizado em diversos tipos de estudos, inclusive populacionais (FERREIRA e GRATTAPAGLIA, 1998). A primeira metade da década de 80 assistiu ao desenvolvimento de um método de amplificação de seqüência de DNA que revolucionou a análise genética nestes últimos anos: a reação de polimerase em cadeia (PCR - Polymerase Chain Reaction) (SAIKI et al., 1988; ALBERTS et al., 1994).

A técnica de PCR baseia-se na capacidade da enzima polimerase replicar seqüências de DNA em certas condições laboratoriais, a partir de um par de pequenos fragmentos iniciadores da fita molde (*primers*) que flanqueiam a seqüência que se deseja amplificar. Por meio de variações alternadas e cíclicas de temperatura, permitem a desnaturação, anelamento do(s) primer(s) e extensão de uma determinada seqüência de DNA que é amplificada, ciclo após ciclo, em progressão geométrica, o que torna possível sua visualização em gel na forma de uma banda, após a sua separação por eletroforese (FERREIRA e GRATTAPAGLIA, 1998).

Posteriormente, o desenvolvimento da PCR levou à descrição de outras classes de marcadores moleculares (RAPD, microssatélites, AFLP) que podem ser empregados em vários tipos de estudos como de estrutura de população, sistemática, relações evolutivas entre organismos. No início da década de 90, foi desenvolvido um marcador baseado em PCR, que foi denominado de RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA) (WILLIAMS et al., 1990). A tecnologia de PCR-RAPD, que utiliza *primers* de seqüência arbitrária, abriu uma nova perspectiva para a análise genômica de indivíduos e populações, eliminando a necessidade do conhecimento prévio das seqüências de nucleotídeos que flanqueiam a seqüência de DNA de interesse (SUAZO et al., 1998).

Para que ocorra a amplificação de um fragmento de RAPD no genoma analisado, duas seqüências de DNA complementares ao primer devem estar adjacentes e em direção oposta para permitir a amplificação exponencial do segmento de DNA pela DNA polimerase. Cada primer arbitrário de 10 pares de bases dirige a síntese de vários segmentos de DNA simultaneamente em diversos pontos do genoma, resultando, assim, em várias bandas no gel (FERREIRA e GRATTAPAGLIA, 1998). O polimorfismo genético detectado

pelos marcadores RAPD é de natureza binária, isto é, o segmento amplificado está presente ou ausente (REGINATO, 2001).

Esta técnica é capaz de extrair considerável informação relativa à variabilidade da seqüência de nucleotídeos no genoma (BOROWSKY, 2001). O polimorfismo ocorre devido a diferenças no DNA (trocas, deleções e inserções de nucleotídeos), nos sítios de anelamento do primer ou entre eles, que podem prevenir a amplificação do DNA por falta de complementaridade, ou pela distância demasiadamente grande entre os sítios de amplificação nas duas fitas de DNA (FERREIRA e GRATTAPAGLIA, 1998).

O interesse em utilizar marcadores RAPD está na sua rapidez, baixo custo, simplicidade técnica, por ser altamente acessível e por não necessitar de conhecimento prévio do genoma a ser analisado (HARRY et al., 1998). Além disso, esta técnica pode ser aplicada quando pequenas quantidades de DNA estão disponíveis (RABOUAM et al., 1999) permitindo, dessa maneira, a análise individual de pequenos animais como os insetos. Outra importância a ser considerada é que o RAPD ocorre também em seqüências repetitivas do genoma, revelando altos níveis de polimorfismo genético (HARRY et al., 1998).

Marcadores RAPD, em geral, amostram o genoma em vários locos ao mesmo tempo e identificam um bom número de locos polimórficos por reação, embora discriminem um baixo número de alelos por loco (dois alelos, amplificado e não-amplificado) (BOROWSKY, 2001).

Entretanto, como para qualquer outro marcador genético, o RAPD possui algumas limitações. A amplificação dos fragmentos de RAPD tem mostrado grande sensibilidade a pequenas modificações nos componentes da reação, como o tipo de polimerase usada, concentração do DNA molde, concentração do cloreto de magnésio e temperaturas da amplificação (PÉREZ et al., 1998). Para assegurar a reprodutibilidade dos resultados, é necessário que a padronização da reação seja rigorosamente determinada e que seja utilizado um método de separação dos fragmentos de alta resolução.

Uma limitação adicional dos marcadores RAPD é o fato deles se comportarem como marcadores genéticos dominantes, nos quais não é possível distinguir um indivíduo heterozigoto para determinado loco de um indivíduo homozigoto (PÉREZ et al., 1998). Dessa forma, o genótipo homozigoto recessivo (aa) é identificado pela ausência de banda no gel e os

genótipos homocigoto dominante (AA) e heterocigoto (Aa) são colocados juntos na mesma classe fenotípica, presença de banda no gel (FERREIRA e GRATTAPAGLIA, 1998). Estas características, naturalmente, podem limitar a utilização de RAPD para certos tipos de análise como, por exemplo para análises filogenéticas, determinação de paternidade, mapeamentos comparativos (PÉREZ et al., 1998; SCATAGLINI, 2000).

Os marcadores RAPD têm sido muito usados para estudos de variabilidade genética e distância genética entre diferentes espécies de insetos (LANDRY et al., 1993; LOU et al., 1998; SUAZO et al., 1998; VASCONCELOS, 1998; WALDSCHMIDT et al., 2000, 2002; OLIVEIRA et al., 2004; SUZUKI et al., 2004). As aplicações dos marcadores RAPD incluem: obtenção de “impressões digitais” (fingerprintings) genômicas de indivíduos, variedades e populações; análise de estrutura e diversidade genética em populações naturais; definição das relações filogenéticas entre diferentes espécies; construção de mapas genéticos de alta cobertura genética e a localização de genes (FERREIRA e GRATTAPAGLIA 1998). Estes marcadores também podem ser usados para estudos geográficos de zonas de hibridização, na qual as populações diferem por poucas ou várias características, como resultado do intercruzamento entre populações distintas, podendo fornecer informações sobre o grau de introgressão gênica (FUTUYMA, 1992).

Os estudos realizados neste trabalho visaram um conhecimento amplo das aplicações de medidas fitossanitárias nas áreas selecionadas para a coleta de *A. grandis*. Como apresentado na Revisão Bibliográfica desta Dissertação, a adoção de medidas fitossanitárias parciais e/ou o uso exclusivo de agrotóxicos indicados no MIP, favorece o aumento e conseqüentemente a migração de populações do bicudo-do-algodoeiro na ou para as áreas de cultivo do algodoeiro. Sob esta perspectiva, o objetivo principal deste trabalho foi o de otimizar um protocolo por meio de marcadores moleculares de RAPD-PCR (*Random Amplified Polymorphic DNA – Polymerase Chain reaction*) para adultos de *A. grandis* e analisar a variabilidade genética das populações do inseto, como recurso preliminar para a identificação de possíveis padrões de variabilidade genética inter- e intra-populações. Esses resultados contribuirão para a adoção efetiva e eficaz do manejo fitossanitário integrado para *A. grandis* na cultura do algodoeiro.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

O agronegócio brasileiro está em um período de grande expansão, não só no que se refere a sua produção, mas nas exportações e no abastecimento do mercado interno. Como um dos setores da economia mais importantes para o país, a agricultura nacional deve ser protegida de fatores abióticos e bióticos, para que mantenha sua competitividade e desempenho favorável.

Um aumento nos próximos anos de aproximadamente dez vezes da produtividade em relação à área plantada fará do país um dos líderes mundiais na produção e exportação de vários produtos agropecuários. É o primeiro produtor e exportador de café, açúcar, álcool e sucos de frutas. Além disso, lidera o ranking das vendas externas de soja, carne bovina, carne de frango, tabaco, couro e calçados de couro (BRASIL, 2007a).

As projeções indicam que o país também será, em pouco tempo, o principal pólo mundial de produção de algodão e subprodutos e de biocombustíveis, feitos a partir de cana-de-açúcar e óleos vegetais incluindo o algodão. Milho, arroz, frutas frescas, cacau, castanhas, nozes, além de suínos e pescados, são destaques no agronegócio brasileiro, que emprega atualmente 17,7 milhões de trabalhadores somente no campo (BRASIL, 2006a).

A forte presença no governo federal em consequência do aumento das exportações pode ser vista nos dados gerados pelo MAPA para o período de 1989 a 2006. Em 1989, o total da balança comercial brasileira, para a exportação foi de US\$ 34,383 bilhões e de importação, US\$ 18,263 bilhões, resultando num saldo para o agronegócio de US\$ 10,840 bilhões. Em 2006, o Brasil alcançou a cifra recorde de US\$ 228,9 bilhões nas transações comerciais com o exterior, resultado de exportações de US\$ 137,5 bilhões e importações de US\$ 91,4 bilhões. Nos últimos quatro anos, as exportações mais que dobraram (127,7%). Outro dado relevante é que o saldo acumulado, no mesmo período, atingiu US\$ 149,2 bilhões, contribuindo para a melhoria das contas externas brasileiras e a estabilidade econômica (MDIC, 2007). No ano de 2006, as exportações do agronegócio totalizaram US\$ 49,422 bilhões correspondendo a 36% das exportações totais para o período. As importações apresentaram variação anual de 31%, totalizando US\$ 6,695 bilhões, gerando um superávit da balança comercial do agronegócio de US\$ 42,726 bilhões (BRASIL, 2007b).

Em relação à importação, em 2006 houve um acréscimo de 31%. Comparando-se os anos de 2005 e 2006 tem-se US\$ 5,11 bilhões para US\$ 6,69 bilhões. Os produtos mais importados para esse período foram trigo (52%), borracha natural (43%), arroz (35%), algodão (144%) e milho (37,8%) (BRASIL, 2007a).

PRODUÇÃO DE ALGODÃO NO BRASIL

Sob a perspectiva acima relatada, o cultivo de algodão no Brasil deve dar um salto nos próximos anos. A expansão do plantio vem indicando que o país assumirá um papel de destaque na cotonicultura mundial.

O algodão é uma planta da família das Malváceas, gênero *Gossypium*. As referências históricas ao algodão datam de muitos séculos antes de Cristo (MELO FILHO et al., 2001). A Índia foi o primeiro país a cultivar o algodão para a fabricação de tecidos (1.500 anos a.C.). Ele foi introduzido na China, mil anos depois e no século IV a.C., na Europa (INDEA, 2007). Vestígios encontrados no litoral norte do Peru evidenciam que povos daquela região já manipulavam o algodão. Com os incas, o artesanato têxtil atingiu a culminância, pois amostras de tecidos de algodão deixadas por eles mostram a perfeita combinação de cores (MELO FILHO et al., 2001). No Brasil, quando da chegada dos portugueses, já se cultivava, fiava e tecia o algodão (CORRÊA e COUTO, 2007). No século XVIII, esta cultura tomou grande impulso no Pará, Maranhão, Ceará, Pernambuco e Bahia (MATO GROSSO, 2007).

O país é área de diversidade biológica das espécies de *G. barbadense* L. (distribuídos por toda a região da Mata Atlântica e região Amazônica) e do algodoeiro mocó (*G. hirsutum* L. var. *marie galante* Hutch), encontrado no semi-árido nordestino, além do litoral do Rio Grande do Norte e do Ceará. A espécie selvagem *Gossypium mustelinum*, ocorre no semi-árido do Rio Grande do Norte (RN), da Bahia (BA) e do Ceará (CE) (CONSELHO..., 2007).

O algodão é a fibra mais utilizada pelo homem. De acordo com MELO FILHO et al. (2001), a razão de sua importância reside nas notáveis propriedades que a caracterizam: as roupas confeccionadas por algodão suportam altas temperaturas na passagem a ferro, são resistentes e têm a particularidade de agasalhar o corpo no inverno, sendo, no entanto, frescas no

verão, o que não sucede com as fibras sintéticas. As fibras mais curtas são utilizadas na preparação do algodão hidrófilo para enfermagem, e as de qualidade inferior, na confecção de feltros, cobertores, tapetes, enchimento de almofadas, colchões e móveis, na fabricação de papel para escrever, de películas fotográficas e chapas para radiografia. As sementes de algodão têm considerável interesse alimentar (óleo comestível) e industrial (margarina e sabão). O bagaço que se obtém depois da extração do óleo é aproveitado para a alimentação animal (40 a 45% de proteína). O tegumento é usado para fabricar certos tipos de plástico e de borracha sintética. A fibrila, que é a fina penugem que fica agarrada à semente depois de extraída a fibra, é usada na indústria química de plásticos, raião e explosivos (CARVALHO, 1996 citado por MELO FILHO et al., 2001). Atualmente, essa cultura também integra o Plano Nacional de Agroenergia lançado pelo Governo Federal em 2005 e revisado em 2006, para compor o pacote de inovações tecnológicas para a agricultura de energia visando a substituição dos combustíveis fósseis por energias limpas e seguras (BRASIL, 2006b) .

Os maiores produtores de algodão do mundo são Estados Unidos, China, Índia, Paquistão, Uzbequistão, Brasil, Turquia e Austrália. A produção mundial gira em torno de 19 milhões de toneladas de fibras por ano numa área de 33 milhões de hectares, representando uma produtividade média de 38,4 arrobas de fibra/ha (MATO GROSSO, 2007). Em dados de 1998, o maior exportador mundial de algodão em pluma foram os Estados Unidos, com 1.633 mil toneladas, seguido do Uzbequistão com 958 mil toneladas, a Zona Franca Africana, com 804 mil toneladas e a Austrália com 555 mil toneladas (MELO FILHO et al., 2001).

O consumo mundial de algodão cresceu pelo segundo ano consecutivo, de acordo com estatísticas do Cotton Council International (CCI), atingindo 8,2 milhões de fardos em 2006 - 7,5% a mais que no ano anterior (CONSELHO..., 2007).

A cultura do algodão está inserida entre as dez mais importantes culturas agrícolas no Brasil. O cultivo do algodão no Brasil, considerado “ouro branco” nas décadas de 1940 a 1970, tomou impulso após a crise do café, tornando-se um dos principais produtos agrícolas já na década de 1930. O recorde de produção, contudo, foi alcançado na safra de 1984/85, quando o

volume de plumas chegou a quase um milhão de toneladas. No início da década de 70, o país era o quarto exportador mundial de algodão, ocupando o terceiro lugar na pauta de exportações brasileiras. Entretanto, nos quinze anos subseqüentes, o país foi perdendo não só sua posição como exportador, mas também a capacidade de abastecer plenamente a indústria têxtil (CORRÊA e COUTO, 2007). Outros aspectos, como um período de baixa nas cotações internacionais, aliado a subsídios para exportação por parte de outros países e as condições mais atrativas de financiamento externo contribuíram para a redução da produção nacional e, conseqüentemente, para o crescimento das importações (MELO FILHO et al., 2001).

Aliado a esses fatores, a irregularidade de chuvas no período 1979-1983 e a introdução e dispersão do bicudo-do-algodoeiro, na década de 80, contribuíram significativamente para a redução do cultivo do algodão, com reflexo na migração de milhares de trabalhadores e suas famílias para as periferias dos grandes centros urbanos. Desta forma, a região Nordeste passou de grande produtora, com produção superior a 220.000 toneladas de pluma, a grande importadora (BELTRÃO, 2003). O reflexo da quebra de produção do algodão brasileiro pode ser observado na safra 1996/97, quando a produção de plumas foi uma das mais baixas registradas na história, 285 mil toneladas (PONCHIO, 2001). Dando continuidade aos problemas sociais decorrentes da pouca produção de algodão, mais de 600 mil empregos foram perdidos, tanto na agricultura como na indústria, no início da década de 90 (CORRÊA e COUTO, 2007).

A partir de 1999, a situação modifica-se completamente, quando a cotonicultura migra para a região Centro-Oeste, principalmente, no estado de Mato Grosso, e então o país volta a ter elevados ganhos em produtividade e qualidade. O cultivo do algodão era baseado na pequena propriedade e no regime familiar, com colheita manual e sem nenhum beneficiamento feito pelo produtor, e nas regiões onde ainda é cultivado dessa maneira, a atividade está em crescente decadência. O novo perfil da cultura é caracterizado pelas grandes plantações, com áreas que se estendem de 100 a 3000 ha, aumento da produtividade de 1.800 kg/ha para 3.728 kg/ha, alta mecanização, com adubação pesada, uso de herbicidas, fungicidas, pesticidas e reguladores de crescimento; e descaroçamento feito na própria propriedade, permitindo ao

produtor a venda direta às indústrias têxteis. As vantagens do beneficiamento na propriedade pode ser estimado na agregação de valor ao produto, em média, a arroba de algodão em caroço está cotada em cerca de R\$ 9,00, enquanto a arroba de pluma é de R\$ 30,00 (CORRÊA e COUTO, 2007).

Atualmente, o algodão é cultivado em 18 estados, sendo os maiores produtores Mato Grosso, Goiás, São Paulo, Paraná, Minas Gerais, Mato Grosso do Sul e Bahia (BELTRÃO, 2003). A produtividade brasileira apresenta-se próxima àquelas alcançadas pelos principais países produtores, situando-se em torno de 1.045 Kg de algodão em pluma/ha. O Mato Grosso é considerado o principal estado produtor do país e também o que alcança as maiores produtividades (ASSOCIAÇÃO..., 2007b; BRASIL, 2007a).

De acordo com o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE (2007), a área plantada em hectares de algodão herbáceo nas safras de maio de 2006 a maio de 2007 foi nas regiões: Nordeste 304.090 e 373.451, Sudeste 90.207 e 69.102, Sul 13.890 e 12.732 e Centro-Oeste 490.148 e 654.715, respectivamente. Em nível nacional, a área plantada em hectares nas safras acima referidas foi de 898.335 e 1.110.000, com uma variação positiva de 23,6%; a produção em toneladas foi de 2.882.482 e 3.766.173, com uma variação positiva de 30,7%, e o rendimento médio em kg/ha foi de 3.209 e 3.393, com uma variação positiva de 5,7%, respectivamente.

Um dos principais fatores da sustentabilidade da produção do algodão na região dos cerrados é o desenvolvimento de novas cultivares com maior potencial produtivo, resistentes às principais pragas e, principalmente, com qualidade de fibra superior para atender às exigências do mercado internacional (CORRÊA e COUTO, 2007). O atendimento das novas demandas de qualidade da fibra do algodão levou os cotonicultores brasileiros, em parceria com a indústria têxtil, a criarem a marca "Purê Brazil Cotton" que garante a rastreabilidade, ou seja, o conhecimento da origem do produto e sua qualidade. A produção deverá ter a qualidade *premium*, dentro dos conceitos de sustentabilidade e de acordo com as melhores práticas ambientais e sociais desde a semente até o produto final (ASSOCIAÇÃO..., 2007a).

SANIDADE VEGETAL NA CULTURA DO ALGODOEIRO

No cenário acima descrito, o país volta a ter na cotonicultura um forte aliado para o aumento do PIB. As exigências por produtos de qualidade, os quais perpassam pelas questões de sanidade, levaram o país a aderir às tendências mundiais de proteção e sanidade animal e vegetal. O Brasil aderiu à Organização Mundial do Comércio (OMC), em 1994, por meio do Decreto Legislativo nº 030 de 15 de dezembro de 1994, e, em seguida, promulgado pelo Poder Executivo por meio do Decreto nº 1355, de 30 de dezembro de 1994. A partir de então, o governo federal passou a seguir as diretrizes e regulamentos advindos dessa Organização e de outras responsáveis pela adequação de normas sanitárias e fitossanitárias, como a Convenção Internacional de Proteção dos Vegetais (CIPV), *Codex Alimentarius* e Convenção sobre Diversidade Biológica (CDB). O órgão responsável pela harmonização e execução de medidas sanitárias e fitossanitárias adotadas pela OMC e respectivos órgãos internacionais normativos, durante as negociações do comércio internacional, é o MAPA, em sua Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) (OLIVEIRA et al., 2006).

A cultura do algodoeiro apresenta inúmeras pragas, como a *Eutinobothrus brasiliensis* e *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), *Thrips tabaci* e *Frankliniella* sp. (Thysanoptera: Thripidae), *Aphis gossypii* e *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae), Complexo *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae), *Scaptoris castanea* e *Atarsocoris brachiariae* (Hemiptera: Cynidae), *Tetranychus urticae*, *T. ludens* (Acari: Tetranychidae) e *Polyphagotarsonemus latus* (Acari: Tarsonomidae), *Alabama argillacea*, *Helicoverpa virescens*, *Spodoptera* spp. (Lepidoptera: Noctuidade), *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae), *Horcias nobiblellus* (Hemiptera: Miridae), *Dysdercus* sp. (Hemiptera: Pirrhocoridae), *Nezara viridula*, *Piezodorus guildini* e *Euschistus heros* (Hemiptera: Pentatomidae) (MIRANDA, 2006).

Entretanto, para a implementação do selo de qualidade e internação das normas internacionais de medidas fitossanitárias, a cultura do algodoeiro necessitará implementar, de modo efetivo e eficaz, o manejo integrado de pragas (MIP). Sob essa perspectiva, a produção agrícola do algodão enfrenta

dois desafios fitossanitários principais que são o bicudo-do-algodoeiro, *A. grandis* e a lagarta-rosada, *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae) (OLIVEIRA et al., 2006). Nesse trabalho, o foco é o *A. grandis*.

2.1 BICUDO-DO-ALGODOEIRO (*Anthonomus grandis* BOHEMAN, 1843)

O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* Boheman, 1843), pertence à Ordem Coleoptera, Família Curculionidea, Subfamília Anthonominae. Essa família possui cerca de 33 gêneros e 500 espécies descritas (BURKE, 1986). Trata-se de um inseto que, no estágio de adulto é polínífago e no larval, oligófago e é, especialmente, atraído por plantas do gênero *Gossypium*, em especial os botões florais, por conterem elevadas concentrações de óleos voláteis que estimulam a alimentação (MAXWELL et al., 1963; HARDEE et al., 1966; McKIBBEN et al., 1977).

De acordo com RAMALHO et al. (2001), pouca atenção foi dada ao estudo da taxonomia de *A. grandis* até que PIERCE (1913) descrevesse *A. grandis thurberiae*, Arizona, Estados Unidos. Trabalhos sobre a taxonomia dessa espécie revelaram a existência de duas subespécies e WERNER (1960) utilizou-se de caracteres da espermateca para separar o bicudo-da-turbéria daqueles que atacam algodão cultivado no Sul dos Estados Unidos. A descrição desses caracteres classificou três formas de *A. grandis*: 1) *A. grandis grandis*, distribuída em algodão cultivado na região Central-Norte do México, Sudeste dos Estados Unidos, Venezuela e Colômbia; 2) *A. grandis thurberiae*, distribuída em turbéria (*Gossypium thurberi*) e em algodão cultivado no Arizona e ao longo da Costa Noroeste do México; 3) uma forma “intermediária” distribuída sobre algodão selvagem em Cuba e em algodão cultivado na maior parte do México, e em partes do Texas e Arizona, na América Central e Haiti.

BURKE et al. (1986) propuseram, posteriormente, a existência de três populações de *A. grandis*: 1) bicudo-da-maçã-da-turbéria; 2) bicudo-da-maçã-mexicana e 3) bicudo-da-maçã-do-sudeste. Nas populações de bicudo-da-maçã-da-turbéria estão incluídos os bicudos anteriormente conhecidos como *A. grandis thurberiae*. (RAMALHO et al., 2001). O Anexo A mostra a tabela com as características das três populações do bicudo-do-algodoeiro.

Ainda de acordo com RAMALHO et al., (2001), os bicudos que se desenvolvem sobre turbéria constituem uma raça ecofenotípica com características morfológicas consideravelmente distintas. Esta forma ocorre no Arizona, EUA e Sonora, MX. O nome bicudo-mexicano aplica-se aos bicudos que se associam à subespécie nominal, no caso de se reconhecer subespécies. Este nome foi aplicado pela primeira vez para os bicudos do Texas e nordeste do México, área de transição entre os bicudos do sul do México e do sudeste dos Estados Unidos. Esta forma ocorre no Arizona, Califórnia, EUA, México, América Central e Cuba. O nome bicudo-da-maçã-do-sudeste inclui os bicudos do Texas, sudeste dos Estados Unidos, Haiti, República Dominicana, Venezuela, Colômbia, Brasil, Paraguai e Argentina. No Brasil, esta forma é chamada bicudo-do-algodoeiro.

Plantas hospedeiras

Os entomologistas franceses que coletaram pela primeira vez *A. grandis*, no Estado de Vera Cruz, México, no início da década de 1830, a princípio, não o associaram, a nenhum hospedeiro, apesar de terem feito anotações sobre hospedeiros de vários outros insetos que coletaram na mesma expedição. Este fato sugere que o bicudo não foi coletado em planta de expressão econômica tão conhecida como o algodoeiro (GABRIEL, 2002).

O primeiro registro da relação do bicudo com o algodoeiro cultivado ocorreu em 1855, quando se encontrou o inseto causando danos em algodoeiros próximos a Monclava, Estado de Coahuila, México. Esta região é muito isolada e se encontra em uma zona climática completamente distinta da área de Vera Cruz. Posteriormente, o bicudo foi encontrado nos EUA, em 1892, e reavivou-se o interesse em conhecer melhor seu local de origem e seu hospedeiro nativo. Muitas expedições foram realizadas ao México e América Central no início do século, com o objetivo de obter essas informações (GABRIEL, 2002).

Depois de vários estudos, concluiu-se que o bicudo seria originário, provavelmente, da zona de Vera Cruz, México, hospedava-se, possivelmente, em espécies de malváceas do gênero *Hampea* spp. (especialmente *Hampea*

nutricia) e, com o tempo, passou a ser praga do algodão cultivado, *Gossypium hirsutum* (MANESSI, 1997).

São referidas como hospedeiras do bicudo *Thespesia populnea*, *Cienfuegosia affinis*, *C. glabrifolia*, *C. drummondii* e *C. spp.*, todas distribuídas em diversos estados brasileiros. Entretanto, nenhuma é comparável ao algodoeiro na manutenção de populações de bicudo, mas podem manter os adultos até que esses localizem as plantações de algodão (GABRIEL, 2002).

STONER (1968) menciona que os adultos do bicudo podem sobreviver, na entressafra, alimentando-se em botões florais de *Sphaeralcea*. CROSS et al. (1975) publicaram uma revisão sobre hospedeiros do bicudo, apresentando registros de novas espécies e informações adicionais sobre sua taxonomia. BURKE e CLARK (1976) consideram que a importância de *C. drummondii* como hospedeira alternativa do bicudo, no sul do Texas, fundamenta-se na sua capacidade de suporte de pequenas populações que podem ser a origem de infestações em culturas do algodoeiro.

RUMMEL et al. (1978), examinando o conteúdo do intestino de bicudos coletados na entressafra, no Texas, confirmaram que os insetos alimentam-se de pólen de *Hymenopappus flavescens*. Esses autores consideram a hipótese de que, na ausência de frutificação do algodoeiro, alguns bicudos hibernantes podem significativamente prolongar suas vidas, utilizando o pólen dessa planta.

Das trinta e seis espécies de Malvaceae, vinte e cinco são hospedeiras do inseto (LUKEFAHR et al.; 1986):

- *Abelmoschus esculentus* (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Cienfuegosia affinis* (Malvaceae) (LUKEFAHR et al., 1986)
- *Cienfuegosia drummondii* (Malvaceae) (LUKEFAHR e MARTIN, 1962)
- *Cienfuegosia drummondii* (Malvaceae) (LUKEFAHR et al., 1986)
- *Cienfuegosia glabrifolia* (Malvaceae) (LUKEFAHR et al., 1986)
- *Cienfuegosia glauca* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Cienfuegosia ituiutabensis* (Malvaceae) (BRANDÃO E LACA-BUENDIA,1985)
- *Cienfuegosia longifolia* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)

- *Cienfuegosia* spp. (Malvaceae) (LUKEFAHR et al., 1986)
- *Cienfuegosia uberabensis* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Gossypium barbadense* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Gossypium hirsutum* var. Marie Galante (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Hampea revirosae* (Malvaceae) (FRYXELL e LUKEFAHR, 1967)
- *Hibiscus mutabilis* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Hibiscus pernambucensis* (Malvaceae) (LUKEFAHR et al., 1986)
- *Hibiscus rosa-sinensis* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Hibiscus syriacus* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Hibiscus syriacus* (Malvaceae) (COAD, 1914)
- *Hibiscus tiliaceus* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Hymenopappus flavescens* (Asteraceae) (RUMMEL et al., 1978)
- *Sphaeralcea* (Malvaceae) (STONER, 1968)
- *Thespesia populnea* (Malvaceae) (BRANDÃO e LACA-BUENDIA,1985)
- *Thespesia populnea* (Malvaceae) (MELO, 1985; LUKEFAHR et al., 1986)
- *Thespesia populnea* (Malvaceae) (LUKEFAHR et al., 1986)

RIBEIRO (2007), ao identificar os recursos alimentares utilizados pelo adulto de bicudo-do-algodoeiro no início e no final do ciclo do algodoeiro observou que dezenove famílias de plantas foram hospedeiras do inseto. A família Smilacaceae foi o recurso alimentar mais importante utilizado pelo inseto no período de entressafra. O autor observou também que os grãos de pólen dessa família são os principais recursos para o bicudo na área de cerrado e que as plantas dessa família são encontradas em áreas degradadas. Outras espécies utilizadas para alimentação do bicudo foram *Bauhinia pulchella*, *Stryphnodendron adstringens* (Fabaceae), *Ruellia* sp. (Acanthaceae), *Byrsonima crassa* (Malpighiaceae), *Roupala montana* (Proteaceae), entre outras.

Distribuição geográfica

A. grandis ataca o algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) em diversos países produtores de algodão e encontra-se distribuído em todo o Sul dos Estados Unidos da América, México, América Central, Colômbia, Venezuela, Cuba, Haiti, República Dominicana (CROSS 1973, MARIN 1981) e no Brasil (RAMALHO e SANTOS, 1994).

Bioecologia

O bicudo apresenta metamorfose completa, passando pelas fases de ovo, larva, pupa e adulto. A reprodução do inseto inicia-se quando os botões florais do algodoeiro atingem cerca de seis milímetros de diâmetro (RIBEIRO, 2007).

O ciclo biológico do bicudo pode variar de 12 a 17 dias (TEIXEIRA e ALVES, 1996) dependendo das condições ambientais. Podem ocorrer até sete gerações durante o ano. No período de entressafra, os adultos migram para abrigos naturais e entram em hibernação por um período de 150 a 180 dias (SOBRINHO e LUKEFAHR, 1983; BASTOS et al., 2005).

Cada fêmea coloca, em média, 6 a 12 ovos/dia, totalizando 100 a 300 ovos colocados durante seu ciclo de vida, dependendo das condições ambientais, dentro dos botões florais e maçãs (TEIXEIRA e ALVES, 1996). O período de incubação dos ovos varia de 3 a 4 dias, sendo que próximo à eclosão é possível perceber a cabeça da larva por meio da casca do ovo. Dos ovos emergem larvas que por habitarem os botões florais os abortam e as maçãs novas caem no solo entre 5 e 10 dias depois da postura dos ovos ou ficam sujeitas à podridão (RAMALHO e WANDERLEY, 1996).

A fase larval dura de 7 a 12 dias, período em que as larvas alimentam-se de todo o interior do botão, que cai ao solo em uma semana, e apresenta três ínstar, sendo os dois primeiros com duração média de dois dias cada e o terceiro ínstar, de quatro dias. A larva constrói uma câmara com as próprias estruturas atacadas, onde se transforma em pupa. Esta é semelhante ao adulto, podendo visualizar-se o rosto e os outros apêndices ligados ao corpo

por meio de uma membrana transparente. Após 3 a 5 dias, emergem os adultos, que apresentam uma longevidade de 20 a 40 dias (SOBRINHO e LUKEFAHR, 1983).

O bicudo é freqüentemente encontrado nos botões florais e com grande atividade alimentar e reprodutiva entre o período das 9 horas da manhã às 17 horas, ou seja, nas horas mais quentes do dia. As fêmeas recém-emergidas precisam se alimentar por 3 a 5 dias antes de iniciarem a postura. Após este período, ovipositam preferencialmente em botões florais, flores e maçãs do algodão. Sendo assim, considera-se como o período de maior suscetibilidade da cultura ao ataque da praga aquele compreendido pelo aparecimento do primeiro botão floral (em torno de 60 a 70 dias após a emergência) até a colheita (entre 180 a 200 dias da emergência). A fêmea deposita apenas um ovo por orifício feito com o rostro, sendo a cavidade posteriormente fechada por uma secreção gelatinosa.

O período mais crítico para o algodoeiro é entre 60 e 110 dias da emergência da planta, quando se definem cerca de 80% de sua produção. Geralmente, após 80 dias da emergência, a população do bicudo aumenta muito, sendo extremamente alta no final da safra, podendo chegar a 500.000 insetos/ha (CRUZ, 1989).

O crescimento populacional do bicudo está associado ao ciclo da cultura do algodoeiro. Após o ciclo e na entressafra, de acordo com LLOYD et al., (1967) nos Estados Unidos, no período de inverno, os insetos permanecem em hibernação e normalmente passam esse período na forma adulta sob vegetação morta, próximo às áreas de cultivo. Terminada a hibernação, os insetos migram dos locais de refúgio para as lavouras de algodoeiro, principalmente no início da produção de botões florais, cuja atração é intensificada pelo feromônio de agregação produzido pelos machos, logo após se alimentarem das primeiras estruturas florais. O número de insetos encontrado nas áreas de cultivo antes que os botões florais apresentem um diâmetro de aproximadamente seis milímetros é relativamente pequeno (RUMMEL e ADKISSON, 1970), mas aumenta com o crescimento e o desenvolvimento dessas estruturas reprodutivas (RIBEIRO, 2007).

Sintomas

O curculionídeo ataca as estruturas reprodutivas do algodoeiro, causando a queda de botões florais e maçãs, ocasionando grandes prejuízos econômicos aos cotonicultores (RAMALHO et al., 1993).

Características morfológicas e morfométricas para identificação

O adulto do bicudo é um besouro de coloração marrom avermelhado a cinza escuro, variando sua coloração de acordo com a idade do inseto. Bicudos com tegumento (pele) de cor preta podem ocorrer, porém essa linhagem não é comum no campo. O besouro mede em torno de 7 mm de comprimento, variando de 4 a 8 mm. O tamanho do inseto é influenciado pela condição nutricional do alimento (botões florais ou maçãs). O rostro alcança cerca de metade do tamanho do resto do seu corpo, estando as peças bucais localizadas no ápice do rostro, com mandíbulas bastante desenvolvidas. Lateralmente ao bico ficam localizadas as antenas. Pode-se distinguir o bicudo de outros curculionídeos por meio de um par de espinhos localizado em cada perna dianteira (RAMALHO et al., 2001).

Os ovos são brilhantes e medem cerca de 0,8 mm de comprimento por 0,5 mm de largura. As larvas são brancas, de cabeça marron-claro e sem pernas, apresentando de 5 mm a 10 mm de comprimento e formato de “C”. A ausência de pernas permite distinguir a larva deste inseto de outros insetos que também atacam a maçã.

Expressão econômica

Segundo entomologistas, esse inseto é uma das mais dinâmicas pragas de que se tem conhecimento (TEIXEIRA e ALVES, 1996; CRUZ, 1989; RAMALHO e WANDERLEY, 1996). Durante um ciclo de cultivo do algodoeiro, que dura entre 150 e 170 dias, pode ocorrer até seis ciclos do bicudo. O ataque tem início pelas bordas da lavoura, sendo que vai desde o aparecimento dos primeiros botões até a abertura dos primeiros capulhos.

Para se ter uma cultura rentável na presença de *A. grandis*, é necessário certo nível de tecnologia, associado a um alto custo de produção. Uma análise do impacto do bicudo foi feita por RAMALHO et. al (2001) desde sua introdução no país, analisando as perdas diretas e indiretas que se estenderam praticamente por meio de toda a estrutura social, financeira e econômica da região setentrional, no período de 1983 a 1990, onde o declínio na produção apresentou taxas anuais de 16, 18 e 1%. A magnitude dos prejuízos causados pelo bicudo é dinâmica, variando de ano para ano e de área para área. Geralmente os danos causados pelo bicudo são mais acentuados nas regiões e safras em que ocorrem altas precipitações pluviométricas durante os meses de desenvolvimento da cultura.

De acordo com várias fontes de informação o bicudo provoca perdas nos EUA de US\$ 100 milhões/ano e no Brasil os danos podem comprometer até 60% da produção.

Dispersão

Historicamente, existem registros de um tipo de bicudo que atacava algodão antes de 1890. Um espécime adulto foi encontrado em algodão, *Gossypium hirsutum* L., em um fragmento de maçã oriunda de Oaxaca, México, em escavações datadas de 900 d.C. Não existem registros do potencial causador de injúria do bicudo na literatura antes de meados de 1800. *Anthonomus grandis*, possivelmente, foi coletado pela primeira vez entre os anos de 1831 e 1835, em zonas costeiras do estado de Vera Cruz, no México, numa expedição patrocinada pelo entomologista francês Chevrolat. Esse primeiro registro não mencionou sobre qual hospedeiro havia sido realizada a coleta. O bicudo-do-algodoeiro foi descrito por C. H. Boheman em 1843 como *A. grandis* e denominado “Veracruz”, sem hospedeiro registrado. A primeira citação deste inseto atacando plantas de algodão deu-se em 1880 no México, perto de Monclova, estado de Coahuila, posteriormente em várias regiões algodoeiras desse país latino da América do Norte (DEGRANDE, 1991).

No ano de 1932, alcança o Haiti e a partir daí inicia sua caminhada para o sul do continente americano: Venezuela (1949) e Colômbia (1950);

simultaneamente alastra-se pelo México, Texas e em 1982 atinge o estado da Califórnia localizado a oeste dos Estados Unidos (DEGRANDE, 1991).

No Brasil, a ocorrência inicial de bicudo foi constatada nas proximidades de Jaguariúna e Campinas, em fevereiro de 1983, sendo posteriormente detectada sua presença na Paraíba, em julho do mesmo ano. Alguns autores sugerem que o bicudo presente no Brasil, pode ter sido introduzido a partir dos Estados Unidos, nordeste do México, Haiti, República Dominicana, Venezuela ou Colômbia. Todavia algumas evidências morfológicas sugerem que o bicudo introduzido no Brasil, em São Paulo, seja proveniente do sudeste dos Estados Unidos, tendo sido introduzido no país possivelmente por avião e não por expansão natural do inseto. Evidências disponíveis indicam que a infestação da Paraíba, possivelmente, foi feita por meio de transporte de caroço de algodão proveniente de São Paulo (BURKE, 1986; DEGRANDE, 1991).

Outros municípios com campos infestados detectados no estado de São Paulo foram Santo Antônio da Posse, Americana, Piracicaba, Tietê e Tatuí. No final da safra 1983/1984, o bicudo já ocorria em quase todas as regiões produtoras de algodão de São Paulo, e no início da safra de 1984/85 todos os campos de algodão de 83 municípios paulistas estavam infestados pelo bicudo (área infestada de aproximadamente 100.000 ha). Após quatro anos da introdução da praga no Estado de São Paulo (safra 1987/88) todos os municípios produtores de algodão se encontravam infestados pelo bicudo (BASTOS et al., 2005; MATO GROSSO, 2007).

Em Minas Gerais, as primeiras infestações foram detectadas no final da safra 1984/85, nos municípios vizinhos ao Estado de São Paulo. Como na safra seguinte o governo do Estado proibiu o plantio de algodão nestes municípios, essa medida limitou a disseminação da praga para o sul, norte e nordeste de Minas Gerais. As primeiras infestações de bicudo detectadas no Paraná ocorreram em Barra do Jacaré e Maringá, em maio de 1987. Três anos após a detecção inicial (safra 1990/91), mais de 90% da área cultivada com algodão no Paraná estava infestada pela praga (BASTOS et al., 2005; MATO GROSSO, 2007).

Em Mato Grosso do Sul, os primeiros focos do inseto foram detectados em Taquarussu e Bataipora, em fevereiro de 1990; dois anos após a detecção inicial (1992), o bicudo já se encontrava disseminado por todas as regiões

produtoras do Estado. No Mato Grosso, o bicudo foi constatado inicialmente, em junho de 1993, em Mirassol D'Oeste e Cáceres, sendo disseminado posteriormente para os municípios da região de Rondonópolis, por intermédio do intercâmbio de sacarias usadas na região de São Paulo e reutilizadas no Estado de Mato Grosso. Mesmo decorridos vários anos após sua introdução no Estado, sua ocorrência permaneceu restrita, até 2001, àqueles municípios pioneiros no cultivo do algodão. A partir daí, constatou-se sua expansão para dois novos municípios: Campo Verde e Dom Aquino, dispersando-se posteriormente e de forma muito rápida para Primavera do Leste, Poxoréo, Santo Antônio do Leste e Novo São Joaquim (BASTOS et al., 2005).

Em Goiás, a ocorrência inicial do bicudo foi detectada nos municípios de Itumbiara, Cachoeira Dourada, Inaciolândia e Panamá, em 20 de maio de 1996. Dois anos após a detecção inicial (safra 1998/99), a área infestada já correspondia a 85% da área cultivada (BASTOS et al., 2005; MATO GROSSO, 2007).

No Estado da Paraíba, município de Ingá, o bicudo foi detectado em 4 de julho de 1983. Em dezembro do mesmo ano, mais de 90% da área cultivada com o algodoeiro no agreste da Paraíba, já se encontrava infestada pela praga. Já em Pernambuco, a primeira constatação do inseto deu-se em julho de 1983, no município de Toritama. Acredita-se que estas infestações foram decorrentes da dispersão natural do inseto a partir de áreas infestadas do agreste da Paraíba. Dois anos após, em 1985, o inseto já ocorria em lavouras de todo o Estado. No Rio Grande do Norte, as primeiras infestações por bicudo foram constatadas em 23 de julho de 1984, um ano após a constatação inicial do inseto na Paraíba. A ocorrência foi associada às áreas localizadas no seridó do Rio Grande do Norte, acreditando-se que a introdução nestas áreas foi feita a partir do Seridó da Paraíba. No final de 1985, todas as regiões produtoras de algodão do Estado já se encontravam infestadas. Neste mesmo ano, verificou-se a presença irrestrita do inseto em áreas localizadas no sul do Ceará, possivelmente oriundos do sertão da Paraíba ou do Rio Grande do Norte. Dois anos após (1987) o inseto já ocorria em todos os municípios produtores de algodão do Estado. Em 1986, detectou-se a presença do bicudo na região agreste do Estado de Alagoas, no município de Juazeiro na Bahia, nas regiões sul e norte do Piauí e no Maranhão. Um ano após sua introdução nestes

Estados, detectou-se que o inseto havia se dispersado por todas as áreas produtoras dos Estados do Piauí e do Maranhão. No Pará, a infestação de cultivos do algodoeiro pelo bicudo só ocorreu na década de 90, possivelmente introduzidos por imigrantes nordestinos quando da implantação de algumas áreas agrícolas. Apesar da existência de uma legislação específica, que regulamenta as ações a serem tomadas pelos produtores de algodão a fim de evitar o estabelecimento e dispersão da praga na região, boa parte dessas ações não são adotadas ou quando implementadas, são realizadas tardiamente, quando seus efeitos sobre a praga já não são os mesmos caso as ações fossem tomadas no prazo previsto (BASTOS et al., 2005; MATO GROSSO, 2007).

É muito importante considerar a flutuação populacional do bicudo, pois este tem um comportamento muito particular em diversos aspectos, tais como a hibernação e sobrevivência na entressafra, população imigrante, população de estabelecimento e população emigrante (BUSOLI et al., 1994 citado por BELLIZI et al., 2007).

O bicudo-do-algodoeiro é uma praga com grande capacidade de dispersão. Segundo KIM e SAPPINGTON (2004) a movimentação de bicudos de áreas infestadas para áreas erradicadas ou recém erradicadas pode ocorrer naturalmente por meio do vôo ou inadvertidamente pela ação humana. Este inseto entrou pela primeira vez nos Estados Unidos (EUA) por meio da dispersão natural vinda do México em 1892 pela ponta sul do Texas, e sua habilidade para dispersar fica evidente pelo seu histórico, pois sua capacidade de expansão é de 64-193 Km/ano. Dados de armadilhas indicam que a propagação do bicudo por meio de áreas previamente infestadas no sul do Brasil podem ocorrer à taxa de 97 Km no período de três dias e 160 Km no período de nove dias. Indivíduos marcados tem sido recapturados de 105-272 Km desde o ponto onde foram deixados. Portanto, sabemos que bicudos podem se dispersar a longas distâncias, mas a frequência e padrões geográficos de tais movimentos de longa distância são ainda desconhecidos (KIM e SAPPINGTON, 2004).

A maior distância que bicudos marcados voaram em um dia foi de 48 Km em setembro e outubro. A distância máxima foi de 272 Km, desde Jimenez, MX, até Brownsville, TX, EUA em 6-7 semanas durante setembro e outubro.

Bicudos marcados foram liberados em Santa Teresa, MX, em setembro de 1982 foram capturados a 8 Km de distância, 6-7 meses depois (março 1983) nos arredores de Brownsville, TX (GUERRA, 1988). No Brasil, especificamente no estado de São Paulo, CAMPANHOLA et al. (1988) citados por RIBEIRO (2007), também capturaram insetos em todo o período de entressafra e coletaram mais insetos em armadilhas colocadas em locais como matas, capineiras, bambuais, canaviais, bananais, nas bordas da lavoura de algodoeiro e distantes até 300 m da borda da cultura. RIBEIRO (2007), ao analisar a colonização e a progressão dos danos causados pelo bicudo na cultura do algodoeiro, no Distrito Federal, mostrou que o inseto foi capaz de encontrar e colonizar uma área isolada e distante aproximadamente 70 km das outras áreas de plantio de algodão, aumentando progressivamente sua população na primeira geração e estabelecendo-se na cultura.

2.2 MANEJO FITOSSANITÁRIO

Na tentativa de minimizar os efeitos decorrentes do uso de inseticidas para o convívio com as pragas das culturas, efeitos estes que emergiram a partir das descobertas das propriedades inseticidas do Dicloro-Difenil-Tricloroetano (DDT) após a segunda guerra mundial, surgiu a filosofia preconizada pelo Manejo Integrado de Pragas (BASTOS et al., 2006).

Muitas definições têm sido sugeridas para o termo MIP e muitas delas têm em comum três elementos: a adoção de múltiplas táticas (por exemplo, inimigos naturais, variedades resistentes e inseticidas) utilizadas de maneira compatível; a manutenção da densidade populacional das pragas abaixo de níveis que causam prejuízo econômico e a conservação da qualidade ambiental. Neste contexto, o termo pode ser definido como uma tecnologia de convívio com pragas, que combina vários meios, de forma a reduzir o padrão das pragas a níveis toleráveis, ao mesmo tempo em que contribui para a manutenção da qualidade ambiental. Ele recebeu especial atenção a partir da constatação do fenômeno da resistência de pragas a inseticidas, ressurgência de pragas primárias e erupção de pragas secundárias, além dos problemas ambientais (BASTOS et al., 2006).

A avaliação da densidade populacional de pragas em diferentes estágios da cultura fornece subsídios para a tomada de decisão, a qual é feita levando-se em conta níveis pré-estabelecidos ou toleráveis de ocorrência. Alguns dos termos mencionados na literatura sobre manejo integrado de pragas e relacionados ao processo de tomada de decisão incluem (BASTOS et al., 2006):

- Nível de dano (ND): a quantidade total de injúria que justifica o custo da adoção de medidas artificiais de controle. O dano econômico começa a ser verificado sempre que a quantidade de recurso monetário requerida para supressão da injúria do inseto se iguala à perda monetária potencial, advinda do ataque deste mesmo inseto;

-Injúria: o efeito da atividade da praga na fisiologia do hospedeiro, sendo usualmente deletério. Relacionado à praga e às suas atividades;

-Dano: perda mensurável na utilização do hospedeiro, incluindo quantidade de produção, qualidade ou estética. Relacionado à cultura e a sua resposta à injúria;

-Nível de dano econômico (NDE): a menor densidade de insetos ou o menor nível de injúria que será capaz de causar dano econômico. Como a injúria é mais difícil de ser estimada do que o número de insetos, este último normalmente é utilizado no processo de tomada de decisão e representa uma medida indireta da injúria tolerada pelas plantas.

As recomendações apresentadas para o MIP do algodoeiro na Austrália sugerem a utilização de, no mínimo, três diferentes tipos de técnicas de amostragem (contagem direta, pano de batida e redes entomológicas) durante o ciclo de desenvolvimento do algodoeiro. No Brasil, os planos de amostragem mais empregados na lavoura algodoeira são os planos de amostragem convencional e, em menor extensão, os de amostragem seqüencial (BASTOS et al., 2006).

A expansão do algodão, das áreas tradicionais para os cerrados, alterou radicalmente os padrões de cultivo. Até então esta cultura era plantada em pequenas áreas, até 20 hectares, o que proporcionava uso moderado de insumos, colheita manual, comercialização em caroço e utilização intensa de mão de obra. Com a dispersão do bicudo, poderão surgir gerações de insetos

adaptadas a esse ecossistema, dificultando e onerando o seu controle (MATO GROSSO, 2007).

No caso do bicudo, a principal mudança foi o aumento no uso de misturas de inseticidas ou a substituição total dos organoclorados pelos organofosforados. Este fato, e a ocorrência de outras pragas na cultura algodoeira, forçaram a implementação da filosofia de Manejo Integrado de Pragas (MIP) na cultura algodoeira (BASTOS et al., 2006).

As estimativas indicam que seriam necessários de US\$ 30,00 a US\$ 40,00 para apenas uma aplicação de inseticida, por hectare, para controle do bicudo-do-algodoeiro. Se considerarmos uma área média anual de cultivo em torno de 300.000 hectares, seriam necessários 12 milhões de dólares, para apenas uma aplicação de inseticida, visando o controle do bicudo, mantendo-o a níveis economicamente viáveis, caso esse se generalize pelo estado do Mato Grosso (MATO GROSSO, 2007).

Controle legislativo

O governo brasileiro com a proposição de adotar medidas para o controle efetivo do bicudo-do-algodoeiro adotou medidas legislativas para a proteção da cotonicultura nacional. Entre essas medidas está a publicação das portarias e instruções normativas: 1-Portaria nº 75, de 16 de junho de 1993, que estabelece normas sobre exigências, critérios e procedimentos a serem adotados para a prevenção e controle do bicudo do algodoeiro; Portaria nº 77, de 16 de junho de 1993, que determina prazos para destruição dos restos culturais e autoriza a concessão de crédito rural somente a quem tenha tido perdas; 3-Portaria nº 116, de 16 de junho de 1994, que prorroga o prazo estabelecido no Art. 1º da Portaria DAS nº 77/93, para destruição dos restos culturais de algodão; 4-Instrução Normativa nº 38, de 14 de outubro de 1999, que estabelece a lista de pragas quarentenárias A₁, A₂ e Não Quarentenárias Regulamentadas; 5-Instrução Normativa nº 6, de 13 de março de 2000, que estabelece modelo de CFO e de CFOC; 6-Instrução Normativa nº 11, de 27 de março de 2000, que estabelece modelo de Permissão de Trânsito; 7-Instrução Normativa nº 19, de 18 de abril de 2006 (Anexo B).

Apesar da existência de uma legislação específica, que regulamenta as ações a serem tomadas pelos produtores de algodão a fim de evitar o estabelecimento e dispersão da praga na região, boa parte dessas ações não é adotada ou quando implementadas, são realizadas tardiamente, quando seus efeitos sobre a praga já não são os mesmos, caso as ações fossem tomadas no prazo previsto (MATO GROSSO, 2007).

Amostragem e monitoramento

Quando os bicudos entram em uma lavoura algodoeira, o número necessário de indivíduos para causar dano econômico depende de fatores tais como condições fisiológicas da planta hospedeira, estágio fenológico e condições ambientais. A fecundidade (número de ovos/fêmea) é maior nas fêmeas de primeira geração do que nas fêmeas mais tardias, principalmente devido à maturidade da planta e à redução no número de botões disponíveis à oviposição das fêmeas acasaladas tardiamente. As taxas de incremento da população por geração têm sido estimadas em torno de 1 a 9,6 vezes, dependendo das condições ambientais. O número de adultos necessário para causar dano econômico é relativamente baixo: alguns autores detectaram que populações de 14, 25, 50 e 100 bicudos recém saídos da hibernação/acre (0,4 ha) eram capazes de danificar 0, 28, 46, 66 e 83% dos botões disponíveis, respectivamente, enquanto adultos de segunda geração danificaram de 84 a 96% dos botões. Outros estudos relatam que mais de 50% dos botões apresentavam puncturas quando a população F1 excedia 1.000 indivíduos/acre (0,4 ha), e que mais de 80% dos botões apresentavam puncturas, quando a população excedia 2.000 indivíduos/acre (0,4 ha) (BASTOS et al., 2005; MIRANDA, 2006).

O método de monitoramento utilizado para a amostragem do bicudo-do-algodoeiro varia de acordo com o estágio de desenvolvimento da cultura e visa auxiliar na tomada de decisão de controlar ou não a população da praga presente no campo. No início do cultivo, as armadilhas de feromônio são usadas para detectar os adultos do bicudo que venham a colonizar a lavoura. A eficiência da armadilha é inversamente proporcional ao nível populacional, e pode ser de 100% antes dos botões estarem disponíveis e com populações de

menos que 1 bicudo/4 ha. Existem vários modelos de armadilha no mercado e diferentes fabricantes do feromônio sexual do inseto. Em geral, os fabricantes de armadilhas e feromônios possuem uma recomendação a ser adotada para a instalação de armadilhas no campo (distância entre elas) e para o uso de feromônio (intervalo de troca) (BASTOS et al., 2006; MIRANDA, 2006).

Há recomendações para se utilizar uma armadilha a cada 100 metros, a partir da periferia dos talhões (onde a colonização pelo inseto se inicia) em sentido horário, com intervalo de troca do feromônio a cada 15 dias. Todavia, devido ao fato de muitas dessas recomendações serem empíricas, estudos adicionais a esse respeito precisam ser realizados. De qualquer maneira, recomenda-se a identificação das armadilhas e dos talhões amostrados, de tal forma a possibilitar o reconhecimento dos talhões infestados quando da amostragem, e do histórico de infestação dos talhões. Na amostragem deve-se avaliar no mínimo 100 botões florais de 10 dias de idade/semana/talhão (tamanho da borracha de um lápis). Sempre que o nível de controle é atingido (10 a 15 % de pequenos botões com sintomas de puncturas do inseto), a decisão é a de tratamento da área. Segundo a recomendação do CNPA (1985) citada por BASTOS et al. (2006), a partir do surgimento dos primeiros botões florais, deve-se iniciar a amostragem, a intervalos de cinco dias, caminhando pela lavoura em zigue-zague e examinando-se ao acaso, um botão floral/planta, até se examinarem 100 botões. O exame dos botões deve se concentrar na procura por sintomas de oviposição e/ou alimentação, sendo que ações de controle devem ser tomadas no caso da detecção de 10 botões dos 100 avaliados com sintomas de ataque dos insetos. Não sendo atingido o nível de controle, a amostragem deve prosseguir, sendo que se deve procurar utilizar talhões homogêneos de até 10 ha de extensão nestas amostragens (BASTOS et al., 2006; MIRANDA, 2006).

Controle biológico

Segundo BASTOS et al. (2005) e MIRANDA (2006), o controle biológico, apesar de atualmente não ser muito utilizado como tática auxiliar na redução das densidades populacionais de bicudo, possui potencial de incorporação no manejo integrado da praga. Constituem-se em inimigos naturais da praga:

Predadores: as formigas lava-pé, pertencentes ao gênero *Solenopsis* constituem-se nos únicos predadores-chave de estágios imaturos do bicudo do algodoeiro. Essas formigas atacam as larvas de bicudo, quando estas se encontram no interior dos botões florais. As limitações em relação à predação imposta pelas formigas lava-pé é que esta geralmente não ocorre em botões florais verdes e que ainda estejam ligados às plantas ou maçãs verdes que ainda não se abriram. Entretanto, após o botão ter caído ao chão e começado a se decompor, as formigas facilmente escavam um orifício, entram e matam o inseto dentro da estrutura em que este se localiza. No Texas, a taxa de predação imposta por estes insetos varia de 0% no oeste onde elas estão ausentes, a 100% no leste do Estado, onde elas estão presentes. Nos campos onde estes predadores estão presentes, é comum cultivar-se o algodoeiro sem a necessidade da utilização de inseticidas para o controle do bicudo, especialmente se práticas como plantio tardio e destruição antecipada de soqueiras também são empregados. Em áreas localizadas no leste do Texas, uma densidade de 0,4 formiga/planta foi suficiente para controlar as populações de bicudo em 90% das vezes. A remoção das formigas das lavouras algodoeiras resultava na ressurgência de populações de bicudo comparada aos campos onde as populações foram mantidas inalteradas. Além de serem capazes de predação de larvas e adultos recém emergidos de bicudo, as formigas lava-pé podem se alimentar ainda da lagarta da maçã, lagarta rosada e de cigarrinhas que ocorrem infestando o algodoeiro.

Parasitóides: um dos parasitóides com maior potencial de utilização contra o bicudo atualmente é o ectoparasitóide *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera: Pteromalidae). Este inseto foi introduzido nos EUA durante a década de 70 e liberado em campos experimentais no estado do Mississippi. Em testes iniciais, os cientistas detectaram altas taxas de parasitismo, porém devido à ineficiência do parasitóide em se estabelecer nos locais de liberação, não foi possível o seu uso em um programa de controle biológico. Ele foi reintroduzido e liberado uma década depois no Texas, sendo que os métodos de criação deste parasitóide progrediram consideravelmente entre 1985 e 1992, dispondo-se inclusive de metodologias de criação, tornando sua utilização possível em programas de controle biológico por incremento, naquela região. O parasitóide é capaz de atacar a fase larval da praga, reduzindo o

potencial de incremento populacional do inseto (uma vez que cada fêmea fecundada do bicudo é capaz de produzir de 100 a 300 ovos), tornando a criação massal do mesmo promissora, visando futuras liberações inundativas. No Brasil, alguns testes com este parasitóide têm sido realizados. Em um ensaio realizado pela Embrapa Algodão, verificou-se que liberações inundativas do parasitóide *C. grandis* mostrou impacto potencial contra *A. grandis*, e que o parasitóide demonstrou clara preferência por larvas de terceiro ínstar da praga, proporcionando significativa mortalidade durante este estágio de desenvolvimento. Porém, testes adicionais ainda precisam ser realizados, visando adequação das dietas artificiais desenvolvidas para o parasitóide, bem como avaliação de sua eficiência de parasitismo nas diversas regiões de cultivo do algodoeiro no Brasil. Uma outra maneira de favorecer o incremento das populações deste parasitóide nas lavouras seria por meio da utilização de inseticidas seletivos às pragas, preservando a população do parasitóide. Inseticidas como spinosad e tebufenozide mostraram-se como pouco tóxicos a *C. grandis*; endosulfan e cyfluthrin com toxicidade média e fipronil, malathion, dimethoate, parathion methyl e acephate com alta toxicidade para o parasitóide. A conservação das populações naturalmente incidentes de *C. grandis* pode ser feita por meio da catação de botões florais, flores e maçãs do algodoeiro caídas ao solo, em locais de ocorrência deste parasitóide, acondicionando-os em recipientes vedados com tecidos ou telas até a emergência para posterior re-liberação na lavoura. Estes recipientes podem ser caixas teladas, com malha adequada para a emergência do parasitóide, distribuídas na lavoura para favorecer o estabelecimento do parasitóide na área. Um outro parasitóide que possui potencial de utilização para controle de bicudo no Brasil são aqueles pertencentes ao gênero *Bracon* (*Bracon vulgaris* Ashmead e *Bracon* spp., Hymenoptera: Braconidae). A espécie normalmente encontrada nas condições brasileiras é o *B. vulgaris*, embora outras espécies ocorram naturalmente, porém em menor extensão. Estes parasitóides são capazes de colonizar a fase larval e pupal do bicudo e da lagarta rosada. As fêmeas de *B. vulgaris* possuem atividade reprodutiva diurna uma vez que pousam sobre o botão floral, tocam a superfície do mesmo com as antenas, param e introduzem o ovipositor. Caso não encontrem a larva em um primeiro instante, a fêmea insiste na procura, introduzindo o ovipositor em locais

diferentes do botão e não encontrando o hospedeiro, abandonam-no procurando por outro botão. Uma vez encontrado o hospedeiro, este é anestesiado e inicia-se o ato de oviposição. As fêmeas depositam de um a sete ovos sobre ou perto da larva do hospedeiro. As larvas recém-eclodidas localizam-se por todo o corpo do hospedeiro, completando seu desenvolvimento em cerca de quatro dias. Após este período, elas abandonam o hospedeiro e tecem seu casulo dentro do botão floral, de onde irá emergir o adulto.

Evidências têm demonstrado que de maneira geral maior índice de parasitismo está associado a larvas que se encontram localizadas em estruturas (maçãs e botões) caídas ao solo. No caso do bicudo, o parasitismo foi da ordem de 23,48% em maçãs caídas ao solo e de 16,73% em maçãs ligadas às plantas. No entanto, estas observações são iniciais e necessitam de maiores comprovações.

Patógenos: são microrganismos parasíticos que causam doenças, desbalanceando as atividades normais dos tecidos ou células do hospedeiro. No caso do bicudo, tem-se que algumas cepas das bactérias *Bacillus thuringiensis* têm demonstrado toxicidade ao inseto, sendo que a Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia vem trabalhando na seleção destas cepas. A bactéria é tóxica às larvas do inseto, e as proteínas tóxicas da bactéria possuem potencial de serem incorporadas em plantas geneticamente modificadas. As larvas contaminadas pela bactéria adquirem uma coloração escura e seu corpo torna-se flácido. Em relação aos fungos entomopatogênicos, larvas e adultos do bicudo podem ser infectados pelos fungos a partir do intestino, pelos espiráculos e pela superfície do tegumento, sendo estes fungos pertencentes ao gênero *Metarhizium* e *Beauveria*. Em geral, as espécies de maior importância no controle do bicudo têm sido *M. anisopliae* (Wetsch.) Sorok e *B. bassiana* (Bals.) Vuill. Os insetos contaminados pelos fungos adquirem um formato enrijecido, e na fase de esporulação, em geral, apresentam coloração branca (no caso de *Beauveria*) ou verde (no caso de *Metharizium*) (BASTOS et al., 2005).

Controle químico

A produção agrícola tem gerado divisas milionárias para os países que investem na agricultura, porém os prejuízos ao meio ambiente advindos das intensas práticas agrônômicas são incontáveis e, em alguns casos, irreversíveis. Só como exemplo, a utilização excessiva de fertilizantes tem produzido elevadas quantidades de nitrato, contaminando a água dos rios; o mesmo prejuízo tem ocorrido com os resíduos de agrotóxicos, prejudicando a saúde humana e a microflora do solo (CONWAY, 1998).

Considerando-se apenas o aspecto dos agrotóxicos, a necessidade de seu uso nas grandes culturas é justificada pelas perdas expressivas que as pragas provocam na agricultura; no entanto, é uma das práticas agrícolas mais agressivas ao meio ambiente e também uma das mais caras no sistema de produção. O controle efetivo desse inseto é feito por meio do uso intenso de inseticidas químicos (WOLFENBERGER et al., 1997). A cultura do algodão demanda elevado investimento em agrotóxicos devido ao complexo de pragas que a atacam, em especial o bicudo-do-algodoeiro. Segundo SHAH et al. (1995), só com inseticidas são gastos, anualmente, entre US\$ 3 e 5 bilhões no mundo, de cujo total, US\$ 645 milhões são gastos com a cultura do algodão.

No Brasil, aproximadamente 70 moléculas estão registradas para o controle de *A. grandis* na cultura do algodoeiro. Essas moléculas estão inseridas nos principais grupos químicos: piretróides, carbamato, organofosforado, ciclodieno clorado, terpenos, neonicotinóides e metilcarbamato de oxima. A lista oficial de inseticidas registrados para o controle de *A. grandis* pode ser consultada a partir da página eletrônica do MAPA junto ao Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários (AGROFIT): <http://www.agricultura.gov.br>.

Controle comportamental

Segundo BASTOS et al (2005) e MIRANDA (2006), o controle com base no comportamento dos insetos é composto por métodos que se baseiam no conhecimento profundo da fisiologia destes organismos a fim de manipulá-la, para controle ou contenção dos surtos populacionais de pragas. Existem vários

tipos de feromônios, sendo que os sexuais são aqueles normalmente utilizados para atração do sexo oposto e, quando disponíveis na forma sintética, podem ser utilizados como técnicas auxiliares ao controle de pragas. No caso do bicudo, a pesquisa científica detectou há algum tempo que existia resposta de fêmeas do inseto ao feromônio emitido pelos machos. Mais tarde, descobriu-se que o feromônio era excretado pelos machos, nas fezes, após se alimentarem de botões florais ou maçãs pequenas. O feromônio foi isolado, identificado e sintetizado, possuindo quatro compostos constituintes, que foram denominados de grandlure. Atualmente, o feromônio é comercializado, visando sua utilização em armadilhas destinadas a monitorar a praga, mesmo quando esta esteja em baixas densidades populacionais. Apesar do uso do feromônio do inseto visando controle ser restrito, alguns autores recomendam que se utilize pulverização da substância na periferia da cultura para atrair e agregar adultos, pulverizando-se posteriormente estas faixas com inseticidas, de modo a evitar a pulverização na área total. O produto vem sendo pesquisado visando utilização nos primeiros 80-90 dias da implantação da cultura, pois a partir do florescimento das plantas, ele parece perder sua finalidade, em relação à agregação das fêmeas. Todavia, considerando que muitas destas recomendações ainda se encontram sob avaliação, seu emprego tem uso restrito. Um outro uso do feromônio glandlure é nos “tubos mata-bicudo” visando atrair as fêmeas para o tubo, que é impregnado com inseticida, além de uma substância adesiva.

Um grande número de bicudos passa a entressafra próximo da área onde se criaram na safra anterior, mas alguns podem entrar em hibernação facultativa a mais de 40 km dos locais originais e colonizar, na safra seguinte, áreas diferentes da original. Considerando que o algodoeiro é plantado, geralmente nas mesmas áreas, anualmente, a maioria dos bicudos não caminha longas distâncias. Alguns trabalhos indicam que o algodoeiro, em fase de produção de botões florais, flores e maçãs, por si só, atrai bicudos a uma distância de 30 cm ou menos. Outras pesquisas concluem que a colonização de lavouras por bicudos oriundos de entressafra, não ocorre ao acaso, mas está associada à emissão de botões florais pelas plantas e posteriormente pela atração exercida por feromônios dos primeiros bicudos que chegam e se alimentam (BASTOS et al., 2005; MIRANDA, 2006).

Controle varietal

Na cultura do algodoeiro, o uso de cultivares que visam à redução de insumos e de outras variáveis sobre o custo total de produção, promovendo conseqüentemente a sustentabilidade ambiental, é de extrema importância. Atualmente, as seguintes cultivares de algodão geneticamente modificadas plantadas no mundo desde 1996 e os respectivos países são: 1-resistência a insetos lepidópteros (lagarta-da-espiga, lagarta rosada, lagarta da maçã): Estados Unidos (1995), Austrália (1996), Japão, México, África do Sul (1997), Argentina (1998), China, Índia (2002), Brasil (2005); 2-tolerância ao herbicida sulfoniluréia: Estados Unidos (1996); 3- resistência a insetos lepidópteros e tolerância a herbicida à base de bromoxinil: Japão (1997), Estados Unidos (1998); 4- tolerância a herbicida à base de bromoxil: Estados Unidos (1994), Japão (1997); 5-tolerância ao herbicida glufosinato do amônio: Estados Unidos (2003), Austrália (2006); 6- tolerância ao herbicida glifosato e resistência a insetos lepidópteros: Estados Unidos (2001), Austrália (2002); 7- tolerância ao herbicida glifosato: Estados Unidos (1995), Argentina (1999), Austrália, África do Sul (2000) (CONSELHO..., 2007).

Entretanto, para o bicudo essa área de pesquisa foi abandonada passando o controle químico a ser o método mais utilizado pelos produtores mundiais (BASTOS et al., 2005).

Controle cultural

As medidas de controle cultural que podem ser adotadas para redução do potencial de injúria de *A. grandis* incluem a uniformização da época de plantio e, sempre que possível, o plantio em uma mesma região deve ser uniformizado a fim de reduzir a densidade de insetos migrantes entre um cultivo e outro. A legislação estadual atual recomenda que não se utilize uma janela de plantio superior a 60 dias, apesar dessa medida não ser seguida pela maioria dos produtores. O grande intervalo entre plantios e colheitas favorece a migração da praga entre cultivos, aumentando o número de gerações do inseto/ano agrícola e as populações migrantes na entressafra (BASTOS et al., 2005; MIRANDA, 2006; OLIVEIRA et al., 2006).

O espaçamento, densidade e altura de plantas são características que devem ser ajustadas de forma a possibilitar um manejo adequado da cultura, em termos de aplicação de defensivos, pois plantios muito estreitos além de não permitirem boa cobertura das plantas quando da pulverização de pesticidas, podem alterar o microclima da lavoura favorecendo a ocorrência de pragas. A utilização de plantas-isca ou culturas-isca que são semeadas em pequenas faixas, em torno de 20 a 30 dias antes do plantio definitivo e normalmente consistem na implantação de uma ou mais linhas de cultivo do algodoeiro próximo às matas (pontos iniciais de migração das populações), visando atrair e agregar os bicudos sobreviventes da entressafra (BASTOS et al., 2005; MIRANDA, 2006; OLIVEIRA et al., 2006).

A prática da catação e destruição (queima) dos botões florais e maçãs caídos no solo e que se encontrem infestados pelo bicudo, com isso irá diminuir o inóculo da praga (já que se destrói ovos, larvas e pupas do bicudo), reduzindo com isso o potencial de injúria do inseto. A destruição dos restos culturais envolve não somente a roçada, mas a destruição completa da soqueira, a fim de evitar sua rebrota, o que contribuiria para reinfestação/manutenção da praga na lavoura. Essa medida, visa impedir que a praga mantenha-se na lavoura, sendo parte da população controlada pela ação física de controle (esmagamento) e por inanição, pois na ausência de um hospedeiro adequado, grande parte dos insetos pode morrer de fome, contribuindo para redução da população migrante entre safras (BASTOS et al., 2005; MIRANDA, 2006; OLIVEIRA et al., 2006).

É importante deixar pequenas faixas de restos culturais ou da soqueira, a fim de agregar os adultos que estarão migrando das lavouras para os sítios de “hibernação” no período pós-colheita, para então exercer ações de controle sobre os mesmos. As faixas são então pulverizadas com inseticidas periodicamente, contribuindo para redução da população migrante e a utilização de plantas, como sorgo, circundando as lavouras, já que elas podem fornecer fonte de néctar para os parasitóides da praga. A recomendação para a rotação de cultura consiste no plantio alternado, em anos sucessivos, de culturas que não sejam hospedeiras do bicudo do algodoeiro, reduzindo, dessa forma suas populações, pela falta da planta hospedeira, e contribuindo para

quebra do ciclo da praga (BASTOS et al., 2005; MIRANDA, 2006; OLIVEIRA et al., 2006).

Controle físico

O controle físico lança mão de métodos tais como o fogo, a radiação e o som para o controle de insetos. Apesar de ser de aplicação restrita no caso do controle de bicudo, tem alguma aplicabilidade no manejo da praga, quando associado a outras medidas. A prática de realizar catação de botões danificados pela praga, por exemplo, sempre vem associada à utilização do fogo para destruição das estruturas infectadas. De maneira similar, as armadilhas e o tubo mata-bicudo, utilizados com fim de amostragem e controle, respectivamente, são construídos em cores reconhecidamente atrativas a estes insetos (BASTOS et al., 2005; MIRANDA, 2006).

Programa de erradicação

De acordo com LAYTON (2002) os produtores de algodão do estado do Mississippi, EUA, mantêm o Programa de Manutenção da Erradicação do Bicudo-do-algodoeiro. As etapas do programa envolvem: 1-todos os produtores de algodão são obrigados a manter armadilhas de feromônios nos campos de cultivo e relatar imediatamente qualquer sinal do inseto ou a ausência de armadilhas nas áreas demarcadas; 2-aceso a todos os campos de cultivo do algodão para a colocação e manutenção das armadilhas; 3-evitar a destruição ou dano a qualquer armadilha; 4-como as armadilhas não são cem por cento confiáveis é preciso monitorar os botões florais de injúrias para a detecção de fêmeas ou de ovos colocados.

No Brasil, diante do potencial de reprodução do bicudo-do-algodoeiro, que poderá atingir até sete gerações em uma única safra, aliado ao alto custo de controle das pragas do algodoeiro, muitos produtores têm redução na lucratividade. Com o programa desenvolvido pelo INDEA/MT foi possível erradicar um foco do bicudo em uma lavoura de algodão. Aconteceu em 2002 em uma área de três mil hectares em Campo Novo do Parecis, MT. O esforço

do produtor em adotar todas as práticas que compõem o manejo integrado de pragas foi fundamental para erradicá-la (MATO GROSSO, 2007).

Após a publicação da Instrução Normativa MAPA nº 19/2006, de 18 de abril de 2006, que estabelece procedimentos para a implantação de Área Livre da Praga *A. grandis* (bicudo-do-algodoeiro), técnicos do INDEA/MT fizeram sua divulgação aos cotonicultores do Estado de Mato Grosso, para conhecimento dos procedimentos que proporcionam a obtenção de área livre do bicudo-do-algodoeiro (MATO GROSSO, 2007).

O Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, por meio da Portaria número 116/94 de 16/06/94-SDA-MAPA estabelece que, para a região Centro-Oeste, a destruição dos restos culturais do algodão deve ocorrer até 31 de agosto. Outro fator importante é o transporte, pois após a colheita de algodão, o trânsito de veículos que transportam produtos do algodoeiro, se intensifica, em determinadas rodovias, e o mau acondicionamento das cargas causa o derramamento de caroço, que poderá germinar posteriormente. Estas plantas se transformam em um meio potencial de multiplicação de pragas e favorecem sua dispersão natural. Por esta razão o INDEA/MT executa a eliminação destas plantas (MATO GROSSO, 2007).

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBERTS, B.; BRAY, D.; LEWIS, J.; RALF, M.; ROBERTS, K.; WATSON, J. D. (Ed.) **Molecular biology of the cell**. 3. ed. New York: Garland Publishing, 1994. 1294p.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE PRODUTOS DE ALGODÃO (ABRAPA.). Doha, algodão e desenvolvimento. **Jornal da Abrapa**, v. 8, n. 86, 2007. Disponível em: <<http://www.abrapa.com.br>>. Acesso em: 5 maio 2007.

ASSOCIAÇÃO MATOGROSSENSE DOS PRODUTORES DE ALGODÃO (AMPA). Disponível em: <<http://www.mtcotton.com.br>>. Acesso em: 2 jan. 2007.

BASTOS, C. S.; PEREIRA, M. J. B.; TAKIZAWA, E. K.; OHL, G.; AQUINO, V. R. **Bicudo-do-algodoeiro**: Identificação, Biologia, Amostragem e Táticas de Controle. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2005. 31p. (Circular Técnica, 79).

BASTOS, C. S.; PICANÇO, M. C.; SILVA, T. B. M. Sistemas de amostragem e tomada de decisão no manejo integrado de pragas do algodoeiro. **Revista Brasileira de Oleaginosas e Fibrosas**, Campina Grande, v. 10, n. 3, p. 1119-1146, 2006.

BELLIZI, N. C.; LOPES JUNIOR, H. D.; GUIMARÃES, R. R.; BISCAIA, J. C.; BOTEGA, D. B.; RIBEIRO, W. C.; RIBEIRO, V. C. **Controle de pragas do algodoeiro colorido BRS 200 Marron com inseticidas biológicos em Ipameri-GO**. Disponível em: <http://www.prp.ueg.br/06v1/ctd/pesq/inic_cien/eventos/sic2005/arquivos/agrarias/control_e_pragas.pdf>. Acesso: 14 jun. 2007.

BELTRÃO, N. E. M. **Breve história do algodão no nordeste do Brasil**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2003. 17p. (Documentos, 117).

BERNARD, P.; WAAGE, J. K. **Tackling species invasions around the world: regional responses to the invasive alien species threat**. Cape Town, South Africa:[S.l.], 2004. 40p. The Global Invasive Species Programme.

BOROWSKY, R. L. Estimating nucleotide diversity from Random Amplified Polymorphic DNA and Amplified Fragment Length Polymorphism data. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 18, n. 1, p. 143-148, 2001.

BRANDÃO, G. E.; MEDEIROS, J. X. de. Programa de C&T para o desenvolvimento do agronegócio: CNPq. In: CALDAS, R. de A.; PINHEIRO, L.E.L.; MEDEIROS, J.X. de; MIZUTA, K.; GAMA, G.B.M.N. da; CUNHA, P.R.D.L.; KUABARA, M.Y.; BLUMENSCHIN, A. (Ed). **Agronegócio brasileiro**: ciência, tecnologia e competitividade. Brasília: CNPq, 1998. p. 11-25.

BRANDÃO, M.; LACA-BUENDIA, J. P. Plantas **hospedeiras do bicudo do algodoeiro em Minas Gerais**. Belo Horizonte: EPAMIG, 1985. 39p. (Boletim Técnico, n. 21).

BRASIL. COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO (CONAB). Disponível em: < <http://www.conab.gov.br> >. Acesso em: 2 jan. 2007.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). **Agronegócio brasileiro: desempenho do comércio exterior**. 2. ed. Brasília: Secretaria de Relações Internacionais do Agronegócio, 2006a.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). **Balança Comercial do Agronegócio**. Brasília: Secretaria de Relações Internacionais do Agronegócio, 2007. Disponível em: < <http://www.agricultura.gov.br> >. Acesso em: 11 jun. 2007.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). **Plano Nacional de Agroenergia**. Brasília: Secretaria de Relações Internacionais do Agronegócio, 2006b. Disponível em: < <http://www.agricultura.gov.br> >. Acesso em: 10 maio 2007.

BURKE, H. R. Situação taxonômica do bicudo-do-algodoeiro no Brasil e em outras áreas da América do Norte e do Sul. In: BARBOSA, S., LUKEFAHR, M. J., BRAGA SOBRINHO, R. **O Bicudo-do-algodoeiro**. Brasília: EMBRAPA-DDT, 1986. 314p.

BURKE, H. R.; CLARK, W. E. *Cienfuegosia drummondii* as host of the boll weevil, *Anthonomus grandis*, in South Texas. In: CONFERENCE ON BOLL WEEVIL SUPPRESSION, MANAGEMENT AND ELIMINATION TECHNOLOGY, 1974, Memphis, Tennessee. **Proceedings...** [S.l.: s.n.], 1974. p. 12-21 (U.S. Agric. Res. Rep. ARS-S-171, 1976).

COAD, B. R. Feeding habits of the boll weevil on plants other than cotton. **J. Agric. Res.**, v. 2, p. 235-245, 1914.

CONSELHO DE INFORMAÇÕES SOBRE BIOTECNOLOGIA. **Guia do algodão**. Tecnologia no campo para uma indústria de qualidade. 2007. Disponível em < http://www.cib.org.br/em_dia.php?id=869 >. Acesso em: 19 jun. 2007.

CONWAY, G. **Uma agricultura sustentável para a segurança alimentar mundial**. Brasília: Embrapa-SPI; Petrolina, PE: Embrapa-CPATSA, 1998. 68p.

CORRÊA, S. T.; COUTO, E. P. **A história do algodão no Brasil e seu desenvolvimento no estado de Mato Grosso, o atual maior produtor do país**. Uberlândia: Universidade Federal de Uberlândia. Instituto de Economia. Disponível em: < http://www.propp.ufu.br/revistaeletronica/humana2003a/a_historia.pdf >. Acesso em: 5 jun. 2007. 30p.

CROSS, W. H.; LUKEFAHR, M. J.; FRYXELL, P. A.; BURKE, H. R. Host plant of the boll weevil. **Environmental Entomology**, v. 4, n. 1, p. 19-26, 1975.

CROSS, W.H. Biology, control and eradication of the boll weevil. **Annual Review of Entomology**, v. 18, p. 17-46, 1973.

CRUZ, V. R. da. **Instruções para o manejo integrado das pragas do algodão**. Campinas: Coordenadoria de Assistência Técnica Integral, 1989. 46p. (CATI. Instrução Prática, 244).

DEGRANDE, P. **Bicudo-do-algodoeiro: manejo integrado**. Dourados: UFMS, EMBRAPA-UEPAE Dourados, 1991. 142 p.

FAO. **Glossary of phytosanitary terms**. Rome: Secretariat of the International Plant Protection Convention of the Food and Agriculture Organization, 2006. (ISPM n. 5).

FERREIRA, M. E.; GRATTAPAGLIA, D. **Introdução ao uso de marcadores moleculares em análise genética**. 3. ed. Brasília, DF: EMBRAPA-CENARGEN, 1998.

FRYXELL, P. A. ; LUKEFAHR, M. J. *Hampea* Shlecht: possible primary host of the cotton boll weevil. **Science**, v. 155, n. 3769, p.1568-1569, 1967.

FUNGARO, M. H. P. PCR na micologia. **Biotecnologia: Ciência & Desenvolvimento**, v. 3, p. 12-16, 2000.

FUTUYMA, D. J. **Biologia Evolutiva**. 2. ed. Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Genética, 1992.

GABRIEL, D. Longevidade do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boh., criado em hospedeiras alternativas no laboratório. **Arquivos do Instituto de Biologia**, São Paulo, v. 69, n. 3, p. 123-126, 2002.

GRODZICKER, T.; ANDERSON, C.; SAMBROOK, J.; MATHEWS, M. B. The physical mapping of temperature-sensitive mutations of adenoviruses. **DNA Virology**, v. 80, p. 111-126, 1974.

GUERRA, A. A. Seasonal boll weevil movement between northeastern Mexico and the Rio Grande Valley of Texas, USA. **Southwestern Entomologist**, v. 13, n. 4, p. 261-272, 1988.

HARDEE, D. D.; MITCHELL, E. B.; HUDDLESTON, P. P.; DAVICH, T. B. A laboratory technique for bioassay of plant attractants for the boll weevil. **Journal of Economic Entomology**, v. 59, n. 1, p. 240-241, 1966.

HARRY, M.; ROBIN, S.; LACHAISE, D. Use of polymorphic genetic markers (RAPDs) in evolutionary and applied entomology. **Annales de La Societe Entomologique de France**, v. 34, n. 1, p. 9-32, 1998.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE).
Estatística da Produção Agrícola. 22p. Disponível em <
<http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/ispa/default.shtm>>. Acesso em: 5 maio 2007.

JONES, R. W.; CATE, J. R.; MARTINEZ HERNANDEZ, E.; SALGADO SOSA, E. Pollen feeding and survival of the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) on selected plant species in northeastern Mexico. **Environmental Entomology**, v. 22, n. 1, p. 99-108, 1993.

KIM, K. S.; SAPPINGTON, T. W. Boll Weevil (*Anthonomus grandis* Boheman) (Coleoptera: Curculionidae) dispersal in the Southern United States: Evidence from mitochondrial DNA variation. **Environmental Entomology**, v. 33, n. 2, p. 13, 2004.

LANDRY, B. S.; DEXTRAZE, L.; BOIVIN, G. Random amplified polymorphic DNA markers for DNA fingerprinting and genetic variability assessment of minute parasitic wasp species (Hymenoptera: Mymaridae and Trichogrammatidae) used in biological control programs of phytophagous insects. **Genome**, v. 36, p. 580-587, 1993.

LAYTON, B. **The boll weevil in Mississippi: gone, but not forgotten**. Mississippi State: Mississippi State University Extension Service, 2002. p. 11. Disponível em: < <http://www.msucare.com> >. Acesso em: 15 nov. 2006.

LLOYD, E. P.; TINGLE, F. C.; GAST, R. T. Environmental stimuli inducing diapause in boll weevil. **Journal of Economic Entomology**, v. 60, p. 99-102, 1967.

LOU, K. F.; WEISS, M. J.; BRUCKNER, P. L.; MORRILL, W. L.; TALBERT, L. E.; MARTIN, J. M. RAPD Variation within and among geographic populations of wheat stem sawfly (*Cephus cinctus* Norton). **Journal of Heredity**, v. 89, n. 4, p. 329-335, 1998.

LUKEFAHR, M. J.; BARBOSA, S.; BRAGA SOBRINHO, R. Plantas hospedeiras do bicudo com referência especial à flora brasileira. In: BARBOSA, S.; LUKEFAHR, M. J.; BRAGA SOBRINHO, R. **O bicudo do algodoeiro**. Brasília, EMBRAPA-DDT, 1986. p.275-285. (Documentos, 4).

LUKEFAHR, M. J.; MARTIN, D. F. A native host plant of the boll weevil and other cotton insects. **Journal of Economic Entomology**, v. 55, n. 1, p. 150-151, 1962.

MANESSI, G. O. Plantas hospederas de *Anthonomus grandis* Boh. IN: MANESSI G., O. **Anthonomus grandis Boh**. "El picudo mexicano del algodonoero" "La super plaga". Santa Fé, Argentina: FULCPA, 1997.

MARIN, H. C. **El picudo del algodonoero treinta años de existencia em Colombia**. [S.l.]: Instituto Colombiano de Agropecuária, 1981. 19p. (Boletín Técnico, 81).

MATO GROSSO. INSTITUTO DE DEFESA AGROPECUÁRIA (INDEA). **Programa de prevenção e controle do bicudo-do-algodoeiro no estado de Mato Grosso**. Disponível em: < <http://www.indea.mt.gov.br> >. Acesso em: 15 jun. 2007.

MAXWELL, F. G.; JENKINS, J. N.; KELLER, J. C.; PARROT, W. L. An arrestant and feeding stimulants for the boll weevil in the water extract of cotton-plant parts. **Journal of Economic Entomology**, v. 56, n.4, p.449-454, 1963.

MCKIBBEN, G. H.; MITCHELL, E. B.; SCOTT, W. P.; HEDIN, P. A. Boll weevil are attracted to volatile oils from cotton plants. **Environmental Entomology**, v. 6, p. 804-806, 1977.

MELHO FILHO, G. A.; RICHETTI, A.; VIEIRA, R. C. M.; OLIVEIRA, A. J.; LOPES, M. R. Cadeia produtiva do algodão: eficiência econômica e competitividade no centro-oeste. In: VIEIRA, R. C. M. T.; TEIXEIRA FILHO, A. R.; OLIVEIRA, A. J.; LOPES, M. R. (Ed.). **Cadeias produtivas no Brasil**. Análise da competitividade. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia; Embrapa. Secretaria de Administração Estratégica, 2001. 469p. Cap. 4, p. 77-108.

MELO, E. K. A. *Thespesia populnea* (L.) - Algodão do Pará no Estado de São Paulo. **Boletim Técnico FEMECAP**, Campinas, n. 2, p. 1-9, 1985.

MIRANDA, J. E. **Manejo de pragas do algodoeiro no Cerrado Brasileiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2006. 22p. (Circular Técnica, 98).

NAKANO, O. Bicudo: a praga mais importante do algodão. **Agroquímica**, São Paulo, v. 21, p. 10-14, 1983.

OLIVEIRA, I. R.; CARVALHO, H. W. L.; MOREIRA, M. A. B.; RIBEIRO, S. S. **Manejo dos restos culturais (soqueira) do algodoeiro como ferramenta de combate às pragas**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2006. 7p. (Circular Técnica, 41).

OLIVEIRA, M. R. V.; NÁVIA, D.; VALOIS, A. C. C.; BATISTA, M. F.; MARTINS, O. M.; TENENTE, R. C. V.; MICHEREFF FILHO, M.; MARQUES, A. S. A. A.; MENDES, M. A. S. Bioinvasões. In: OLIVEIRA, M. R. V. (Ed.). **Segurança biológica para a agropecuária e meio-ambiente**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. 292p.

OLIVEIRA, M. R. V.; NEVILLE, L. E.; VALOIS, A. C. C. **Importância ecológica e econômica e estratégias de manejo de espécies invasoras exóticas**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2001. (Circular Técnica, 8).

OLIVEIRA, M. R. V.; VALOIS, A. C. C.; VILARINHO, K. Segurança biológica para os recursos genéticos. In: NASS, L. **Recursos Genéticos vegetais**. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2007. 858p. Cap. 5, p. 171-192.

- OLIVEIRA, R. de C.; NUNES, F. de M. F.; CAMPOS, A. P. S.; VASCONCELOS, S. M. de; ROUBIK, D.; GOULART, L. R.; KERR, W. E. Genetic divergence in *Tetragonisca angustula* Latreille, 1811 (Hymenoptera, Meliponinae, Trigonini) based on RAPD markers. **Genetics and Molecular Biology**, v. 27, n. 2, p. 181-186, 2004.
- PÉREZ, T.; ALBORNOZ, J.; DOMINGUEZ, A. An evaluation of RAPD fragment reproducibility and nature. **Molecular Ecology**, v. 7, p. 1347-1357, 1998.
- PONCHIO, L. A. **Paridade de preços nos mercados nacional e internacional do algodão e a competitividade da cotonicultura brasileira**. 2001. 48 p. Monografia (Graduação) – Universidade de São Paulo. Escola Superior de Agronomia “Luiz de Queiroz”, Piracicaba.
- RABOUAM, C.; COMES, A. M.; BRETAGNOLLE, V.; HUMBERT, J. F.; PERIQUET, G.; BIGOT, Y. Features of DNA fragments obtained by random amplified polymorphic DNA (RAPD) assays. **Molecular Ecology**, v. 8, p. 493-503, 1999.
- RAMALHO, F. S.; GONZAGA, J. V.; SILVA, J. R. B. Métodos para determinação das causas de mortalidade natural do bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 28, p. 877-887, 1993.
- RAMALHO, F. S.; MEDEIROS, R. S.; LEMOS, W. P. Bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae). In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.; CANTOR, F. (Ed.) **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 113-119.
- RAMALHO, F. S.; SANTOS, R. F. Impact of the introduction of the cotton boll weevil in Brazil. In: CONSTABLE, G. A.; FORRESTER, N. W. (Ed.). **Challenging the future**. Brisbane: CSIRO, 1994. p. 466-474.
- RAMALHO, F. S.; WANDERLEY, P. A. Ecology and management of the boll weevil in South American cotton. **American Entomologist**, v. 42, n. 1, p. 41-47, 1996.
- REGINATO, L. C. A. Introdução à análise de marcadores moleculares. In: REGINATO, L. C. A.; COUTINHO, L. L. **Biologia molecular aplicada à produção animal**. Brasília, DF: EMBRAPA, 2001.
- RIBEIRO, P. A. **Ecologia do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Bohemam, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) no cerrado do Brasil central**. 2007. 112p. Tese (Doutorado) - Universidade de Brasília. Instituto de Ciências Biológicas, Brasília.
- RUMMEL, D. R.; ADKISSON, P. L.. Distribution of boll weevil-infested cotton fields in relation to overwintering habitats in the High and rolling Plains of Texas. **Journal of Economic Entomology**, v. 63, p. 1906-1909, 1970.

RUMMEL, D. R.; WHITW, J. R.; PRUITT, G. R. A wild feeding host of the boll weevil in West Texas. **Southwestern Entomologist**, v. 3, p. 171-175, 1978.

SAIKI, R. K. et al. Primer-directed enzymatic amplification of a DNA with a thermostable DNA polymerase. **Science**, v. 239, p. 487-491, 1988.

SCATAGLINI, M. A.; CONFALONIERI, V. A.; LANTERI, A. A. Dispersal of the cotton boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) in South America: evidence of RAPD analysis. **Genetica**, v. 108, p. 127-136, 2000.

SHAH, D. M.; ROMMENS, C. M. T.; BEACHY, R. N. Resistance to disease and insects in transgenic plants: progress and applications to agriculture. **TIBTECH**, v. 13, p. 362-368, 1995.

SOBRINHO, R. B.; LUKEFAHR, M. J. **Bicudo (*Anthonomus grandis* Boheman): nova ameaça à cotonicultura brasileira; biologia e controle.** Campina Grande: EMBRAPA ALGODÃO, 1983. (Documentos, 22).

STONER, A. *Sphaeralcea* sp as host of the boll weevil in Arizona. **Journal of Economic Entomology**, v. 61, n. 4, p. 1100-1101, 1968.

SUAZO, A.; MCTIERNAN, R.; HALL, H. G. Differences between African and European honey bees (*Apis mellifera* L.) in Random Amplified Polymorphic DNA (RAPD). **Journal of Heredity**, v. 9, p. 32-36, 1998.

SUZUKI, K. M.; SODRÉ, L. M. K.; ALMEIDA, F. S.; SOFIA, S. H. Variabilidade e estrutura genética de populações de *Euglossa truncata* (Hymenoptera, Apidae) de duas áreas urbanas, Londrina, PR. In: ENCONTRO PARANAENSE DE GENÉTICA, 7., 2004, Londrina. **Anais...** Londrina: Universidade Estadual de Londrina, 2004. 1CDROM.

TEIXEIRA, C. A. D.; ALVES, P. M. P. **Bicudo-do-algodoeiro: conhecer, prevenir, controlar.** Porto Velho: EMBRAPA-CPAF-Rondônia, 1996. 17p. (Circular Técnica, 26).

VASCONCELOS, S. M. Divergência genética entre populações de *M. rufiventris* (Hymenoptera, Apidae, Meliponinae). 1998, 49 f. Dissertação (Mestrado em Genética e Bioquímica) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 1998.

VIEIRA, R. C. M. T.; TEIXEIRA FILHO, A. R.; OLIVEIRA, A. J.; LOPES, M. R. (Ed.). **Cadeias produtivas no Brasil.** Análise da competitividade. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia/Embrapa. Secretaria de Administração Estratégica, 2001. 469 p.

WALDSCHMIDT, A. M.; BARROS, E. G. de; CAMPOS, L. A. O. A molecular marker distinguishes the subspecies *Melipona quadrifasciata quadrifasciata* and *Melipona quadrifasciata anthidioides* (Hymenoptera: Apidae, Meliponinae). **Genetics and Molecular Biology**, v. 23, n. 3, p. 609-611, 2000.

WALDSCHMIDT, A. M.; MARCO JUNIOR, P.; BARROS, E. G.; CAMPOS, L. A. O. Genetic analysis of *Melipona quadrifasciata* Lep. (Hymenoptera: Apidae, Meliponinae) with RAPD markers. **Brazilian Journal of Biology**, v. 62, n. 4B, p. 923-928, 2002.

WILLIAMS, J. G.; KUBELIK, A. R.; LIVAK, K. J.; RAFALSKI, J. A.; TINGEY, S. V. DNA polymorphisms amplified by arbitrary primers are useful as genetic markers. **Nucleic Acids Research**, v. 18, p. 6531-6535, 1990.

WOLFENBERGER, D. A.; HAMED, A. A.; LUTTRELL, R. G. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* against the boll weevil *Anthonomus grandis* Boh. (Coleoptera, Curculionidae). In: BELTWISE COTTON PRODUCTION RESEARCH CONFERENCE., 1997, [S.l.]. **Proceedings...** Memphis: National Cotton Council, 1997. p. 1296-1300.

CAPÍTULO 1

VARIABILIDADE GENÉTICA DE *Anthonomus grandis* BOHEMAN, 1843 (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE) NA REGIÃO DO DF

Resumo

Anthonomus grandis (bicudo-do-algodoeiro) foi detectado no Brasil em 1983 e logo se disseminou por todas as regiões de cultivo de algodão do país. De acordo com a literatura, a taxa de dispersão é de aproximadamente 160 a 300 km/ano em todas as regiões onde o inseto ocorre. Desde então, a produção brasileira de algodão varia de perdas no campo a custos para controlar a população de bicudo-do-algodoeiro, resultando em problemas econômicos, ambientais e sociais. É a praga mais destrutiva do algodão no Brasil. Este estudo foi realizado com o objetivo de otimizar um protocolo a partir da técnica RAPD para avaliar populações de bicudo-do-algodoeiro do Brasil, bem como para contribuir com o Manejo Integrado de Pragas (MIP). Bicudos-do-algodoeiro coletados em cinco áreas de produção na região do cerrado foram comparados. Embora a maior distância geográfica entre as áreas de produção seja de 13 km, os resultados mostraram que há variabilidade entre as populações de bicudo-do-algodoeiro, mostrando dois subgrupos distintos. A análise intrapopulacional da área da Cooperbrás também apresentou dois subgrupos distintos: um formado pelas subpopulações da pré-floração e da floração; e outro da subpopulação pós-floração.

Termos para Indexação: *Anthonomus grandis*, bicudo-do-algodoeiro, variabilidade genética, marcadores RAPD, medidas fitossanitárias.

Abstract

Genetic variability of *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) in the region DF

Anthonomus grandis (boll weevil) was detected in Brazil in 1983, and presently it has spread to all cotton growing regions of the country. According to literature, the rate of dispersal is approximately of 160 to 300 km per year in all regions where the insects occur. Since then, the high cost of Brazilian's cotton production, varying from yield losses and costs to control the between weevils populations has led to economic, environment and social problems. It remains the most destructive cotton pest in Brazil. This study was conducted aiming to optimize a RAPD protocol to evaluate the adult boll weevil. Brazilian population as a contribution to integrated management of the pest. Weevils collected in five cotton production sites of the savanna region were compared. Although the highest geographic distance among the production sites was 13 km, the results revealed polymorphism between the weevil populations showing two distinct subgroups. Intrapopulation analysis of Cooperbrás' site also revealed two distinct subgroups of weevils, being one subgroup of cotton first bloom and early bloom populations and the other, peak bloom subgroup population.

Index Terms: *Anthonomus grandis*, cotton bollweevil, genetic variability, RAPD markers, phytosanitary measures.

1. INTRODUÇÃO

O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* Boheman, 1843), pertence à Ordem Coleoptera, Família Curculionidea, Subfamília Anthonominae. Essa família possui cerca de 33 gêneros e 500 espécies descritas (BURKE, 1986). O Gênero *Anthonomus* é o mais rico em número de espécies, com aproximadamente 350 espécies (BURKE, 1986). Trata-se de um inseto que na fase larval é monófago e na adulta polinífago. O bicudo-do-algodoeiro apresenta uma faixa estreita de plantas hospedeiras na alimentação e sucesso de reprodução apenas em algumas espécies da Família Malvaceae (KIM e SAPPINGTON, 2006). Ele é atraído especialmente por plantas do gênero *Gossypium* (Malvaceae), em especial os botões florais, por conterem elevadas concentrações de óleos voláteis que estimulam a alimentação (MAXWELL et al., 1963; HARDEE et al., 1966; MCKIBBEN et al., 1977; BASTOS et al., 2006).

A. grandis vem causando sérios danos aos algodoads das Américas do Norte, Central e do Sul. No Brasil este inseto tem sido responsável por perdas significativas na produção de algodão, gerando desestímulo ao plantio, desempregos (principalmente no Nordeste) e elevação dos custos adicionais, em consequência de aplicações de agrotóxicos para o controle da praga (MIRANDA, 2006). De acordo com esse autor, o controle efetivo desse inseto é feito por meio do uso intensivo de inseticidas químicos.

As perdas relativas ao ataque da praga decorrem do fato de que a espécie encontrada no Brasil apresenta preferências alimentares e reprodutiva pelas estruturas frutíferas do algodoeiro, principalmente os botões florais e, na ausência desses, os frutos verdes. Dessa forma, o inseto utiliza-se dessas estruturas tanto para alimentação quanto para o desenvolvimento de suas fases imaturas. Atingindo o estágio adulto, o inseto abandona o abrigo vegetal, começando suas fases de vida livre (DEGRANDE, 1991).

Estudos da população do bicudo-do-algodoeiro revelaram um complexo de espécies de *A. grandis* (JONES, 2001). Os resultados da análise filogenética indicaram que as cinco espécies do grupo *A. grandis* formavam dois grupos principais. *A. grandis* Boheman compõe um grupo taxonômico próximo de *A. hunteri* Burke & Cate e *A. mallyi* Jones & Burke. A filogenia do

bicudo e o conhecimento de seus hospedeiros suportam a hipótese de que o Gênero *Hampea* (Malvales: Malvaceae) e não o algodão (*Gossypium*) é o hospedeiro original do grupo de espécies *A. grandis* (JONES, 2001).

Com base nas diferenças morfológicas, na distribuição geográfica e nas plantas hospedeiras, BURKE (1986) propôs a existência de três populações de *A. grandis*: 1) bicudo-da-maçã-da-turbéria; 2) bicudo-da-maçã-mexicana e 3) bicudo-da-maçã-do-sudeste. Nas populações de bicudo-da-maçã-da-turbéria estão incluídos os bicudos anteriormente conhecidos como *A. grandis thurberiae* (RAMALHO et al., 2001).

BURKE (1986) nomeou os espécimes da Venezuela, Colômbia e Brasil como “forma sudeste”. Esse subgrupo tem também uma distribuição que ocorre do Texas à Flórida, EUA. De acordo com RAMALHO et al. (2001), no Brasil foi introduzida na cultura do algodoeiro a população bicudo-do-algodoeiro-maçã-do-sudeste. Entretanto, SCATAGLINI et al. (2006) sugeriram que, para a identificação da população do inseto presente no Brasil e em outras regiões nas Américas, serão necessários maiores esclarecimentos sobre a variabilidade fenotípica e genotípica da espécie.

Estudos de dinâmica populacional realizados por RIBEIRO (2007) no Distrito Federal revelaram que os insetos migraram de plantas hospedeiras do cerrado para área de produção do algodoeiro e que a saída do bicudo das áreas de plantio para as áreas de vegetação natural ocorreu com maior intensidade após a colheita. O autor observou ainda que o inseto possui a capacidade de colonizar novas áreas de algodoeiro e causar danos acima do nível de controle. Durante a entressafra, parte da população de adultos do bicudo não abandona as maçãs secas no final do ciclo do algodoeiro. Segundo BASTOS et al. (2005), as taxas de incremento da população por geração têm sido estimadas em torno de 1 a 9,6 vezes, dependendo das condições ambientais.

A aplicação inadequada de medidas fitossanitárias favorece o crescimento e a dispersão de populações de bicudo-do-algodoeiro. Relatos da literatura indicam que bicudos podem se dispersar num raio de 100-300 km, mas a frequência e a magnitude da dispersão necessitam ser mais bem estudadas. Para um melhor entendimento dos padrões de dispersão entre as populações do inseto, marcadores de DNA devem ser empregados para

estimar o fluxo gênico da população do bicudo-do-algodoeiro (KIM e SAPPINGTON, 2004a).

No Brasil, os estudos de variabilidade morfológica e genética para adultos do bicudo-do-algodoeiro são preliminares. O estabelecimento de ferramentas que possibilitem conhecer melhor as populações do inseto são importantes para a implementação eficaz do MIP, por ser *A. grandis* a principal praga do algodoeiro e para um melhor entendimento da dinâmica populacional deste inseto.

A diversidade genética em populações de insetos pode ser determinada por meio de características morfológicas, agrônômicas, por isoenzimas, ou por marcadores moleculares, como microssatélites, RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA ou “Polimorfismo de DNA Amplificado ao Acaso”), AFLP (Amplified Fragment Length Polymorphism), DNA mitocondrial, entre outros.

No presente trabalho, utilizou-se a técnica de RAPD para avaliar a variabilidade entre e dentro populações coletadas em cinco regiões do Distrito Federal. Marcadores moleculares permitem acessar a variabilidade genética diretamente no DNA dos insetos. A técnica de RAPD distingue-se das demais pelo fato de utilizar *primers* com 10 bases, cuja seqüência nucleotídica é arbitrária, diferentemente de outras, que requerem informações a respeito da seqüência do DNA alvo para o desenho de *primers* específicos. Dentre as diversas técnicas utilizadas, RAPD é a de menor custo, número de etapas e tempo para obter os resultados, além de ser de fácil execução. Contudo, apresenta a desvantagem de ser de baixa repetibilidade e pouca consistência de um laboratório para o outro, o que dificulta a comparação de dados obtidos em diferentes locais. Em geral, como não é necessário conhecimento prévio sobre o genoma da espécie avaliada e os *primers* utilizados são aleatórios, uma série de reações costuma ser realizada (cada reação, um *primer*) para se avaliar polimorfismo por meio de RAPD (FERREIRA e GRATTAPAGLIA, 1998).

Em genética de populações, marcadores moleculares permitem quantificar a variabilidade genética, descrever como esta se distribui entre e dentro de populações e como pode ser manipulada. A variabilidade contida na amostra a ser analisada dependerá do polimorfismo e da estrutura genética da população em questão (MACHADO, 1982). Marcadores moleculares têm sido bastante empregados em estudos de variabilidade em insetos, como nos

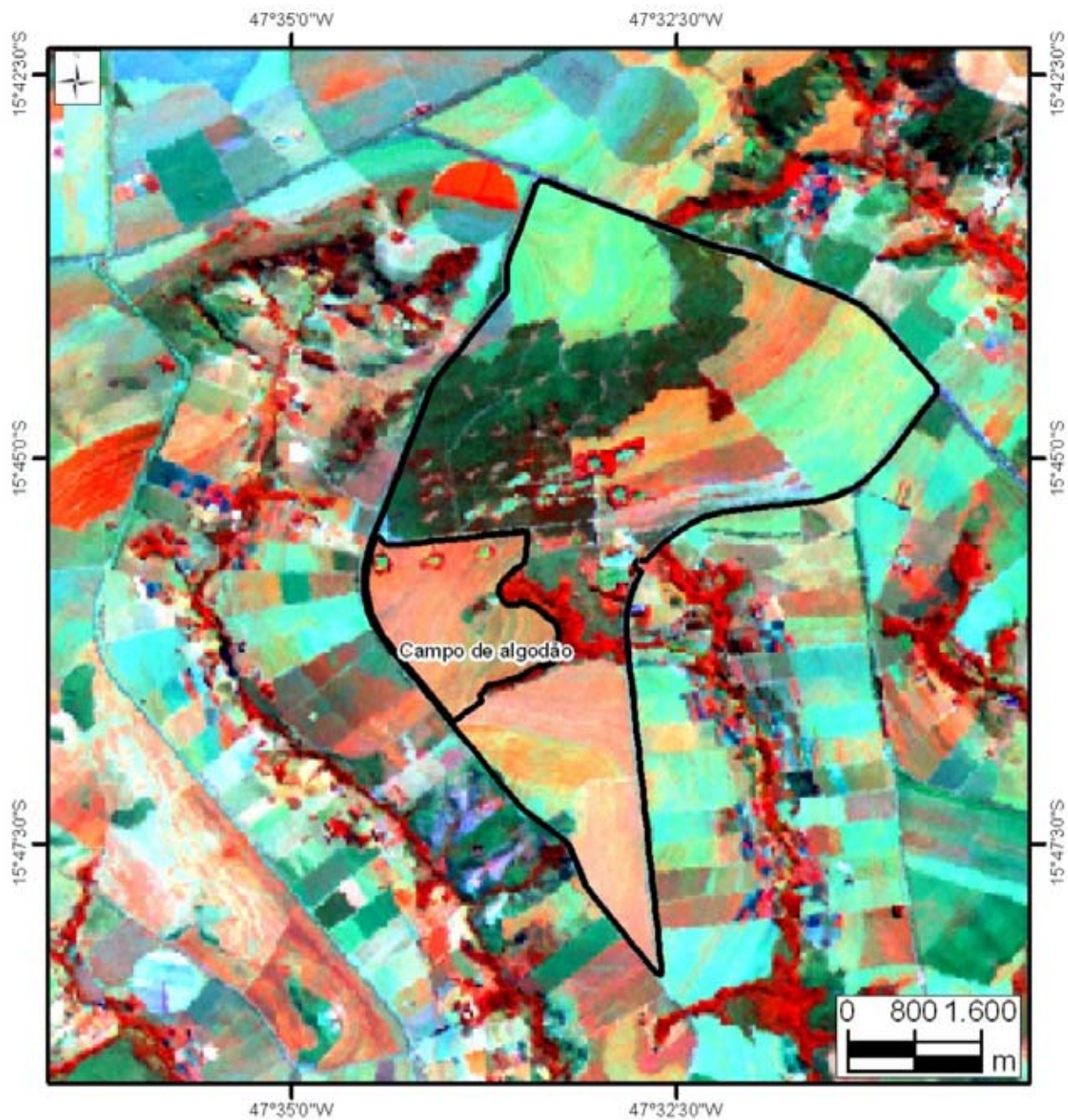
trabalhos de MARTINS et al. (2007), KIM e SAPPINGTON (2006, 2004 a, b, c), SCATAGLINI et al. (2000).

Este trabalho teve como objetivo otimizar um protocolo por meio de marcadores moleculares de RAPD-PCR (*Random Amplified Polymorphic DNA – Polymerase Chain reaction*) para adultos de *A. grandis* e analisar a diversidade genética das populações do inseto, como recurso preliminar para a identificação de possíveis padrões de variabilidade genética entre e dentro das populações, na região do cerrado brasileiro. Essas análises poderão, no futuro, contribuir para uma melhor compreensão da estrutura genética de populações de bicudo-do-algodoeiro.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Descrição da área de estudo

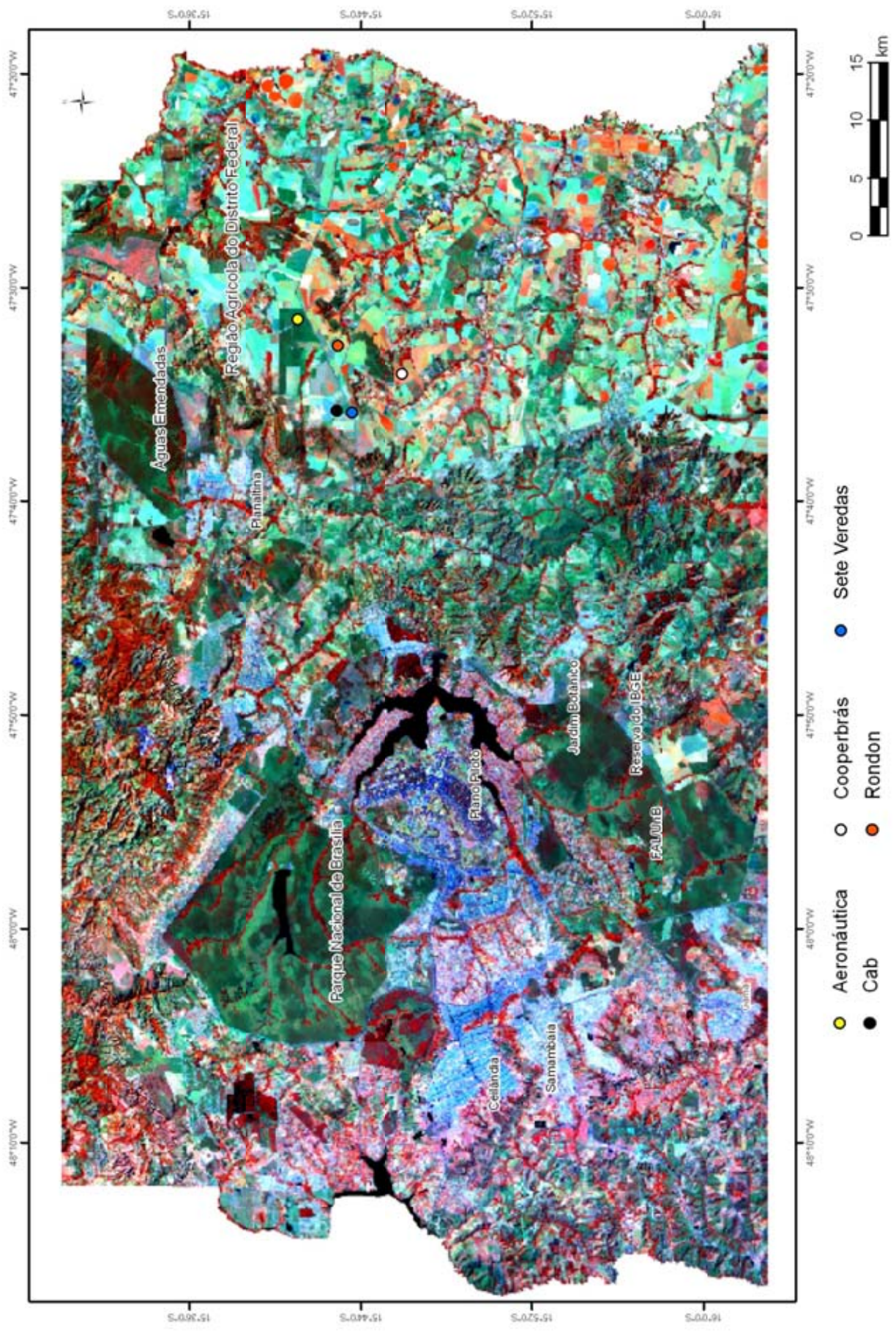
A cidade satélite Planaltina está localizada no Distrito Federal, e limita-se geograficamente com as regiões de Sobradinho e Paranoá. Ela está interligada aos centros consumidores por meio da BR 020, BR 010, DF 130 e DF 205. As cinco áreas estudadas estão localizadas no Núcleo Rural Tabatinga e Núcleo Rural Rio Preto, situados em Planaltina. A Fazenda Cooperbrás (CO) está localizada entre os paralelos 15^o43'/15^o48' e entre os meridianos 47^o30'/47^o34' (Figura 1). As Fazendas Cab (CA), Rondon (RO), Sete Veredas (7V) e Aeronáutica (AE) estão localizadas entre os paralelos 15^o44'/15^o56' e entre os meridianos 47^o30'/47^o40' (Figura 2). O relevo é plano e ondulado, caracterizado por um latossolo vermelho e vermelho-amarelo, com vegetação de cerrado e matas ciliares. A Figura 3 mostra as áreas (ha) de plantio de algodão Delta Opal e a Figura 4 sua produtividade na região de estudo. As unidades amostrais nas áreas estudadas foram os talhões, cujo nome e tamanho, em hectares, podem ser vistos no Anexo C.



Fonte: U.S. Geological Survey - Imagem Landast ETM+ RGB 4-5-3, 2002
 Elaborador: Vinicius Vasconcelos de Souza CREA -DF 14371/D

—— Fazenda Cooperbras

Figura 1. Carta imagem da Fazenda Cooperbrás, DF com a localização do campo de algodão, cerrado e reserva natural.



Fonte: U.S. Geological Survey - Imagem Landsat ETM+ RGB 4-5-3, 2002. Elaborador: Vínicius Vasconcelos de Souza CREA-DF 14371/D

Figura 2. Carta imagem das áreas de estudo: Fazendas Cooperbrás (CO), Aeronáutica (AE), Sete Veredas (7V), Cab (CA) e Rondon (RO), DF.

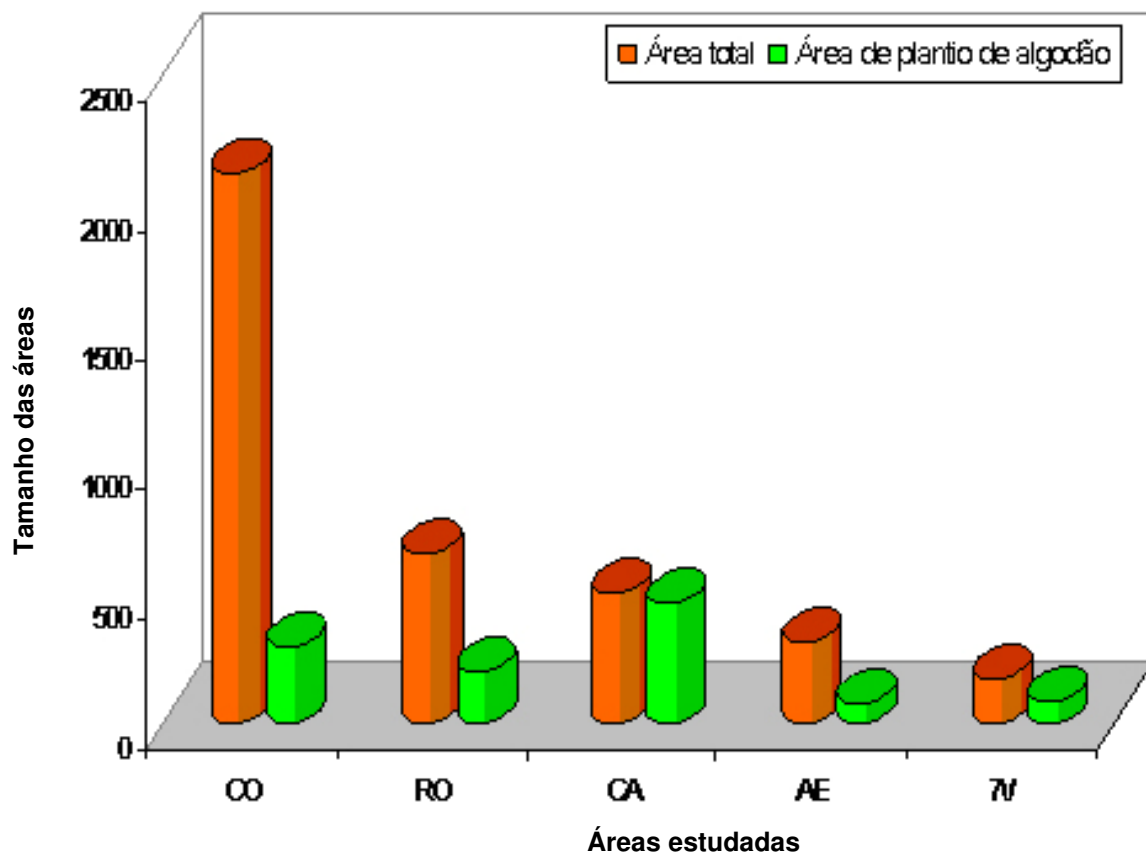


Figura 3. Áreas totais (ha) das Fazendas Cooperbrás (CO), Rondon (RO), Cab (CA), Aeronáutica (AE) e Sete Veredas (7V) e as respectivas áreas de plantio do algodoeiro.

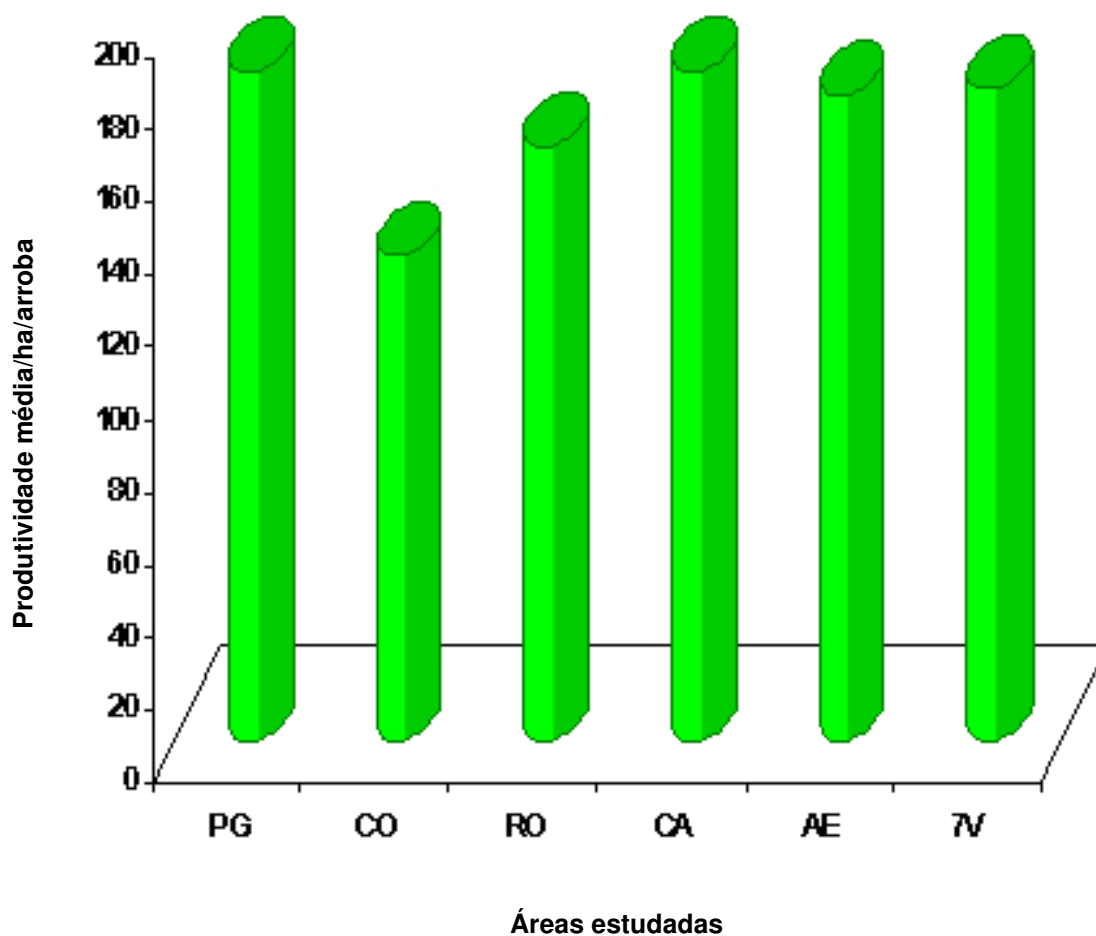


Figura 4. Áreas totais (ha) das Fazendas Cooperbrás (CO), Rondon (RO), Cab (CA), Aeronáutica (AE) e Sete Veredas (7V) e as respectivas áreas de plantio do algodoeiro.

2.2 Coleta e análise do inseto

As coletas do bicudo-do-algodoeiro foram realizadas em áreas de cultivo de algodoeiro, nas localidades anteriormente descritas e feitas de forma manual e por meio de armadilhas (Figuras 5 e 6). O protocolo utilizado para anotar os dados referentes às coletas do inseto pode ser visto no Anexo D.

A coleta manual foi realizada no período de janeiro a setembro de 2006, com intervalos de sete dias, no período das 9:00 as 17:00 h. Esta foi realizada de forma aleatória, percorrendo os talhões das fazendas em ziguezague, sendo os pontos de amostragem as bordaduras da plantação e o interior da área.

As armadilhas da Bio Controle utilizadas eram de cor verde fluorescente “Boll Weevil Accountrap”, usadas com Bio Bicudo, que é um liberador impregnado com feromônio sintético do macho (comunicação química). A cor da armadilha age em sinergia com a isca de feromônio, possibilitando a captura do inseto, mesmo quando a população encontra-se em número reduzido (RIBEIRO, 2007). O bicudo tem o comportamento natural de caminhar na estrutura em que pousou, ir para o cone e posteriormente para o copo coletor, onde fica aprisionado, tornando possível contar, posteriormente, os insetos capturados (DEGRANDE, 2004). As 94 armadilhas foram instaladas nas bordaduras das plantações e nas áreas adjacentes, no mês de abril e foram colocadas sobre estacas de 1,5 m de altura, espaçadas 50 metros entre si. As capturas de bicudos-do-algodoeiro e a manutenção das armadilhas foram feitas com intervalos de sete dias e a troca do feromônio (um por armadilha) a cada 30 dias, seguindo a recomendação do fabricante.

Todos os insetos coletados nas áreas estudadas foram acondicionados em tubos plásticos devidamente identificados e trazidos para a Unidade de Entomologia, Laboratório de Quarentena Vegetal, da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, para contagem e identificação morfológica. Os adultos de *A. grandis* foram identificados morfológicamente tendo como padrão os insetos da colônia de bicudo-de-algodoeiro do Laboratório de Bioecologia, Semioquímicos e Biossegurança, da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Em seguida foram conservados em etanol 70% e mantidos no freezer a -20°C.



Figura 5. Foto A - plantação de algodão e área de reserva, B - plantação de algodão, C - Botão floral com presença do bicudo, D - Flor do algodão com presença do bicudo, E - Maçã do algodão e F - Capulho do algodão.



Figura 6. Fotos das armadilhas “Boll Weevil Accountrap” com o feromônio Bio Bicudo para captura de adultos do bicudo-do-algodoeiro

Após a observação das diferenças morfológicas, foi feita uma análise molecular por meio da técnica RAPD, buscando informações quanto a variabilidade genética dessa espécie. Para estudo da variabilidade interpopulacional, foram analisados 48 indivíduos de cada uma das cinco populações (CO, CA, AE, 7V, RO). Na análise intrapopulacional da população Cooperbrás (CO), foi analisado um total de 96 indivíduos coletados em três fases distintas, designadas como subpopulação pré-floração (SBPRF), subpopulação floração (SBF) e subpopulação pós-floração (SBPOF). O período correspondente a cada fase amostrada foi de janeiro a março - pré-floração, abril a maio - floração e junho a setembro - pós-floração. Cada subpopulação foi constituída por trinta e dois indivíduos.

2.3 Levantamento de medidas fitossanitárias

Durante as coletas do bicudo-do-algodoeiro, um questionário foi preenchido visando, conhecer as principais medidas fitossanitárias adotadas pelos produtores nas áreas estudadas (Anexo E).

2.4 Extração do DNA

As extrações de DNA seguiram a metodologia descrita por ALJANABI et al., (1998) e adaptada por LIMA et al., (2000). O DNA de 96 indivíduos da população Cooperbrás (CO) e 48 indivíduos das populações Cab (CA), Sete Veredas (7V), Rondon (RO) e Aeronáutica (AE) foi extraído dos insetos inteiros. Para trituração, uma conta de cerâmica grande foi colocada no fundo de um microtubo de 2 mL com fundo retangular, e posteriormente, foi colocado um bicudo e, em cima destes, uma segunda conta de cerâmica. O material foi mantido numa vasilha com gelo triturado. Adicionaram-se em cada tubo 500µL de tampão de extração (Tris-HCl 10 mM, pH 8.0, EDTA 1mM, Triton x-100 0,3%, proteinase K 20µL/mL); as amostras foram trituradas, 2 ou 4x de 20", em triturador FAST PREP™ FP120 (BIO 101, Savant). As amostras trituradas foram acondicionadas em banho-maria a 65°C por, aproximadamente, 30-60'. A cada 10', os tubos foram agitados, por inversão, para que o tampão agisse sobre toda a amostra triturada. Após esfriamento das amostras em temperatura

ambiente, centrifugou-se a 12.000xg a 4°C por 5 minutos; adicionou-se um volume (500µL) de fenol/clorofórmio/álcool isoamílico (25:24:1); agitou-se em vortex rapidamente para misturar as fases; centrifugou-se a 12.000xg a 4°C por 5 minutos e transferiu-se a fase aquosa (não coletou-se a interface) para um microtubo novo e autoclavado. Adicionou-se novamente um volume (500µL) de fenol/clorofórmio/álcool isoamílico (25:24:1) à fase aquosa coletada na etapa anterior; agitou-se em vortex rapidamente para misturar as fases; centrifugou-se a 12.000xg a 4°C por 5 minutos e a fase aquosa (não coletou-se a interface) foi transferida para um microtubo novo e autoclavado. Em seguida, foram adicionados 30µL de NaCl 5M; 1mL de etanol 100% gelado e deixou-se a -20°C, até a manhã seguinte. Centrifugou-se a 12.000xg a 4°C por 5 minutos; dispensou-se o etanol 100% gelado e adicionou-se etanol 70% gelado; centrifugou-se a 12.000xg a 4°C por 5 minutos; dispensou-se o etanol 70% gelado e adicionou-se o etanol 70% gelado; centrifugou-se a 12.000xg a 4°C por 5 minutos. Dispensou-se o etanol 70% e secou-se o pellet de ácidos nucléicos por algumas horas e ressuspendeu-se em 80 µL de TE 0,1X. Os DNAs foram armazenados a -20°C.

2.5 Quantificação do DNA

O DNA extraído foi quantificado em mini-gel de agarose 1%, corado com 10µL/mL de brometo de etídio. A eletroforese foi conduzida em tampão TBE 1X (216 g de Tris; 110 g de ácido bórico; 80 mL de EDTA 0,5M e água destilada para completar 2L) a 80V por 30 minutos. A visualização do gel foi feita em luz ultravioleta (UV) e os resultados foram fotografados por uma câmera acoplada a um sistema computadorizado denominado de Eagle Eye II (Stratagene).

No mesmo gel foram colocadas amostras de λ DNA com concentrações de 20, 50, 100 e 200ng/µL, para que fosse possível estimar a concentração das amostras de *A. grandis*. Foram feitas diluições das amostras em água Milli Q estéril para uma concentração final de 1ng/µL.

2.7 Seleção de primers

Foram usados bicudos-do-algodoeiro da colônia de insetos do Laboratório de Bioecologia, Semioquímicos e Biossegurança da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, estes foram coletados no momento do acasalamento para que fossem separados quanto ao sexo. As coletas foram feitas no mês de junho de 2006 e os insetos foram conservados em etanol 70% e mantidos no freezer a -20°C..

Inicialmente foi feita uma triagem (*screening* de primers Operon) para verificar a presença de fragmentos polimórficos robustos entre os indivíduos acima selecionados. Cinqüenta e um *primers* (Operon technologies. Alameda, CA, USA) foram testados, utilizando quatro indivíduos e dessa seleção foram escolhidos vinte *primers* com maior número de bandas polimórficas (Tabela 1).

2.7Análise RAPD

Para a PCR foram utilizados 3 µL de DNA a 1 ng/µL e 10 µL de um coquetel de reagentes (1,3 µL Tampão 10x + 15 mM MgCl₂; 1,04µL de dNTP a 2,5 mM cada; 1,04µL de BSA a 2,5 mg/mL; 3,0 µL *primer* a 10 ng/µL; 0,2µL de *Taq* DNA polimerase a 5 U/µL e 3,42µL de H₂O Milli Q estéril) e sobre a reação foram adicionados 50µl de óleo mineral puro, que impede que a reação evapore quando exposta a altas temperaturas no termociclador. O programa utilizado para PCR, descrito por Williams et al. (1990), consiste de 45 ciclos (desnaturação a 95°C por 1 min, anelamento a 35°C por 1 min e extensão a 72°C por 1 min e um passo final de extensão de 5 min a 72°C).

O resultado da amplificação de cada amostra (13 µL) foi aplicado em gel de agarose 1,5 % com 90 µL de brometo de etídio a 10 µL/mL e submetida a eletroforese em tampão TBE 1X a 120V, durante 4 horas e 30 minutos aproximadamente. O DNA padrão, com fragmentos de tamanhos conhecidos utilizado foi o peso molecular de 1kb (DNA Ladder de 1.000 bases). A visualização das amplificações de fragmentos de DNA foi realizada com detecção em luz ultravioleta (UV) e os resultados foram fotografados por uma câmera acoplada a um sistema computadorizado denominado de Eagle Eye II (Stratagene).

Tabela 1. *Primers* utilizados para triagem (*screening*) e seqüências de nucleotídeos dos *primers* selecionados e analisados pela reação PCR-RAPD em cinco populações de *Anthonomus grandis*.

<i>Primers</i> analisados	<i>Primers</i> Selecionados ¹	Seqüência de nucleotídeos
OPA 2	+	5'-TGCCGAGCTG-3'
OPA 3	+	5'-AGTCAGCCAC-3'
OPA 4	+	5'-AATCGGGCTG-3'
OPA 5	+	5'-AGGGGTCTTG-3'
OPA 6	-	
OPA 10	-	
OPA 11	+	5'-AGGGGTCTTG-3'
OPA 12	+	5'-TCGGCGATAG-3'
OPA 13	+	5'-CAGCACCCAC-3'
OPA 15	+	5'-TTCCGAACCC-3'
OPA 16	+	5'-AGCCAGCGAA-3'
OPA 18	+	5'-AGGGGTCTTG-3'
OPA 20	+	5'-GTTGCGATCC-3'
OPAI 12	-	
OPAI 13	-	
OPAI 15	*	
OPAI 17	-	
OPB 3	-	
OPB 9	-	
OPB 14	-	
OPB 18	-	
OPB 19	-	
OPE 11	+	5'-GAGTCTCAGG-3'
OPE 12	+	5'-TTATCGCCCC-3'
OPE 14	+	5'-TGCGGCTGAG-3'
OPE 15	+	5'-ACGCACAACC-3'
OPE 18	+	5'-GGACTGCAGA-3'
OPE 19	+	5'-CTGGGGACTT-3'
OPK 1	-	
OPK 4	-	
OPK 5	-	
OPK 7	-	
OPK 20	-	
OPL 7	+	5'-AGGCGGGAAC-3'
OPL 12	-	
OPL 13	-	
OPL 19	+	5'-GAGTGGTGAC-3'
OPO 9	+	5'-TCCCACGCAA-3'
OPO 13	-	
OPO 17	-	
OPO 19	-	
OPO 20	-	
OPP 2	-	
OPP 8	-	
OPP 19	-	
OPP 20	-	
OPX 3	-	
OPX 5	-	
OPX 7	-	
OPX 10	-	
OPX 19	-	

¹ (-) *primers* testados e não selecionados; (+) *primers* testados e selecionados; (*) *primer* selecionado, mas, não analisado.

2.8 Análise estatística dos dados

Uma matriz de dados binários, com presença (1) ou ausência (0) das bandas em cada indivíduo foi gerada. Foram estimadas a distância genética de NEI (1972), porcentagem de locos polimórficos (P%) e a frequência alélica, de acordo com LYNCH e MILLIGAN'S (1994). As distâncias genéticas e coeficientes de similaridade entre as subpopulações foram estimados segundo NEI (1972) utilizando o método UPGMA.

Os dados também foram utilizados para a construção de uma matriz de distâncias genéticas entre os indivíduos com base no Índice de Jaccard que, em seguida, foi submetida a uma análise de ordenação denominada Coordenadas Principais, a fim de visualizar o padrão de divergência genética entre os indivíduos em um espaço reduzido de duas dimensões (CRUZ e REGAZZI, 1997). Esta análise foi realizada utilizando-se o programa NTSYS (Numerical Taxonomy and Multivariate Analysis System), 2.1 (ROHLF, 1993).

A variabilidade genética e a diferenciação entre as populações foram determinadas, a partir da Análise de Variância Molecular (EXCOFFIER et al., 1992).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

No período amostrado, janeiro de 2006 a setembro de 2006 coletou-se um total de 3.119 insetos. A captura de indivíduos de *A. grandis* iniciou-se no mês de março de 2006. Em maio, a infestação da praga atingiu seu nível máximo, coincidindo com as primeiras florações do algodoeiro, com picos entre o mês de abril e julho (Tabela 2). O número de indivíduos coletados foi alto, mesmo com as aplicações semanais de inseticidas, principalmente na Fazenda Cooperbrás (CO).

Tabela 2. Número de indivíduos de *Anthonomus grandis* coletado nas áreas de estudo de plantio de algodão, no período de janeiro a setembro de 2006, nas Fazendas Cooperbrás, Cab, Rondon, Aeronáutica e Sete Veredas, Núcleo Rural de Tabatinga, DF.

Mês	Cooperbrás	Cab	Rondon	Aeronáutica	Sete Veredas	Total
Janeiro	0	0	0	0	0	0
Fevereiro	0	0	0	0	0	0
Março	26	0	0	0	0	26
Abril	153	136	116	214	182	801
Mai	376	489	132	50	204	1.251
Junho	193	15	0	0	2	210
Julho	647	6	6	2	10	698
Agosto	53	23	0	1	19	96
Setembro	10	6	21	0	0	37
Total	1.458	675	275	267	417	3.119

As armadilhas com feromônio usadas neste trabalho foram imprescindíveis na coleta do material. Estas vêm sendo utilizadas para detectar áreas de infestação e monitoramento de populações de bicudo-do-algodoeiro. Tecnologia que proporcionou consideráveis avanços nos métodos de controle desta praga, pois facilitou o desenvolvimento de medidas de controle por meio de estudos de migração e dispersão, como também da determinação da época de levantamento de populações que entram e saem da hibernação, nos locais em que este fenômeno ocorre (BRAGA SOBRINHO e LUKEFAHR 1983).

RIBEIRO (2007) encontrou resultados semelhantes, quando observou a presença de botões florais atacados por orifícios de oviposição desde o mês de janeiro de 2006 na Fazenda Cooperbrás (CO), indicando o estabelecimento mais precoce da praga na plantação e um processo de migração para as reservas naturais nos meses de maio e junho. Segundo o autor, o período de maior infestação também ocorreu em maio. O aumento e a dispersão da praga apontam a possibilidade do bicudo se movimentar a grandes distâncias para colonizar novos plantios, procurar abrigo nas reservas naturais e re-colonizar

mais cedo a mesma área no ano seguinte (RIBEIRO, 2007). Sua habilidade para dispersar fica evidente pelo seu histórico, pois sua capacidade de expansão é de 64-193 km/ano, podendo, também, variar entre 100-300km (KIM e SAPPINGTON, 2004a).

Os resultados do trabalho de RIBEIRO (2007) mostraram que o bicudo foi capaz de encontrar e colonizar uma área isolada e distante aproximadamente 70Km da sua área de estudo, demonstrando sua capacidade de voar a longas distâncias, podendo se dispersar por todo o território brasileiro e tornar improdutivo a cultura do algodão, já que seu controle, basicamente o químico não é cem por cento eficaz. Considerando os problemas decorrentes da ampla dispersão do bicudo no cerrado brasileiro, que é o principal produtor de algodão, faz-se necessário que os produtores tomem medidas fitossanitárias corretas de controle, para que a praga não inviabilize sua produção. A identificação precisa do inseto, sua biologia, métodos de amostragem, monitoramento da cultura, destruição dos restos culturais, controle da praga na entressafra, podem minimizar seu ataque no ano seguinte.

Quanto ao monitoramento de *A. grandis* em campo, foi entregue para o representante do grupo Schneider, o qual é responsável pelo cultivo de algodão na área de estudo, um questionário para conhecimento dos tratamentos fitossanitários. O questionário foi importante no esclarecimento das medidas de controle adotadas pelos produtores, já que a grande maioria não segue as medidas estabelecidas pelo controle legislativo, a fim de evitar a dispersão e o estabelecimento da praga. Visando minimizar os danos causados pelas pragas, são usados diversos inseticidas químicos, sendo usual a aplicação de diferentes ingredientes ativos em 6 a 18 aplicações por safra, dependendo da região e da intensidade de ocorrência de insetos em diferentes anos. Este método afeta, direta ou indiretamente, organismos atuando em diferentes níveis tróficos, além de outros componentes do ecossistema, como predadores, parasitoides e a biota do solo, provocando perturbação em cadeia na dinâmica populacional das espécies presentes na área. Essa perturbação altera as interações entre espécies levando ao rompimento de cadeias tróficas e impossibilitando o controle biológico natural (BARBOSA, 1998).

RIBEIRO (2007), estudando parcelas controle e campo (DF), constatou em botões coletados no solo, larvas do bicudo parasitadas por espécies de *Bracon* (Hymenoptera, Braconidae), como também por *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera, Pteromalidae). Além disso, no Brasil, segundo RAMALHO e WANDERLEY (1996) o bicudo é atacado por 13 espécies de parasitóides e 10 espécies de predadores. Portanto, estas espécies poderiam ser utilizadas como uma forma de controle biológico no Brasil pelos produtores, contribuindo, dessa maneira, para o controle do inseto. O produtor da área de estudo não utiliza o controle biológico.

As medidas fitossanitárias foram acompanhadas durante todo o estudo, em todas as áreas. Todos os insumos utilizados durante o ciclo da cultura encontram-se no Anexo C. Foi observada uma grande quantidade de aplicações de inseticidas, o que demonstrou não ser muito eficaz, já que o bicudo permaneceu até o final do ciclo do algodoeiro. Estudos relatam que o ataque do bicudo acontece desde o surgimento dos primeiros botões florais até o aparecimento dos primeiros capulhos na cultura (RAMALHO et al., 1993). Na Fazenda Rondon não foi possível acompanhar o controle químico, mas foi entregue pelo técnico responsável uma planilha de amostragem das pragas encontradas na cultura pelos produtores (Anexo F).

DAJOZ (1978) relatou um exemplo de rápida adaptação: o caso da aquisição da resistência aos inseticidas pelos insetos. A resistência ao DDT foi particularmente estudada. Em uma dezena de gerações, foi possível selecionar uma raça de mosca doméstica cuja DL 50 (dose que mata 50% nos indivíduos em experiência) é multiplicada por 100. Para muitos autores, o uso do DDT provocou uma seleção, feita pelo homem, dos indivíduos pré-adaptados, naturalmente resistentes e encontrados nas populações selvagens, cujo patrimônio genético é muito variado.

A cultura do algodão possui cerca de 30 espécies de artrópodes fitófagos considerados pragas (GONDIM et al., 2003, GALLO et al., 2002, SILVIE et al., 2003). Essas observações mostram-se importantes para o conhecimento dos insetos-praga hospedeiros da cultura, contribuindo para se estabelecer as corretas medidas fitossanitárias, podendo desta forma fazer uso de outras medidas de controle, além do químico.

No final do mês de setembro, observou-se que parte da população não abandonou as maçãs secas da plantação. GALLO et al. (2002) observaram principalmente após a destruição das soqueiras, que a maioria dos adultos abandonam os campos cultivados e se dirigem aos “abrigos” permanentemente vegetados, como as matas ciliares e pastagens existentes ao redor das áreas cultivadas. A Fazenda Cooperbrás possui a maior reserva natural, com aproximadamente 300 hectares. Na literatura há evidências de que o bicudo, após o final do ciclo do algodoeiro, migra para as áreas de refúgio e permanecem em hibernação por períodos variáveis de 150 a 180 dias, até um novo ciclo da cultura. Mas este último comportamento não foi observado por muitos autores, tornando necessário mais estudos nesta área.

Na área de estudo, o bicudo apresentou grande capacidade de desenvolvimento, adaptabilidade e sobrevivência até o final da safra do algodão. Esses dados também foram observados por RIBEIRO (2007). O desenvolvimento de *A. grandis* em hospedeiros de diferentes espécies indica a variabilidade e a adaptabilidade natural deste inseto (SOBRINHO e LUKEFAHR, 1983). Os indivíduos coletados neste trabalho mediam aproximadamente 7 mm de comprimento apresentando coloração cinza ou castanha, com o rostro bastante alongado, correspondendo à metade do comprimento do corpo. Apresentavam dois espinhos no fêmur do primeiro par de pernas e em geral as fêmeas eram maiores que os machos. As diferenças observadas quanto à coloração, podem sugerir diferenças fenotípicas nas populações estudadas (Figura 7).



Figura 7: *Anthrenus grandis*

Todos os *primers* selecionados para a análise da variabilidade genética entre as cinco populações produziram diferentes padrões de fragmentos RAPD. A Tabela 2 apresenta todos os cinquenta e um *primers* usados na triagem e a seqüência de nucleotídeos dos 20 *primers* selecionados. O número de fragmentos nítidos gerados por *primer* em todas as populações analisadas variou de 3 a 8 fragmentos (Tabela 3) e o tamanho dos produtos amplificados variou de 490 a 1640 pb.

Tabela 3. Número de bandas geradas por cada *primer* utilizado no estudo de variabilidade genética entre populações de *Anthonomus grandis*.

Primers	Seqüência	Número de bandas
OPA 2	5'-TGCCGAGCTG-3'	8
OPA 3	5'-AGTCAGCCAC-3'	3
OPA 4	5'-AATCGGGCTG-3'	7
OPA 5	5'-AGGGGTCTTG-3'	3
OPA 11	5'-AGGGGTCTTG-3'	3
OPA 12	5'-TCGGCGATAG-3'	4
OPA 13	5'-CAGCACCCAC-3'	4
OPA 15	5'-TTCCGAACCC-3'	6
OPA 16	5'-AGCCAGCGAA-3'	8
OPA 18	5'-AGGGGTCTTG-3'	4
OPA 20	5'-GTTGCGATCC-3'	4
OPE 11	5'-GAGTCTCAGG-3'	6
OPE 12	5'-TTATCGCCCC-3'	4
OPE 14	5'-TGCGGCTGAG-3'	7
OPE 15	5'-ACGCACAACC-3'	6
OPE 18	5'-GGA CTGCAGA-3'	6
OPE 19	5'-CTGGGACTT-3'	5
OPL 7	5'-AGGCGGGAAC-3'	4
OPL 19	5'-GAGTGGTGAC-3'	5
OPO 9	5'-TCCCACGCAA-3'	4

A distância genética entre as populações analisadas variou de 0,0709 a 0,2176 (Tabela 4). O dendrograma obtido pelo método UPGMA (Figura 8) baseado na distância genética de Nei (1972) demonstrou a presença de dois grupos distintos, um formado pela população da Fazenda Rondon (RO) e o outro constituído pelas populações da Cooperbrás (CO), Cab (CA), Sete Veredas (7V) e Aeronáutica (AE). Apesar da distância geográfica entre as populações variar entre 1,0 e 13km (Tabela 4), observou-se polimorfismo entre os grupos analisados.

Tabela 4. Distância genética estimada pelo método de NEI (1972), a partir de dados obtidos pela técnica de RAPD (abaixo da diagonal) e distância geográfica em km (acima da diagonal) entre cinco populações de *Anthonomus grandis*.

	AE	7V	RO	CA	CO
CA	3,5	2,0	2,5	13,0
CO	0,0977*	2,5	1,0	8,5
7V	0,0709**	0,0988**	3,0	7,5
AE	0,1110*	0,1264**	0,1609**	11,0
RO	0,0794*	0,1276**	0,0854**	0,2176**

* Teste significativo de Fisher: 1% de probabilidade

** Teste significativo de Fisher: 5% de probabilidade

Os *primers* OPA 2, OPA 16 e OPE 4, OPE 14 geraram maior polimorfismo, com 8 e 7 bandas, respectivamente. A confiabilidade dos ensaios RAPD pode ser verificada nos experimentos para amplificação de todos os indivíduos das cinco populações (Figuras 9, 10, 11, 12 e 13). A porcentagem de locos polimórficos (PI) variou entre 87,1287 a 96,0396. A heterozigosidade variou entre 0,2950 a 0,3530 (Tabela 5).

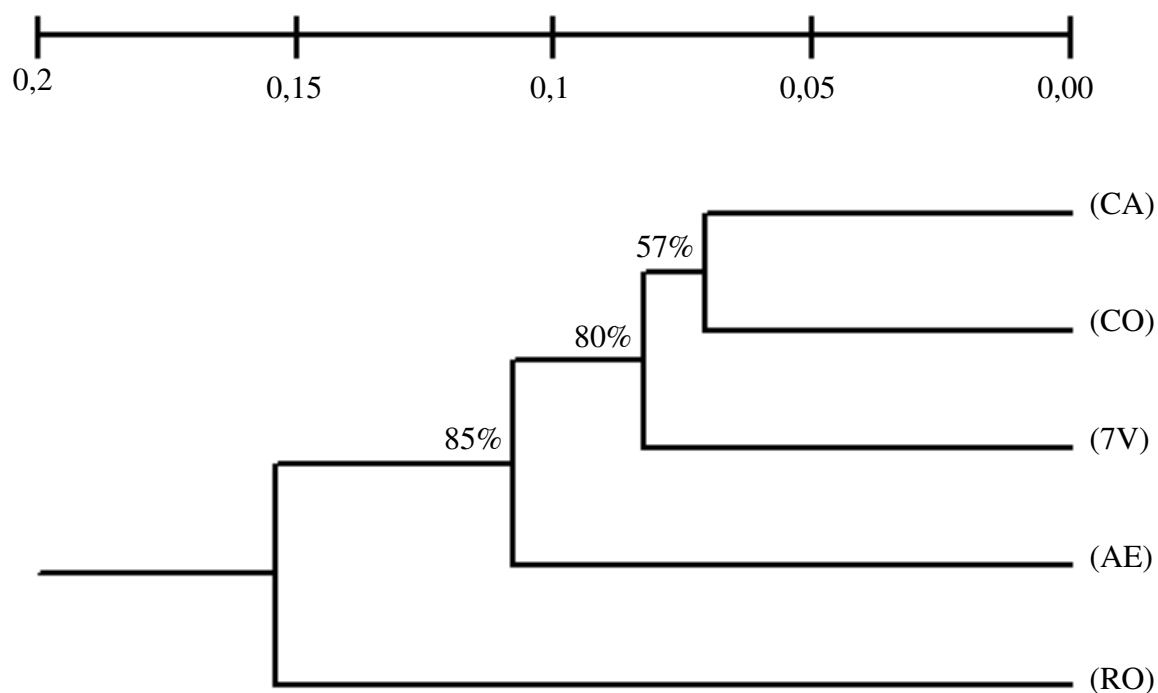


Figura 8. Dendrograma obtido a partir das distâncias genéticas de Nei (1972) entre cinco populações de *Anthonomus grandis*, pelo método UPGMA. As porcentagens dos nós correspondem aos valores de *bootstrap*.

Tabela 5. Estimativa da variabilidade genética das cinco populações de bicudo: He = Heterozigosidade e PI = Porcentagem de locos polimórficos (critério 0,99).

	Nº de indivíduos	He	PI
CA	48	0,3453	89,1089
CO	48	0,3392	87,1287
7V	48	0,3530	96,0396
AE	48	0,3232	92,0792
RO	48	0,2950	88,1188

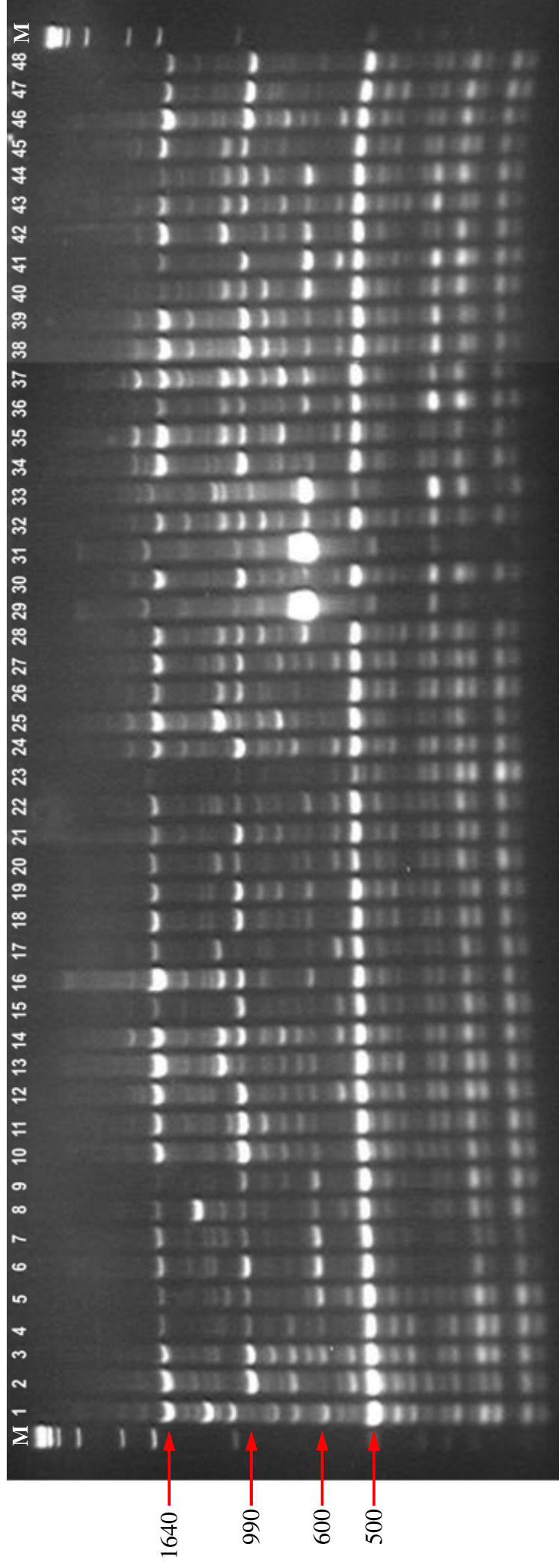


Figura 9. Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Sete Veredas (7V), com o primer OPA18.

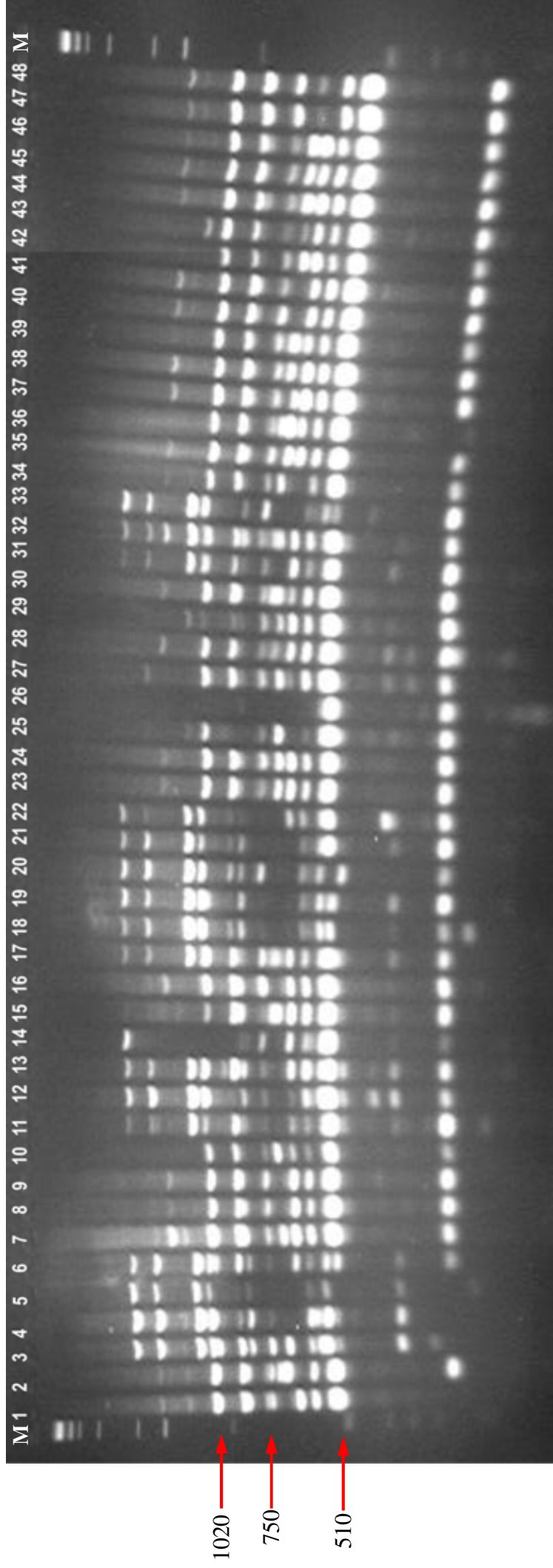


Figura 10. Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Aeronáutica (AE), com o primer OPA16.

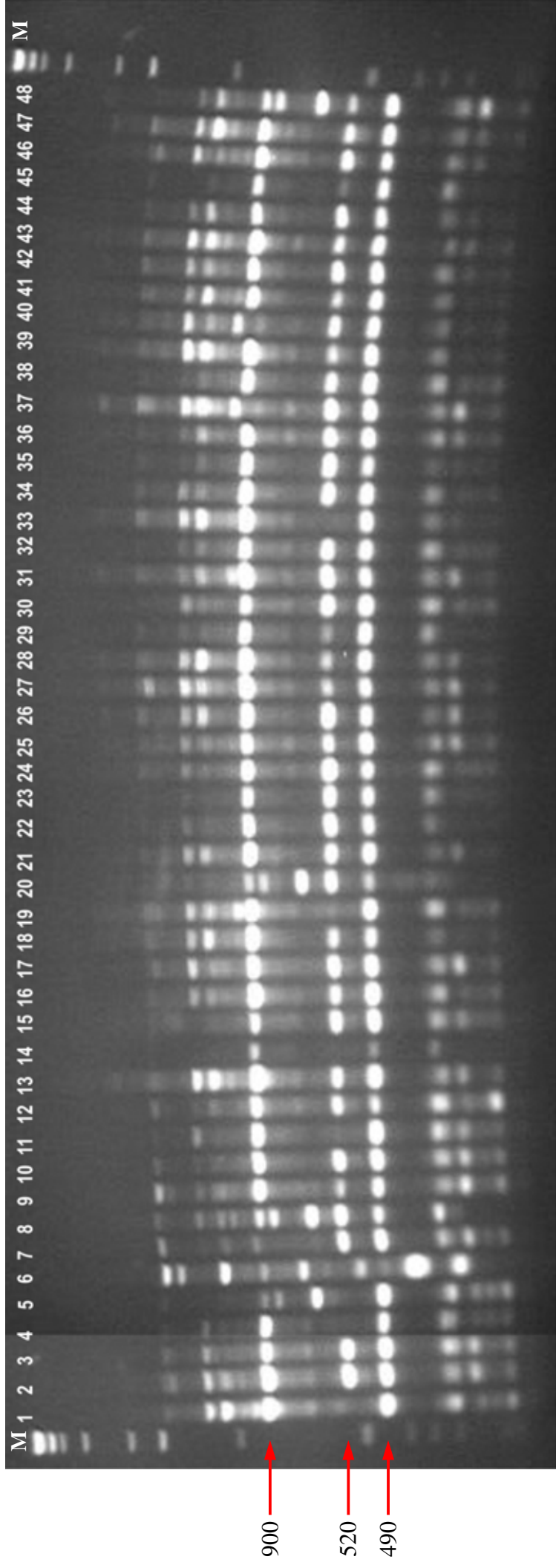


Figura 11. Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Cab (CA), com o *primer* OPA 4.

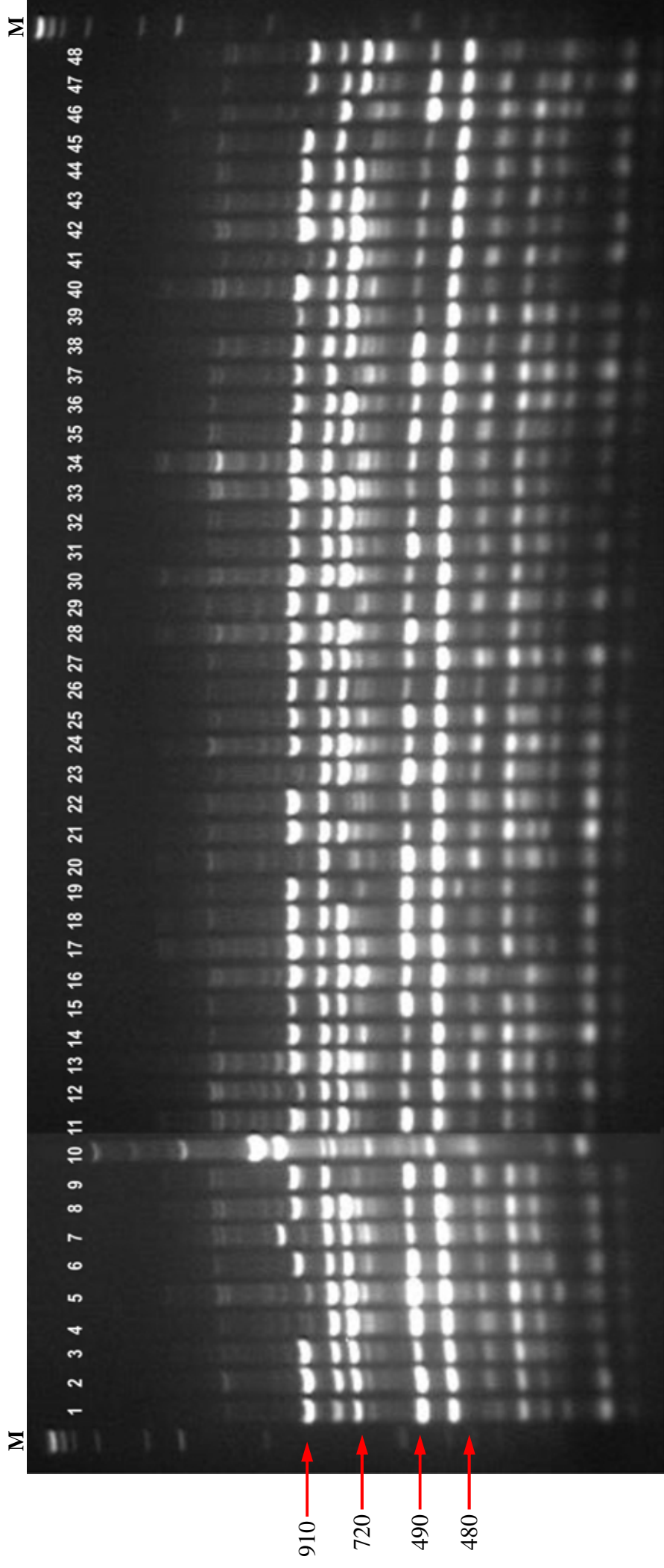


Figura 12. Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Rondon (RO), com o primer OPE18.

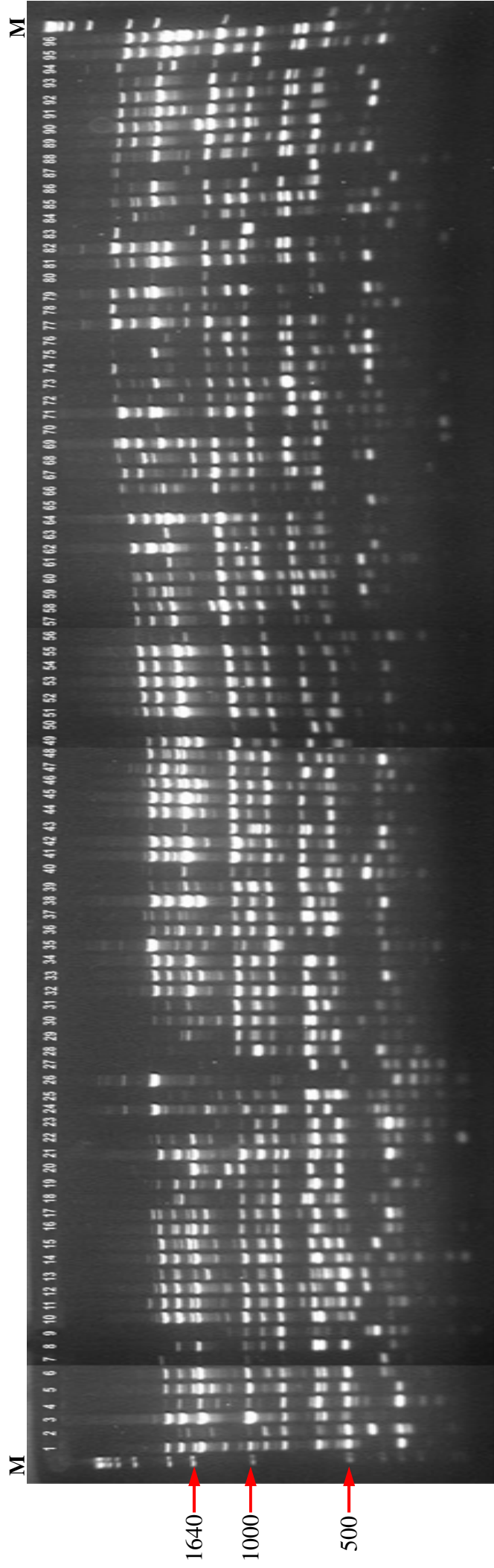


Figura 13. Amplificação em gel de agarose de indivíduos de *Anthonomus grandis* estudados na população Cooperbrás (CO), com o primer OPE14.

A quantificação da variabilidade genética entre e dentro das cinco populações, verificada pela análise de variância molecular (AMOVA), foi estimada em 23,16 e 76,84, respectivamente, sugerindo divergência genética significativa. Os resultados evidenciam que a maior parte da variância genética ocorreu em virtude de diferenças entre indivíduos dentro das populações (Tabela 6).

Tabela 6. Análise de variância molecular (AMOVA) entre as cinco populações de *Anthonomus grandis*: Cab, Cooperbrás, Sete Veredas, Aeronáutica e Rondon¹.

Fonte de variação	Grau de liberdade	Quadrado médio	Componentes de variância	Porcentagem de variação
Entre populações	4	787.263	3.83525	23.16
Dentro de populações	235	2990.104	12.72385	76.84
Total	239	3777.367	16.55909	

¹Todos os valores apresentaram diferenças estatísticas significativas ($p < 0,0001$)

Os dados obtidos na análise das bandas foram utilizados para se estimar a similaridade genética entre os indivíduos de cada população, que pode ser visualizado através do dendrograma (Figura 14). Pela análise deste, constatou-se que houve agrupamento dos indivíduos de acordo com as cinco populações analisadas, formando cinco agrupamentos.

As três subpopulações da Fazenda Cooperbrás (CO) apresentaram polimorfismo entre os indivíduos analisados. Todos os 20 *primers* selecionados apresentaram padrões diferenciados de fragmentos RAPD. A porcentagem de locos polimórficos variou entre 84,7 a 93,6. A heterozigosidade ficou na faixa de 0,2640 a 0,2871 (Tabela 7).

A distância genética entre as três subpopulações analisadas variou de 0,0232 a 0,0393 (Tabela 8). O dendrograma obtido pelo método UPGMA (Figura 15) baseado na distância genética de NEI (1972) demonstrou a presença de dois grupos distintos, um formado pela SBPOF e o outro constituído por SBPRF e SBF.

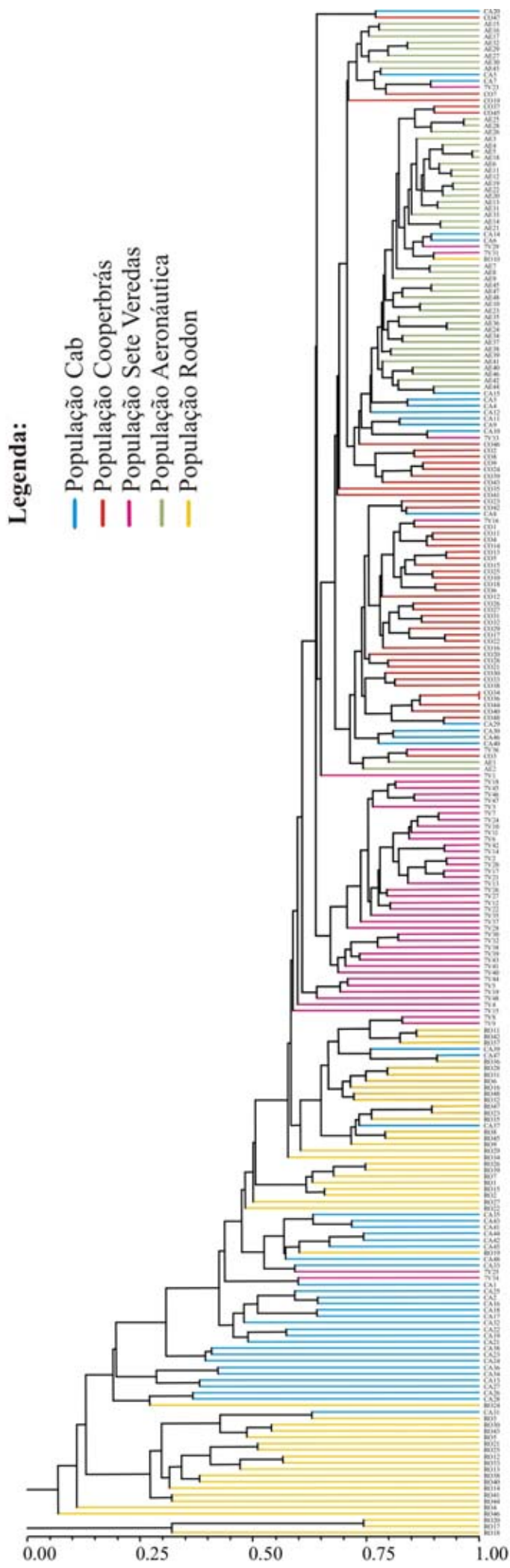


Figura 14. Dendrograma formado utilizando o método de agrupamento UPGMA e o coeficiente de similaridade de Jaccard para os indivíduos de *A. grandis* das populações Cab, Cooperbrás, Sete Veredas, Aeronáutica e Rondon.

Tabela 7. Estimativa da variabilidade genética das populações de bicudo da Cooperbrás: He = Heterozigidade por locos de RAPD (critério imparcial), PI = Porcentagem de locos polimórficos (critério 0,99).

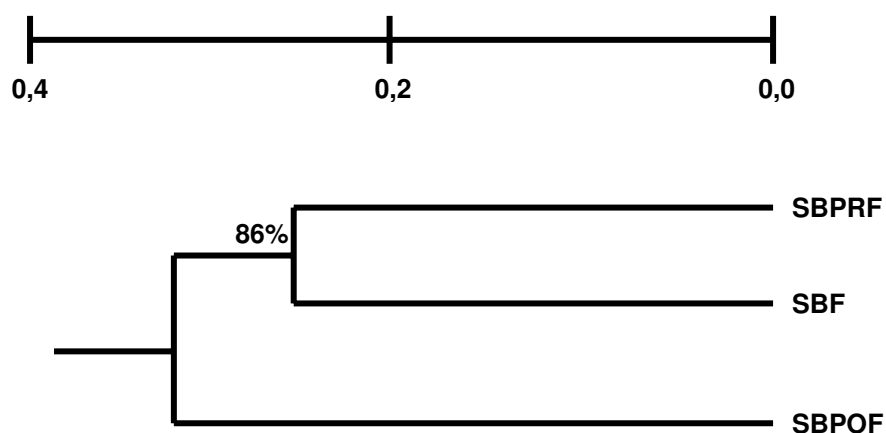
	Nº de indivíduos	He	PI
SBPC	96	0,2640	88,6139
SBC	96	0,2685	84,6535
SBPCO	96	0,2871	93,5644

Tabela 8. Distância genética entre três das subpopulações de *Anthonomus grandis* estimadas pelo método de NEI (1972) a partir de dados obtidos pela técnica de RAPD.

	SBPRF	SBF	SBPOF
SBPRF		
SBF	0,0232*	
SBPOF	0,0276*	0,0393*

* Teste significativo de Fisher: 1% de probabilidade

Figura 15. Dendrograma obtido a partir das distâncias genéticas de Nei (1972), pelo método do UPGMA. As porcentagens dos nós correspondem aos valores de *bootstrap*.



Na análise do dendrograma baseado no índice de similaridade de Jaccard (Figura 16) observou-se que os bicudos analisados agruparam-se em três subgrupos. O agrupamento por similaridade pode ser verificado também na análise dos componentes principais (Figura 17), na qual foram observados três grupamentos genéticos, além de alguns indivíduos que mostraram-se bem dispersos.

MARTINS et al. (2007), ao analisar seis populações originárias de cinco estados brasileiros (Paraíba, Ceará, Bahia, Mato Grosso e Goiás), por meio de marcadores RAPD e isoenzimas, observaram que no primeiro método o polimorfismo variou entre 52 e 84% e a heterozigosidade de 0,189 a 0,34. O índice de diferenciação genética (G_{ST}) entre seis populações foi de 0,258. A análise de isoenzima revelou um polimorfismo e heterozigosidade variando entre 25 a 100% e 0,174 e 0,277, respectivamente. Os marcadores utilizados distinguiram populações presentes em grandes áreas de outras originárias da produção de algodão em pequenas propriedades.

KIM e SAPPINGTON (2006, 2004a, b, c) ao compararem os padrões de diversidade genética do bicudo-do-algodoeiro originário do México e EUA, por meio de marcadores microsátélites, mtDNA (PCR-RFLP) e RAPD, observaram que os resultados foram similares, independentemente do método utilizado. Os resultados revelaram que as populações do sudeste (Tampico, México; Weslaco e Kingsville, EUA) apresentaram altos níveis de diversidade genética, enquanto que as populações do Norte (El Campo, College Station, Waxahachie, EUA), baixos níveis de diversidade genética. Segundo os autores, em todos os três marcadores utilizados, a maior diversidade genética observada foi proveniente de Tampico, MX, cuja população estava próxima da região geográfica de origem de *A. grandis*. Em contraste, as populações com baixos níveis de diversidade foram encontradas nas regiões mais recentemente colonizadas, o que corresponde com o aumento da produção de algodão e dispersão do bicudo para essas áreas. Os autores concluíram, baseados em reconstruções filogenéticas, que a dispersão do inseto ocorreu do sul para o norte e que a migração e a deriva genética ainda não atingiram seu equilíbrio.

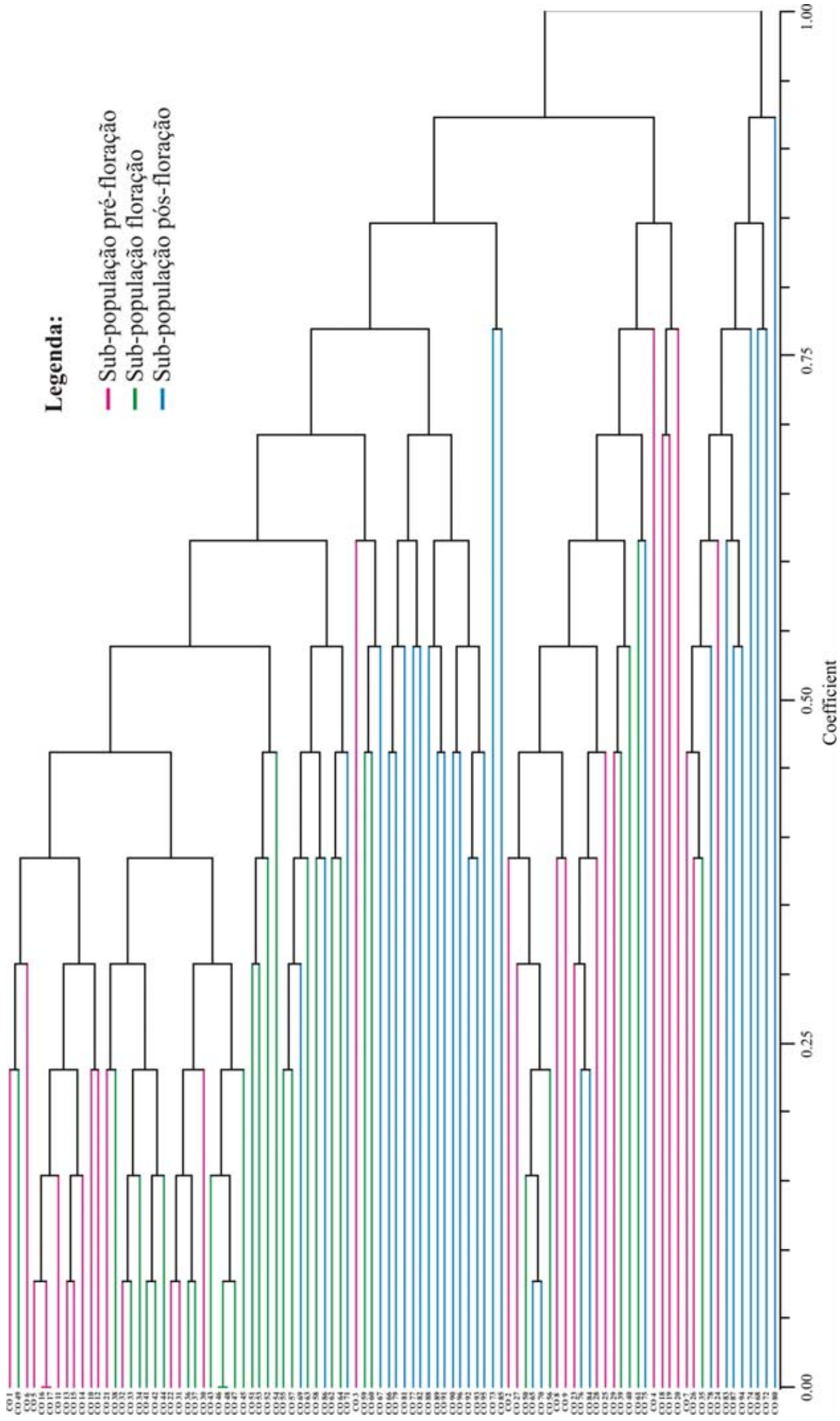


Figura 16. Dendrograma formado utilizando o método de agrupamento UPGMA e o coeficiente de similaridade de Jaccard para os indivíduos de *A. grandis* das populações Cab, Cooperbrás, Sete Veredas, Aeronáutica e Rondon.

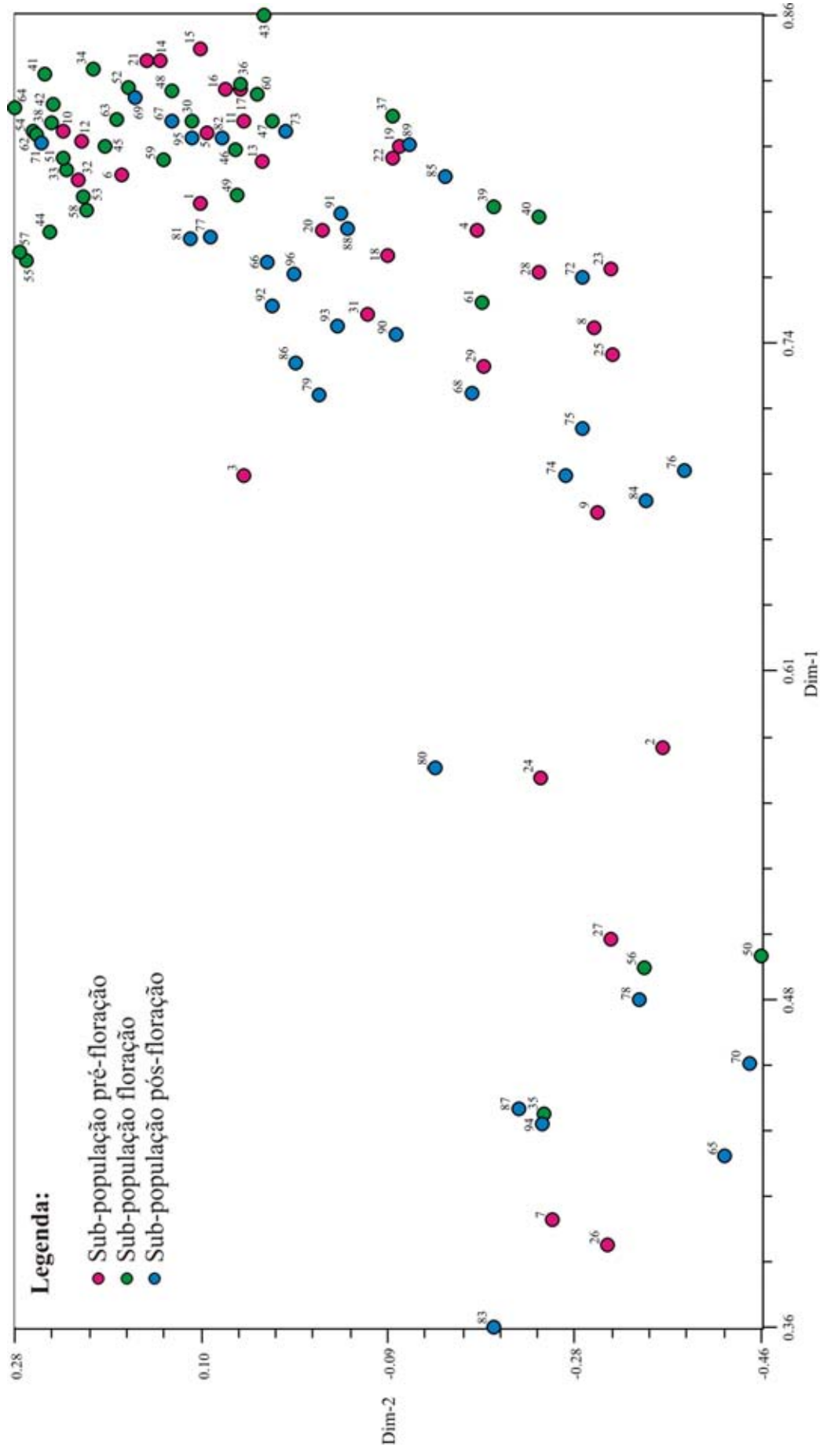


Figura 17. Análise de componentes principais obtidos a partir das similaridades genéticas (Jaccard), mostrando o padrão de divergência entre os indivíduos pertencentes a três subgrupos.

SCATAGLINI et al. (2000), ao analisarem as populações de *A. grandis* originárias da Argentina, Paraguai, Brasil, México e Estados Unidos, por meio de marcadores RAPD, observaram uma similaridade genética considerável entre as populações do México e Argentina. Esses autores levantaram a hipótese de que o bicudo-do-algodoeiro pode ter ocorrido naturalmente na América do Sul antes mesmo do início da monocultura do algodão e que os surtos populacionais do inseto podem estar associados ao aumento de terras agricultáveis. Todas as outras populações da América do Sul mostraram-se geneticamente distantes umas das outras e as originárias do mesmo país, um alto grau de similaridade genética.

KIM e SAPPINGTON (2004a) examinando a variabilidade de DNA mitocondrial em 20 populações de *A. grandis* de oito estados e nordeste do México, estimaram que a migração fosse freqüente mesmo entre populações separadas por mais de 300 km. Resultados de análises de RAPD sugerem que a efetiva migração foi alta o bastante para distâncias de aproximadamente 300-400 km para prevenir a diferenciação genética, mas os números estimados de extensão de migração entre populações foi muito baixo, comparados com os dados de DNA mitocondrial (KIM e SAPPINGTON, 2004b, c).

Os resultados do presente trabalho, referente à análise interpopulacional, evidenciaram a presença de dois subgrupos distintos. Tais resultados podem estar relacionados com o fato do bicudo se dispersar a longas distâncias (km), ocorrendo assim fluxo gênico na população, aumentando a variabilidade genética e selecionando indivíduos diferencialmente. Pois, na maioria das circunstâncias, a seleção atua simplesmente por meio da reprodução e sobrevivência diferenciais de indivíduos geneticamente diferentes dentro de uma população.

Uma outra possibilidade para a diversidade genética obtida, seria a presença de espécies crípticas do gênero *Anthonomus* nas áreas de estudos. Até o momento, todas as evidências indicam que apenas *A. grandis* provoca perdas e danos para a cultura do algodoeiro no Brasil, entretanto, D'ARAÚJO e SILVA et al. (1968) citam a espécie *Anthonomus campinas* Marshall, 1938, ocorrendo em flores do algodoeiro, em São Paulo.

Na análise intrapopulacional, também, ficaram evidentes três subgrupos, sendo que um dos subgrupos foi constituído por indivíduos coletados na fase

pós-floração. Vale a pena ressaltar que na área estudada, o replantio do algodão foi feito em dezembro de 2006, provocado pelo excesso de chuvas, o que retardou a colheita. Este fato pode ter favorecido a migração de indivíduos do bicudo das áreas próximas já colhidas e de outras mais distantes.

Esse é o primeiro estudo no Brasil que analisa a diversidade genética das populações adultas do bicudo com um número significativo de indivíduos e de *primers*. Há necessidade de comparar outras populações provenientes de outras regiões do Brasil. Além disso, é importante averiguar a presença de espécies crípticas associadas à cultura do algodoeiro e a de *A. grandis*.

A utilização de marcadores RAPD foi importante para esse estudo, pois contribuiu para o entendimento do grau de variabilidade genética entre e dentro das populações de bicudo. As informações obtidas, utilizando este marcador molecular, poderão contribuir para o melhor conhecimento da estrutura de populações do bicudo, podendo futuramente, serem utilizados como ferramenta para o controle da praga e melhor conhecimento de sua evolução, dispersão e manejo fitossanitário.

4. CONCLUSÃO

- Primeiro estudo no Brasil que analisa a diversidade genética das populações adultas do bicudo com um número significativo de indivíduos e de *primers*.
- Há necessidade de comparar outras populações provenientes de outras regiões do Brasil.
- Pelos resultados obtidos fica evidente a necessidade de maiores estudos com outros marcadores pela complexidade de espécies de *A. grandis*.
- A utilização do marcador RAPD foi importante para esse estudo, pois contribuiu para o entendimento do grau de variabilidade genética dentro e entre as populações de bicudo.
- As informações obtidas poderão contribuir para o melhor conhecimento da estrutura de populações do bicudo, podendo futuramente, serem utilizados como ferramenta para o controle da praga e melhor conhecimento de sua evolução, dispersão e manejo fitossanitário.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALJANABI, S. M.; LOIÁCONO, M. S.; LOURENÇO, R. T.; BORGES M.; TIGANO, M. S. RAPD analysis revealing polymorphism in egg parasitoids of soybean stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 27, p. 345-352, 1998.
- BARBOSA, P. **Conservation Biological Control**. New York: Academic Press, 1998. 396 p.
- BASTOS, C. S.; PEREIRA, M. J. B.; TAKIZAWA, E. K.; OHL, G.; AQUINO, V. R. **Bicudo-do-algodoeiro: Identificação, Biologia, Amostragem e Táticas de Controle**. Campina Grande, PB.: Embrapa Algodão, 2005. 31p. (Circular Técnica, 79).
- BASTOS, C. S.; PICANÇO, M. C.; SILVA, T. B. M. Sistemas de amostragem e tomada de decisão no manejo integrado de pragas do algodoeiro. **Revista Brasileira de Oleaginosas e Fibrosas**, Campina Grande, v. 10, n. 3, p. 1119-1146, 2006.
- BRAGA SOBRINHO, R.; LUKEFAHR, M. J. **Bicudo (*Anthonomus grandis* Boheman): nova ameaça à cotonicultura brasileira; biologia e controle**. Campina Grande: EMBRAPA, Centro Nacional de Pesquisa do Algodão, 1983. (Documentos, 22).
- BURKE, H. R. Situação taxonômica do bicudo-do-algodoeiro no Brasil e em outras áreas da América do Norte e do Sul. In: BARBOSA, S., LUKEFAHR, M. J., BRAGA SOBRINHO, R. (Eds.) **O Bicudo-do-algodoeiro**. Brasília: EMBRAPA- DDT, 1986. 314p.
- CRUZ, C. D.; REGAZZI, A. J. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 390 p. 1997.
- D'ARAÚJO E SILVA, A. G.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; GOMES, J.; SILVA, M. N.; SIMONI, L. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil**. Seus parasitos e predadores. Rio de Janeiro, RJ: Ministério da Agricultura, 1968. 622p. Parte II. Tomo I: Insetos, hospedeiros e inimigos naturais.
- DAJOZ, R. **Ecologia geral**. Petrópolis: Vozes, 1978. 474p.
- DEGRANDE, P. **Bicudo-do-algodoeiro: manejo integrado**. Dourados: UFMS/EMBRAPA-UEPAE Dourados, 1991. p. 142.
- DEGRANDE, P. E.; SANTOS, W. J. Melhor sem bicudo. **Cultivar**, v. 6, n. 54, p. 08-10, 2004.

EXCOFFIER, L.; SMOUSE, P. E.; QUATTRO, J. M. Analyses of Molecular Variance inferred from metric distances among DNA haplotypes: application to human mitochondrial DNA restriction data. **Genetics**, v. 131, p. 479-491, 1992.

FERREIRA, M. E.; GRATTAPAGLIA, D. **Introdução ao uso de marcadores moleculares em análise genética**. 3ª. ed. Brasília, DF: EMBRAPA-CENARGEN, 1998.

GALLO, D.; NAKANO O.; NETO, S. S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C.; FILHO, E. B.; 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. Cap. 12 - Pragas das plantas e seu controle. p. 397-418.

GONDIM, D. M. C.; BELOT, J. L.; SILVIE, P.; PETIT, N. **Manual de identificação das pragas, doenças, deficiências minerais e injúrias do algodoeiro do Brasil**. 3ª. ed. Cascavel: Codetec/CIRAD, 2003. 120 p. (Boletim Técnico, 33).

HARDEE, D. D.; MITCHELL, E. B.; HUDDLESTON, P. P.; DAVICH, T. B. A laboratory technique for bioassay of plant attractants for the boll weevil. **Journal of Economic Entomology**, v. 59, n. 1, p. 240-241, 1966.

JONES, R. W. Evolution of the host plant associations of the *Anthonomus grandis* species group (Coleoptera: Curculionidae): Phylogenetic tests of various hypotheses. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 94, n. 1, p. 51-58, 2001.

KIM, K. S.; SAPPINGTON, T. W. Boll weevil (*Anthonomus grandis* Boheman) (Coleoptera: Curculionidae) dispersal in the southern United States: evidence from mitochondrial DNA variation. **Mol. Ecol. Evol.** v. 33, p. 457-470, 2004a.

KIM, K. S.; SAPPINGTON, T. W. DNA fingerprinting boll weevil populations from non-eradicated states and Northeast Mexico. In: BELTWISE COTTON CONFERENCES, 2003., Nashville, TN. **Proceedings...** CDROM.

KIM, K. S.; SAPPINGTON, T. W. Genetic structuring of boll weevil populations in the US based on RAPD markers. **Insect Molecular Biology**, v. 13, p. 293-303, 2004b.

KIM, K. S.; SAPPINGTON, T. W. Isolation and characterization of polymorphic microsatellite loci in the Boll weevil *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae). **Molecular Ecology Notes**, v. 4, p. 701-703, 2004c.

KIM, K. S.; SAPPINGTON, T. W. Molecular genetic variation of boll weevil populations in North America estimated with microsatellites: implications for patterns of dispersal. **Genetica**, v. 127, p. 143-161, 2006.

LIMA, L. H. C.; NÁVIA, D.; INGLIS, P. W ; OLIVEIRA, M. R. V. Survey of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera:Aleyrodidae) biotypes in Brazil using RAPD markers. **Genetics and Molecular Biology**, v. 23, n. 4, p. 1-5, 2000.

LYNCH, M.; MILLIGAN, B. G. Analysis of population genetic structure with RAPD markers. **Molecular Ecology**, v. 3, p. 91-99, 1994.

MACHADO, M. F. P. S. **Isoenzimas da desidrogenase málica em abelhas do gênero Plebéia: controle genético e dados populacionais**. 1982, 198 p. Dissertação (Mestrado em Genética) - Universidade de São Paulo, Faculdade de Medicina de Ribeirão Preto, Ribeirão Preto, 1982.

MARTINS, W. F. S.; AYRES, C. F. J.; LUCENA, W. A. Genetic diversity of Brazilian natural populations of *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae), the major cotton pest in the New World. **Genetics and Molecular Research**, v. 6, n. 1, p. 23-32, 2007.

MAXWELL, F. G.; JENKINS, J. N.; KELLER, J. C.; PARROT, W. L. An arrestant and feeding stimulants for the boll weevil in the water extract of cotton-plant parts. **Journal of Economic Entomology**, v. 56, n.4, p.449-454, 1963.

MCKIBBEN, G. H.; MITCHELL, E. B.; SCOTT, W. P.; HEDIN, P. A. Boll weevil are attracted to volatile oils from cotton plants. **Environmental Entomology**, v. 6, p. 804-806, 1977.

MICHELI, A. **Variabilidade intraespecífica, inimigos naturais e avaliação da mistura de fungos entomopatogênicos e inseticidas para o controle de *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Chrysomelidae)**. 2005, 115p. Tese (Doutorado em Entomologia) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

MIRANDA, J. E. **Manejo de pragas do algodoeiro no Cerrado Brasileiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2006. 22p. (Circular Técnica, 98).

NEI, M. Genetic distances between populations. **American Naturalist**, v. 106, p. 283-292, 1972.

RAMALHO, F. S.; GONZAGA, J. V.; SILVA, J. R. B. Métodos para determinação das causas de mortalidade natural do bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 28, p. 877-887, 1993.

RAMALHO, F. S.; MEDEIROS, R. S.; LEMOS, W. P. Bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae). In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.; CANTOR, F. (Eds.). **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 113-119.

RAMALHO, F. S.; WANDERLEY, P. A. Ecology and management of the boll weevil in South American cotton. **American Entomologist**, v. 42, n. 1, p. 41-47, 1996.

RIBEIRO, P. A. **Ecologia do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Bohemam, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) no cerrado do Brasil central.** 2007, 112p. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) - Universidade de Brasília, Brasília.

ROBINSON, I. P. Aloenzimas na genética de populações de plantas. In: ALFENAS, A. C. (Ed.) **Eletroforese de isoenzimas e proteínas afins. Fundamentos e aplicações em plantas e microorganismos.** 2. ed. Viçosa: UFV, 1998. p. 329-380.

ROHLF, F. J. 1993. **NTSYS-*pc*: Numerical Taxonomy and Multivariate Analysis System.** Version 1.80. Exeter Publishing, Setauket, New York. 1993.

SCATAGLINI, M. A.; LANTERI, A. A.; CONFALONIERI, V. A. Diversity of boll weevil populations in South America: a phylogeographic approach. **Genetica**, v. 126, p. 353-368, 2006.

SILVIE, P.; LEROY, T.; BELOT, J. L.; MICHEL, B. **Manual de identificação das pragas e seus danos no algodoeiro.** 3^a. ed. Cascavel: Codetec/CIRAD, 2001. 100 p. (Boletim Técnico, 34).

Anexos

Anexo A. Características diferenciais das subpopulações de *Anthonomus grandis* (adaptado de BURKE, 1986; RAMALHO et al., 2001).

Características diferenciais de indivíduos			
Ítems	Bicudo-da-maçã-mexicana	Bicudo-da-maçã-do-sudeste	Bicudo-da-maçã-da-turbéria
Distribuição	Arizona, Califórnia, México, América Central e Cuba	Texas, sudeste dos Estados Unidos, Haiti, república Dominicana, Venezuela, Colômbia, Brasil, Paraguai e Argentina	Arizona, Novo México, Sonora e México
Hospedeiro	<i>Gossypium hirsutum</i> , <i>G. davidsonii</i> , <i>G. barbadense</i> e, provavelmente, <i>G. thurberi</i> , <i>Hampea nutricia</i> , <i>Hibiscus pernambucensis</i>	<i>Gossypium hirsutum</i> , <i>Cienfuegosia drumondii</i> e <i>C. affinis</i>	<i>Gossypium thurberi</i> e, ocasionalmente, <i>G. hirsutum</i>
Forma do corpo	Robusta e alongada	Alongada	Robusta e fortemente convexa
Poliformismo dos intervalos elitrais Cerdas pronotais	Baixa incidência em poucas amostras Classes de cerdas II ou III constituem todas ou a maioria das amostras	Alta incidência em todas as amostras Classes de cerdas IV constituem todas ou a maioria das amostras. Classe III algumas vezes presente, mas com baixa incidência	Ausente Classe de cerdas I predomina. Incidência da classe III baixa

Profêmures	Robustos a delgados. Índice CF/LF ² de 3,47 a 3,80	Geralmente delgados. Índice CF/LF de 3,47 a 3,80	Robustos Índice CF/LF de 3,34 a 3,40
Cor da antena	Maioria dos indivíduos com a clava mais escura que o funículo	Maioria dos indivíduos com a clava não mais escura que o funículo, exceto os da Venezuela e Colômbia	Maioria dos indivíduos com a clava mais escura que o funículo
Escutelo	Maioria dos indivíduos com o escutelo das classes II e III	Maioria dos indivíduos com o escutelo das classes IV, exceto os do Haiti e República Dominicana	Maioria dos indivíduos com o escutelo da classe I
Metepisterno	Maioria dos indivíduos com o metepisterno das classes I e II	Maioria dos indivíduos com o metepisterno da classe III, exceto os do Haiti, República Dominicana e Venezuela	Maioria dos indivíduos com o metepisterno das classes I
Espermateca	Tubo esclerosado de comprimento longo a moderado	Tubo esclerosado curto	Tubo esclerosado longo

² Comprimento/largura (CF/LF) dos profêmures.

Anexo B. Portaria do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) que regulamenta a área livre de *Anthonomus grandis* no país.

Instrução Normativa Nº 19, DE 18 DE ABRIL DE 2006

Publicado no Diário Oficial da União de 26/04/2006 , Seção 1 , Página 3

Ementa: Estabelece para fins de Certificação Fitossanitária, a condição de Área Livre de Praga, como opção reconhecida de manejo de risco para a praga *Anthonomus grandis* (bicudo-do-algodoeiro).

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO.
SECRETARIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA

INSTRUÇÃO NORMATIVA Nº 19, DE 18 DE ABRIL DE 2006.

O SECRETÁRIO DE DEFESA AGROPECUÁRIA, DO MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO, no uso da atribuição que lhe confere o art. 42, do Anexo I, do Decreto nº 5.351, de 21 de janeiro de 2005, nos termos do disposto no Regulamento de Defesa Sanitária Vegetal, Capítulo IV, aprovado pelo Decreto nº 24.114, de 12 de abril de 1934, e o que consta do Processo nº 21000.000492/2005- 26, resolve:

Art. 1º Estabelecer, para fins de Certificação Fitossanitária, a condição de Área Livre de Praga, como opção reconhecida de manejo de risco para a praga *Anthonomus grandis* (bicudo - do - algodoeiro).

Art. 2º Determinar e aprovar os procedimentos a serem adotados pelas Unidades da Federação na implantação da Área Livre da Praga *Anthonomus grandis*, conforme os Anexos desta Instrução Normativa.

Art. 3º O Departamento de Sanidade Vegetal - DSV poderá propor alteração, a qualquer momento, dos procedimentos previstos nesta Instrução Normativa em função dos princípios de análise de risco de pragas, de desenvolvimento científico e tecnológico ou para atender a exigências fitossanitárias específicas de países importadores.

Art. 4º Cabe ao DSV a prerrogativa de outorgar e de retirar, quando julgar pertinente, o reconhecimento da condição de Área Livre da Praga *Anthonomus grandis*.

Art. 5º Esta Instrução Normativa entra em vigor na data de sua publicação.

GABRIEL ALVES MACIEL

ANEXO I

EXIGÊNCIAS, CRITÉRIOS E PROCEDIMENTOS A SEREM ADOTADOS PARA A CARACTERIZAÇÃO, ESTABELECIMENTO, RECONHECIMENTO OFICIAL E MANUTENÇÃO DE ÁREA LIVRE DA PRAGA *Anthonomus grandis*

1. CARACTERIZAÇÃO E DELIMITAÇÃO DA ÁREA PROPOSTA COMO ALP E SITUAÇÃO DA PRAGA *Anthonomus grandis* NA UNIDADE DA FEDERAÇÃO

1.1 O OEDSV interessado deverá juntar documentação caracterizando a área proposta como livre de praga com as seguintes informações:

1.1.1 Histórico da cultura do algodão na Unidade da Federação e, especificamente nos últimos dois anos-safra na área proposta, indicando:

a) os municípios produtores;

- b) o número de propriedades e de produtores, por município;
 - c) a área semeada, por município.
- 1.1.2 Descrição da área indene, sua extensão geográfica, condições de isolamento e existência de possíveis barreiras geográficas que dificultem a introdução da praga.
- a) considerar uma distância segura de possíveis fontes de infestação da praga, estabelecendo uma zona tampão;
 - b) obedecer aos limites facilmente reconhecíveis (rios, estradas, etc.), com todos os pontos georreferenciados.
- 1.1.3 Caracterização do OEDSV:
- a) demonstrativo de pessoal;
 - b) estrutura física disponível para a execução das atividades;
 - c) listagem das barreiras Fitossanitárias com seus respectivos pontos geográficos e número de fiscais lotados em cada barreira.
- 1.1.4 Treinamento dos fiscais estaduais responsáveis pelos levantamentos oficiais do *Anthonomus grandis*, com ênfase no monitoramento:
- a) conteúdo do treinamento;
 - b) relação dos fiscais treinados;
 - c) Data e carga horária do treinamento.
- 1.1.5 Resultados dos levantamentos oficiais de detecção da praga *Anthonomus grandis* e de delimitação da área, nos últimos dois anos-safra.
- 1.1.6 Regulamentos e normas de controle legal utilizados pela autoridade estadual, entre as quais:
- a) eliminação de lavouras abandonadas;
 - b) destruição de restos culturais;
 - c) eliminação de plantas voluntárias nos pátios de empresas algodoeiros.
 - d) controle do trânsito de produtos, subprodutos, máquinas, equipamentos e implementos utilizados na cultura do algodão;
 - e) mecanismos que garantam a desinfestação de produtos, subprodutos, máquinas, equipamentos e implementos oriundos de áreas infestadas com o bicudo;
- 1.1.7 Relação de cursos de CFO e CFOC realizados e dos engenheiros agrônomos habilitados para certificação quanto ao *A. grandis*.
- 1.1.8 Relação dos fiscais estaduais agropecuários credenciados para emissão da PTV, designados para atuar na região.
- 1.1.9 Cadastro das unidades de beneficiamento e deslindamento.
- 1.2 O documento deverá apresentar mapas indicando:
- 1.2.1 Localização da área proposta na Unidade da Federação com indicação da Zona Tampão.
 - 1.2.2 Localização das armadilhas utilizadas nos levantamentos oficiais.
 - 1.2.3 Distribuição geográfica da praga na Unidade da Federação, especialmente nos municípios próximos ou vizinhos à área que se deseja reconhecer.
 - 1.2.4 Localização das unidades de beneficiamento e deslindamento.
 - 1.2.5 Rotas para o transporte da produção, máquinas e implementos agrícolas.
 - 1.2.6 Localização das barreiras fitossanitárias.
- ## 2. AÇÕES FITOSSANITÁRIAS PARA DETECÇÃO E DELIMITAÇÃO DA PRAGA *Anthonomus grandis*
- 2.1 Os levantamentos oficiais de detecção da praga e delimitação da área indene deverão ser conduzidos pelo OEDSV na área proposta, pelo período mínimo e ininterrupto de 2 (dois) anos que antecedem a solicitação do reconhecimento oficial.
- 2.2 Tipo de Armadilha e Distribuição no Campo.
- 2.2.1 Serão usadas armadilhas de modelo previamente aprovado pelo DSV contendo feromônio registrado no MAPA.
- 2.2.2 As armadilhas deverão ser instaladas em todos os municípios da área indene, da zona tampão e em locais de risco.
- a) nos municípios sem cultivo de algodão, as armadilhas serão instaladas nas rotas de transporte.
 - b) nos municípios produtores de algodão, as armadilhas serão instaladas no perímetro das lavouras.
 - c) nos períodos de entressafra do algodão as armadilhas serão instaladas nas rotas de transporte, em locais de risco ou próximo a locais de refúgio, sob orientação do OEDSV.
- 2.2.3 A densidade de armadilhas deverá seguir, no mínimo, os parâmetros constantes na Tabela 01:

TABELA 01: Densidade de armadilhas nos levantamentos de detecção e delimitação

Local de instalação	Densidade
Local de risco (*), rotas de transporte e locais de refúgio.	1/300m no perímetro
Município sem cultivo de algodão	10/1 (armadilhas/município)
Lavoura de algodão	1/40 (armadilha/hectare)

Obs.:(*) portos, aeroportos e unidades algodoeiros.

2.3 Durante a safra as armadilhas terão a seguinte frequência mínima de inspeção:

2.3.1 Armadilhas instaladas em lavoura algodoeira:

a) a cada quinze dias, desde a emergência das plantas até os 30 (trinta) dias após a emergência;

b) uma vez por mês, desde os 30 (trinta) até os 120 (cento e vinte) dias após a emergência;

c) semanalmente, desde os 120 (cento e vinte) dias após a emergência até a data limite de eliminação de soqueira, normatizada por legislação estadual específica.

2.3.2 Armadilhas instaladas em locais de risco e em municípios sem cultivo de algodão receberão vistorias semanais.

2.4 Nas demais épocas do ano as vistorias das armadilhas terão periodicidade mensal.

2.5 A troca de feromônio das armadilhas se dará conforme especificação do fabricante, sendo as informações referentes à nota fiscal de compra do produto anotadas no Livro de Registros, assim como as datas dessa operação.

3 RECONHECIMENTO OFICIAL DA ÁREA LIVRE DE PRAGA *Anthonomus grandis*

3.1 O OEDSV deverá encaminhar documento contendo as informações requeridas para caracterização da ALP ao SDSA / SFA que instruirá Processo e, após emitir parecer, o encaminhará ao D S V.

3.2 O DSV analisará o processo e procederá a auditoria técnica para avaliar a conformidade das medidas e ações fitossanitárias estabelecidas por este regulamento. Sendo favorável o parecer dos auditores, o DSV publicará ato de outorga do reconhecimento oficial da ALP dando ampla divulgação.

3.4 Para o reconhecimento de áreas adjacentes a uma Área Livre já reconhecida, o período de monitoramento oficial será de 1 (um) ano.

4 MANUTENÇÃO DA ÁREA LIVRE

4.1 Na área livre oficialmente reconhecida, o monitoramento da praga *A. grandis* será conduzido pelo produtor rural ou empresário, com o tipo de armadilha, densidade, distribuição, frequência de inspeção e troca de feromônio previstos nos itens 2.2 a 2.5 desta Instrução Normativa, sob orientação de responsável técnico habilitado para certificação fitossanitária de origem, coordenado pelo OEDSV e supervisionado pelo SDSA / SFA.

4.2 O monitoramento da praga nos municípios sem lavoura de algodão e nos períodos de entressafra será garantido pelo OEDSV, com os mesmos critérios previstos nos itens 2.2 a 2.5 desta Instrução Normativa, para atender à exigência de monitoramento ininterrupto.

4.3 Os produtores poderão contratar o serviço de organizações para executar o monitoramento conjunto na ALP.

a.) A organização responsável pelo monitoramento deverá cadastrar-se junto ao SDSA / SFA da Unidade da Federação e cumprir todas as diretrizes estabelecidas nesta Instrução Normativa quanto a procedimentos e prazos, além de acatar todas as demais recomendações feitas pelo OEDSV e pelo MAPA.

b.) O responsável técnico pela organização deverá elaborar relatório das atividades e encaminhá-lo mensalmente ao OEDSV.

4.4 O OEDSV deverá supervisionar mensalmente os produtores garantindo a realização de todos os levantamentos e medidas fitossanitárias de controle estabelecidas por este regulamento.

4.5 O SDSA / SFA realizará supervisões na ALP, no máximo, a cada 3 (três) meses.

4.6 O DSV deverá realizar no mínimo 2 (duas) auditorias por ano, na ALP.

4.7 O OEDSV deverá estabelecer mecanismos legais que garantam a eliminação de plantas de algodão germinadas às margens das rodovias e nos pátios dos algodoeiros.

4.8 Das responsabilidades para a manutenção da ALP:

4.8.1 Ao OEDSV cabe:

- a) articular, mobilizar e organizar os segmentos e parceiros locais para a implantação da ALP;
- b) credenciar os técnicos para a emissão dos Atestados de Expurgo e de Desinfecção, CFO, CFOC e PTV;
- c) acompanhar e coordenar, com inspeções *in loco*, o processo de certificação fitossanitária na origem;
- d) acompanhar e coordenar as operações de expurgo e desinfecção, quando necessários;
- e) realizar o controle do trânsito por meio da emissão da PTV;
- f) coordenar a execução do Plano Emergencial de Erradicação de Foco;
- g) instalar, equipar e manter as barreiras fitossanitárias fixas e móveis;
- h) enviar ao SDSA / SFA os relatórios previstos, nos prazos estabelecidos.

4.8.2 Ao produtor cabe:

- a) executar as ações fitossanitárias de acordo com os princípios do manejo integrado de pragas e seguir as recomendações do OEDSV;
- b) fornecer armadilha e feromônio em quantidade necessária para a detecção do *Anthonomus grandis*;
- c) informar imediatamente ao OEDSV a mudança do RT, quando esta ocorrer;
- d) arcar com a manutenção física e financeira dos levantamentos fitossanitários, do Plano Emergencial de Erradicação de Foco e, quando necessário, com os custos de auditorias internacionais.

4.8.3 À unidade centralizadora ou processadora exportadora cabe:

- a) garantir a identidade, a rastreabilidade e a conformidade fitossanitária dos produtos oriundos da ALP e armazenados na empresa;
- b) fornecer armadilha, feromônio e inseticida para o monitoramento do *Anthonomus grandis* nas suas dependências e imediações;
- c) manter, por um período de dois anos, os registros de toda a movimentação de ingresso e egresso de produtos algodoeiros destinados ao mercado externo;
- d) eliminar plantas hospedeiras da praga dentro de sua área de domínio;
- e) dar destino adequado aos resíduos do beneficiamento, sob a orientação do OEDSV.

4.8.4 Ao Responsável Técnico cabe:

- a) a certificação fitossanitária com a emissão do CFO e CFOC;
- b) instalar e vistoriar armadilhas para detecção do *Anthonomus grandis*, efetuando a troca do feromônio conforme recomendação do fabricante;
- c) manter atualizado os registros com os dados e informações exigidas por esta Instrução Normativa;
- d) elaborar e enviar os relatórios previstos, nos prazos estabelecidos.

4.8.5 Ao SDSA / SFA cabe:

- a) supervisionar as atividades realizadas nas unidades de produção;
- b) fiscalizar as unidades centralizadoras ou processadoras exportadoras;
- c) supervisionar, registrar e avaliar o sistema de monitoramento da praga;
- d) elaborar e enviar os relatórios previstos ao DSV, nos prazos estabelecidos.

4.8.6 Ao DSV compete:

- a) auditar a aplicação das normas exigidas por este regulamento;
- b) avaliar os relatórios técnicos encaminhados pelo SDSA/ SFA e emitir parecer;
- c) outorgar e revogar o reconhecimento da condição de Área Livre de Praga.

CAPTURA DE *Anthonomus grandis* PELAS ARMADILHAS

5.1 A armadilha instalada numa ALP oficialmente reconhecida receberá um código composto pelo código da unidade de produção (item 7.2 desta Instrução Normativa) seguido do número da armadilha com três unidades.

Exemplo de código da armadilha de número 10: 51.0622.0000004.1.010.

5.1.1 Os insetos capturados em cada armadilha deverão ser acondicionados em recipiente apropriado, identificado com o código da armadilha, o nome do proprietário, o nome da propriedade, o nome do município, data da coleta e identificação do responsável pela coleta.

5.1.2 O material coletado será encaminhado pelo responsável técnico a um laboratório credenciado pelo OEDSV para identificação dos indivíduos.

6 MEDIDAS A SEREM ADOTADAS EM CASO DE DETECÇÃO DE FOCO

6.1 Na confirmação da captura de um único exemplar de *Anthonomus grandis* na Área Livre, na Zona Tampão ou sua interceptação em partidas de produtos oriundos da Área Livre, deverão ser implementadas ações emergenciais para contenção e erradicação da praga, previstas no Anexo III.

6.1.1 O Responsável Técnico deverá comunicar imediatamente ao OEDSV o início da execução do Plano, informando o código da armadilha onde houve a captura, o número de insetos capturados e as medidas iniciais adotadas para contenção da praga.

6.1.2 Caberá ao OEDSV estabelecer a equipe de controle e coordenar as ações previstas no Plano de Erradicação.

6.2 O OEDSV deverá inspecionar as armadilhas instaladas nas áreas adjacentes e nas rotas de trânsito que dão acesso ao foco da praga.

6.3 Após a conclusão do Plano Emergencial de Erradicação de Foco, deverão ser realizados levantamentos de detecção durante 2 (dois) anos sem captura da praga, para que o DSV possa reconhecer a erradicação do foco.

6.4 O OEDSV, por meio de Ato Legal publicado no Diário Oficial, deverá estabelecer requisitos fitossanitários para saída de algodão em pluma, algodão em caroço, caroço de algodão, sementes de algodão, fibrila, resíduos de beneficiamento e sacarias, bem como de máquinas e equipamentos da área de foco não erradicado para o trânsito na ALP e na zona tampão.

7 CADASTRAMENTO DESTINADO AO MERCADO EXTERNO

7.1 Os produtores que desejarem exportar algodão a partir da ALP deverão cadastrar suas unidades de produção no prazo máximo de quinze dias após o plantio.

7.1.1 O interessado deverá preencher formulário de cadastro junto ao OEDSV que, após vistoria à Unidade de Produção, o enviará ao SDSA / SFA com parecer conclusivo.

7.1.2 O cadastro da Unidade de Produção terá validade de um ano.

7.2 Código da Unidade de Produção.

7.2.1 O OEDSV deverá criar um código para cada Unidade de Produção, constituído pelos códigos do IBGE para a Unidade da Federação e para o município, o número da Unidade de Produção com sete dígitos e o algarismo "1" (código da ALP para o SNCF), como no seguinte exemplo:

Exemplo de Código da Unidade de Produção nº. 4, em Nova Mutum, MT, ALP: 51.0622.000004.1.

7.3 O encerramento de cada unidade de produção deverá ser comunicado, por escrito ao órgão responsável pelo cadastro, no prazo máximo de cinco dias após a eliminação da soqueira.

7.4 As unidades centralizadoras ou processadoras interessadas na exportação de produto algodoeiro proveniente da ALP deverão ser cadastradas no SDSA / SFA.

7.4.1 Para o cadastramento das exportadoras serão adotados os procedimentos previstos no item 7.1.1 desta Instrução Normativa.

7.5 O OEDSV deverá supervisionar mensalmente as unidades centralizadoras ou processadoras exportadoras envolvidas no processo de certificação, garantindo a realização de todos os levantamentos e medidas fitossanitárias de controle estabelecidas por este regulamento.

8 CERTIFICAÇÃO FITOSSANITÁRIA DE PRODUTOS ALGODOEIROS ORIUNDOS DA ALP

8.1 O produto algodoeiro oriundo da ALP e destinado ao mercado externo deve ser produzido, manipulado, classificado, embalado, armazenado e transportado de forma que seja garantida a identidade, a rastreabilidade e a conformidade fitossanitária.

8.2 O CFO, o CFC e o CF são regulados por legislação própria e certificam que as partidas de produtos algodoeiros atendem às exigências desta Instrução Normativa.

8.3 O técnico habilitado para emissão do CFO e do CFC deverá realizar vistorias nas armadilhas e registrar no livro, além do previsto na legislação específica, os seguintes dados:

a) as datas das vistorias realizadas;

b) a quantidade de insetos identificados como *Anthonomus grandis*, o código da armadilha onde houve a captura e o número do laudo laboratorial que confirma a identificação da praga, anexando uma cópia do laudo no livro.

8.4 OEDSV supervisionará o sistema de certificação fitossanitária de origem em unidade produtora e o sistema de certificação fitossanitária de origem consolidada em unidade centralizadora ou processadora de produtos algodoeiros, a cada 2 (dois) meses.

8.4.1 Na supervisão da certificação fitossanitária de origem, o OEDSV deverá realizar inspeções de campo na fase de floração, devendo inspecionar visualmente pelo menos 25 (vinte e cinco) plantas por unidade de produção, sendo que as informações referentes a esta inspeção e as recomendações deverão ser anotadas no livro de registros da propriedade.

8.4.2 Na supervisão da certificação fitossanitária de origem consolidada, o OEDSV deverá inspecionar a unidade centralizadora ou processadora, verificando o livro de registros e a existência de plantas hospedeiras da praga, sendo que as informações referentes a esta

inspeção e suas recomendações também deverão ser anotadas no livro de registros da Unidade.

8.5 Da rastreabilidade durante a colheita e pós-colheita.

8.5.1 Os lotes de algodão colhidos deverão estar identificados com o(s) código(s) da(s) unidade(s) de produção e data da colheita.

8.5.2 Em todo CFO / CFOC de carga proveniente de área livre deverão constar os códigos das Unidades de Produção e a declaração adicional “A partida é oriunda de Área Livre de *Anthonomus grandis*”.

8.5.3 No Certificado Fitossanitário do MAPA deverá constar a declaração adicional “A partida é oriunda de Área Livre de *Anthonomus grandis* em / no (Unidade da Federação) reconhecida pela ONPF do Brasil”.

8.5.4 Para efeito de certificação fitossanitária é obrigatória a identificação no fardão e na embalagem de produtos algodoeiros com os códigos das Unidades de Produção de origem, durante o beneficiamento e armazenamento.

8.6 Do controle de relatórios

8.6.1 Os responsáveis técnicos deverão elaborar relatórios mensais das atividades executadas e enviá-los ao OEDSV, até o 5º (quinto) dia útil do mês seguinte, em duas vias.

8.6.1.1 Os relatórios enviados pelos responsáveis técnicos serão analisados pelo OEDSV, que determinará a necessidade ou não da implementação de ações corretivas.

8.6.2 O OEDSV deverá consolidar os dados recebidos e encaminhá-los ao SDSA /SFA, até o dia 10 de cada mês.

8.6.3 O SDSA / SFA encaminhará cópia dos dados consolidados ao DSV, até o dia 20.

9 CONTROLE DO TRÂNSITO

9.1 Para efeito de certificação fitossanitária, o produto oriundo da ALP e destinado ao mercado externo deverá transitar acompanhado do CFO e da PTV.

9.1.1 O transporte de partida oriunda da ALP deverá ser realizado em veículo de carroceria fechada ou lonada para garantir a conformidade fitossanitária do produto.

9.1.2 Os fiscais do OEDSV, no ato da emissão da PTV, deverão lacrar a carga e o número do lacre será transcrito para o CFO / CFOC.

9.1.3 A mudança da carga de um caminhão lacrado na origem para outro no ponto de saída para o mercado externo somente será efetuada na presença de um Fiscal Federal Agropecuário, dentro do Posto de Vigilância Agropecuária - PVA ou Serviço de Vigilância Agropecuária - SVA ou da Estação Aduaneira Interior - EADI, para efeito de Certificação Fitossanitária com Declaração Adicional, pelo MAPA.

9.2 O OEDSV deverá instalar e equipar as barreiras fitossanitárias fixas e móveis para regular e controlar o trânsito na ALP e Zona Tampão.

9.2.1 As barreiras fitossanitárias deverão ser instaladas em locais que possam controlar o trânsito de máquinas e cargas para a ALP.

9.2.2 As barreiras fitossanitárias deverão fiscalizar todo e qualquer maquinário utilizado na produção, transporte e colheita de produto algodoeiro.

9.2.3 O OEDSV deverá manter em suas barreiras fitossanitárias planilhas de fiscalização de cargas e relação com os nomes dos técnicos habilitados para emitir CFO, CFOC, Atestado de Expurgo e dos fiscais estaduais credenciados a emitir a PTV.

9.3 É proibida a entrada na ALP e na Zona Tampão, de produtos e subprodutos algodoeiros, oriundos de áreas infestadas com o bicudo – do – algodoeiro desacompanhados da PTV emitida com base no Atestado de Expurgo.

9.4 Máquinas, equipamentos e implementos oriundos de zonas infestadas com o bicudo – do – algodoeiro deverão ser desinfetados antes de ingressarem na ALP.

9.4.1 O OEDSV deverá normatizar as operações de desinfecção e de expurgo para emissão do Atestado equivalente.

10. INFRAÇÕES E PENALIDADES

10.1 Nas barreiras fitossanitárias, o OEDSV deverá determinar o retorno à origem de produtos, subprodutos, máquinas, equipamentos e implementos em desacordo com este regulamento.

10.2 O Auto de Infração será aplicado pelo SDSA / SFA ou pelo OEDSV, quando delegado, ao produtor rural ou à empresa exportadora, sempre que for observada uma das seguintes infrações:

10.2.1 densidade incorreta de armadilhas;

10.2.2 armadilhas incorretas ou inadequadas para uso;

10.2.3 falta ou validade vencida do feromônio especificado;

10.2.4 armadilha sem identificação;

- 10.2.5 inobservância do prazo para coleta do material das armadilhas;
 - 10.2.6 falta de identificação ou identificação insuficiente das amostras enviadas ao laboratório;
 - 10.2.7 localização geográfica imprecisa ou incorreta da Unidade de Produção;
 - 10.2.8 área da unidade de produção em desacordo com o informado;
 - 10.2.9 plantio em data diferente da informada;
 - 10.2.10 inobservância do prazo para envio do relatório de monitoramento ao OEDSV;
 - 10.2.11 preenchimento incorreto ou incompleto das informações relativas ao processo de certificação fitossanitária;
 - 10.2.12 inobservância do preenchimento e manutenção das informações relativas ao ingresso e egresso de algodão na empresa / produtor;
 - 10.2.13 não comunicação do encerramento da Unidade de Produção, quando for o caso;
 - 10.2.14 falta de identificação ou identificação insuficiente das partidas em qualquer momento desde a colheita até a comercialização;
 - 10.2.15 presença de plantas hospedeiras germinadas no pátio da algodoeiro.
- 10.3 A pena de exclusão do cadastro de uma propriedade rural, empresa exportadora ou organização responsável pelo monitoramento da praga será aplicada pelo SDSA / SFA ou pelo OEDSV, quando delegado, após emissão de três Autos de Infração para uma mesma propriedade, empresa exportadora ou organização.
- 10.4 Uma vez excluída do cadastro da ALP, a unidade de produção, a empresa exportadora ou a organização responsável pelo monitoramento da praga não poderá requerer novo cadastramento naquele ano-safra.
- 10.5 Não será emitido o Certificado Fitossanitário do MAPA com Declaração Adicional de produto oriundo de ALP quando:
- a) o produtor, a unidade de produção ou empresa exportadora não constar do cadastro da SDSA / SFA.
 - b) o fiscal do OEDSV não estiver credenciado para emitir a PTV.
 - c) a documentação for preenchida de forma incompleta, incorreta, ilegível ou rasurada.
 - d) o lacre apresentar-se violado.

ANEXO II

MODELOS DE DOCUMENTOS A SEREM UTILIZADOS PARA O REGISTRO DE INFORMAÇÕES DE UMA ÁREA LIVRE DA PRAGA *Anthonomus grandis*

1. MODELO I

SOLICITAÇÃO DE CADASTRO DE PROPRIEDADE RURAL

1. NOME DO PRODUTOR:

2. CODIGO DA PROPRIEDADE RURAL:

USO EXCLUSIVO MAPA

3. NÚMERO DO CNPJ/CPF:

4. ENDEREÇO PARA CORRESPONDÊNCIA:

5. MUNICÍPIO:

6. UF:

7. CEP:

8. TELEFONE:

9. FAX:

10. ENDEREÇO ELETRÔNICO:

11. NOME DA PROPRIEDADE:

12. MUNICÍPIO:

13. UF:

14. COORDENADAS OROGRÁFICAS:

14.1. UTM - N

14.2. UTM - E

15. VAGAS DE ACESSO (ANEXAR CROQUIS DA ÁREA):

16. ASSINATURA DO PRODUTOR / REPRESENTANTE LEGAL:

17. TEMPO DE ADESÃO:

Solicito adesão à área livre de *Anthonomus grandis* acatando a todas as especificações estabelecidas nos dispostos legais que versam sobre o assunto e aceitando todas as consequências decorrentes do não cumprimento dos mesmos.

Local , de de .

Nome e identificação do Representante Legal / Produtor
18. PARECER DO OEDSV:
19. SDSA
DEFERIDO INDEFERIDO

Responsável / Carimbo Responsável / Carimbo
Data: ____/____/____ Data: ____/____/____
1º VIA; PRODUTOR 2º via; OEDSV 3º VIA;SDSA / SFA

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO – MAPA.
SECRETARIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA – SDA
DEPARTAMENTO DE SANIDADE VEGETAL – DSV
SUPERINTENDÊNCIA FEDERAL DE AGRICULTURA – SFA / ____

2. MODELO II

CADASTRO DAS UNIDADES DE PRODUÇÃO - UP

1. NOME DO PRODUTO:
2. CÓDIGO DA PROPRIEDADE RURAL:
CÓDIGO ATRIBUÍDO PELO MAPA
3. NOME DA PROPRIEDADE:
4. CADASTRO DAS UPS:
COORDENADAS GEOGRÁFICAS ESTIMATIVA DE PRODUÇÃO
CÓD. DA UP
UTM – N UTM - E
ÁREA (ha) VARIEDADE
PERÍODO DE
PRODUÇÃO (t) (outros)
5. NOME DO RESPONSÁVEL:
6. Nº IDENTIDADE:
7. º CREA:
8. Nº CREDENCIAL:
9. ENDEREÇO:
10. MUNICÍPIO:
11. UF:
12. CEP:
13. ENDEREÇO ELETRÔNICO:
14. ASSINATURA DO RESPONSÁVEL TÉCNICO:
15. ASSINATURA DO PRODUTOR / REPRESENTANTE LEGAL:
16. PARECER DO OEDSV 17. APROVAÇÃO DO DAS:
DEFERIDO INDEFERIDO

Responsável / Carimbo Responsável / Carimbo
Data: ____/____/____ Data: ____/____/____
1º VIA; PRODUTOR 2º via; OEDSV 3º VIA;SDSA / SFA

3. MODELO III

SOLICITAÇÃO DE CADASTRO DA CENTRALIZADORA / PROCESSADORA / BENEFICIADORA

1. NOME DA EMPRESA:
2. CÓDIGO DA PROPRIEDADE RURAL:
USO EXCLUSIVO MAPA
3. CNPJ:
4. ENDEREÇO PARA CORRESPONDÊNCIA:
5. MUNICÍPIO:
6. UF:
7. CEP:
8. TELEFONE:
9. FAX:
10. ENDEREÇO ELETRÔNICO:
11. NOME DO RESPONSÁVEL PELA EMPRESA:

12. NUMERO DO CPF:
13. LOCAL DE BENEFICIAMENTO / AMARZENAMENTO DA EMPRESA – ENDEREÇO COMPLETO:
14. MUNICÍPIO:
15. UF:
16. CEP:
17. CAPACIDADE DE PROCESSAMENTO / ARMAZENAMENTO:
18. NOME DO RESPONSÁVEL TÉCNICO:
19. Nº IDENTIDADE
20. Nº CREA:
21. Nº CREDENCIAL:
22. ENDEREÇO:
23. MUNICÍPIO:
24. UF:
25. CEP:
26. ENDEREÇO ELETRÔNICO:
27. ASSINATURA DO RESPONSÁVEL TÉCNICO:
28. ASSINATURA DO RESPONSÁVEL PELA EMPRESA:
1º VIA;EMPRESA 2º VIA;SDSA / SFA

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO – MAPA.
SECRETARIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA – SDA
DEPARTAMENTO DE SANIDADE VEGETAL – DSV
SUPERINTENDÊNCIA FEDERAL DE AGRICULTURA – SFA / _____

**4. MODELO IV
SOLICITAÇÃO DE CADASTRO DE ORGANIZAÇÃO RESPONSÁVEL POR
MONITORAMENTO DE**

Anthonomus grandis

1. NOME / RAZÃO SOCIAL DA ORGANIZAÇÃO:
2. CODIGO DA PROPRIEDADE RURAL:

USO EXCLUSIVO MAPA

3. NUMERO DO CNPJ:
4. ENDEREÇO:
5. MUNICÍPIO:
6. ESTADO:
7. CEP:
8. TELEFONE:
9. FAX:
10. ENDEREÇO ELETRÔNICO:
11. NOME DO RESPONSÁVEL TÉCNICO:
12. Nº IDENTIDADE:
13. Nº CREA
14. ASSINATURA DO RESPONSÁVEL TÉCNICO:
15. ASSINATURA DO REPRESENTANTE LEGAL:
16. SOLICITAÇÃO DE CADASTRAMENTO

A organização acima identificada solicita credenciamento junto ao MAPA para executar serviços de monitoramento do bicudo – do algodoeiro, sujeitando-se a todas as especificações estabelecidas nos dispositivos legais que versam sobre o assunto, bem como aceitando todas as consequências decorrentes do não cumprimento dos mesmos. Declaro ainda possuir capacidade operacional para realização das tarefas relacionadas com o citado monitoramento.
Local: de, de .

Nome e identificação do Representante Legal
1º VIA;INTERESSADO 2º VIA;SDSA / SFA

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO – MAPA.
SECRETARIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA – SDA
DEPARTAMENTO DE SANIDADE VEGETAL – DSV
SUPERINTENDÊNCIA FEDERAL DE AGRICULTURA – SFA / _____

5. MODELO V

RELATÓRIO DO RESPONSÁVEL TÉCNICO
CAPTURA DA PRAGA
NOME DO PROPRIETÁRIO:
MUNICÍPIO:
PROPRIEDADE:
ESTADO:
CÓDIGO DA ARMADILHA
COORDENADAS UTM
DATA DA COLETA
Nº DE EXEMPLARES CAPTURADOS
Nº DO LAUDO DE IDENTIFICAÇÃO
ASSINATURA DO RESPONSÁVEL TÉCNICO

6. MODELO VI

RELATÓRIO DO OEDSV DETECÇÃO DA PRAGA NO CAMPO
NOME DO PROPRIETÁRIO:
MUNICÍPIO:
PROPRIEDADE:
ESTADO:
DATA DA INSPEÇÃO
CÓDIGO DA UNIDADE DE PRODUÇÃO
ÁREA (ha)
NÚMERO DE PLANTAS AMOSTRADAS
MÉDIA DE INDIVÍDUOS POR PLANTA
Assinatura do inspetor do OEDSV
Assinatura do produtor ou responsável técnico

7. MODELO VII

INFORMAÇÕES SOBRE EXPEDIÇÃO DA PRODUÇÃO
NOME DO PROPRIETÁRIO:
MUNICÍPIO:
PROPRIEDADE:
ESTADO:
CÓDIGO DA UNIDADE DE PRODUÇÃO
VOLUME (t)
DATA DA COLHEITA
DATA DA EXPEDIÇÃO
NÚMERO DO CFO
ESTADO OU PAÍS DE DESTINO

8. MODELO VIII

INFORMAÇÕES SOBRE O INGRESSO DE ALGODÃO NA EMPRESA BENEFICIADORA
NOME DA EMPRESA:
NÚMERO DO CADASTRO:
MUNICÍPIO:
ESTADO
DATA INGRESSO
ORIGEM
ESTADO
MUNICÍPIO
Nº CFO
CÓDIGO DA UNIDADE DE PRODUÇÃO
VOLUME (t)

9. MODELO IX

INFORMAÇÕES SOBRE O EGRESSO DE ALGODÃO NA EMPRESA BENEFICIADORA
NOME DA EMPRESA: MUNICÍPIO:
NÚMERO DO CADASTRO:

ESTADO:
DATA DO
EGRESSO
Nº CFO ORIGEM Nº CFOC
DESTINO
VOLUME (t)
Nº PLACA
CAMINHÃO
ESTADO OU PAÍS
DE DESTINO

10. MODELO X

TERMO DE FISCALIZAÇÃO Nº: _____ / _____

1. IDENTIFICAÇÃO DA EMPRESA / PRODUTOR

NOME: CNPJ / CPF:

LOCALIZAÇÃO:

CADASTRO MAPA Nº MUNICIPIO:

2. DESCRIÇÃO DA FISCALIZAÇÃO

3. CONCLUSÕES

E, para constar, lavrei este TERMO DE FISCALIZAÇÃO, em 03 (três) vias, que vai assinado por mim, pelo representante legal ou técnico do estabelecimento e, na sua ausência ou recusa, por 02 (duas) testemunhas.

_____ de _____ de _____

Fiscal Federal Agropecuário Responsável da Empresa

Nome Completo:

CPF:

Testemunha Testemunha

Nome Completo: Nome Completo:

CPF: CPF:

1º via – Processo 2º via – estabelecimento no ato / via AR 3º via – assentamento SSV - SFA

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO – MAPA.

SECRETARIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA – SDA

DEPARTAMENTO DE SANIDADE VEGETAL – DSV

SUPERINTENDÊNCIA FEDERAL DE AGRICULTURA – SFA / _____

11. MODELO XI

AUTO DE INFRAÇÃO Nº: _____ / _____

1. IDENTIFICAÇÃO DA EMPRESA / PRODUTOR

NOME: CNPJ / CPF:

LOCALIZAÇÃO:

CADASTRO MAPA Nº MUNICIPIO:

Às _____ horas do dia _____ do ano _____, no exercício da fiscalização de que trata o Art. 3º da Lei nº 10.883, de 16 de junho de 2004, e os itens _____ da Instrução Normativa nº _____, de _____ de 20_____, fiscalizei o estabelecimento acima identificado, conforme Termo de Fiscalização nº _____, tendo constatado que o mesmo infringiu o disposto na Instrução Normativa nº _____ pela constatação das seguintes irregularidades:

E, para constar, lavrei este AUTO DE INFRAÇÃO, em 03 (três) vias, que vai assinado por mim, pelo representante legal ou técnico do estabelecimento e, na sua ausência ou recusa, por 02 (duas) testemunhas.

_____ de _____ de _____

Fiscal Federal Agropecuário Responsável da Empresa

Nome Completo:

CPF:

Testemunha Testemunha

Nome Completo: Nome Completo:

CPF: CPF:

1º via – Processo 2º via – estabelecimento no ato / via AR 3º via – assentamento SSV - SFA

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO – MAPA.

SECRETARIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA – SDA

DEPARTAMENTO DE SANIDADE VEGETAL – DSV

SUPERINTENDÊNCIA FEDERAL DE AGRICULTURA – SFA / _____

ANEXO III

PLANO DE CONTINGÊNCIA PARA ERRADICAÇÃO DE FOCO DE *Anthonomus grandis*

Confirmando-se foco do bicudo – do - algodoeiro em área não infestada, as seguintes medidas serão adotadas pelo OEDSV:

- a. impedir a saída de máquinas, implementos e equipamentos num raio de 10 Km do local de captura da praga;
 - b. condução de um inquérito epidemiológico para a determinação da origem da praga e da sua delimitação da ocorrência;
 - c. inspecionar todas as propriedades, estabelecimentos e armazéns, onde se encontrarem vegetais e produtos vegetais hospedeiros do bicudo-do-algodoeiro, na área perifocal;
 - d. eliminação de algodoeiros arbóreos existentes na área de foco, antes do florescimento.
1. Serão implementadas as seguintes ações emergenciais na área de foco:
Instalação de 1 (uma) armadilha a cada 50 metros nas bordaduras dos talhões das lavouras e locais onde se encontrarem produtos algodoeiros num raio de 10km a partir do foco, com inspeções semanais;
 2. Instalar 1 (uma) armadilha a cada 250 metros, em área não produtora de algodão, em disposição reticulada, num raio de 2 km a partir do foco, com inspeções semanais;
 - a) o local de captura da armadilha mais distante do foco inicial constituirá um novo foco e a partir dele serão adotados os mesmos procedimentos previstos neste Plano.
 3. Inspeccionar, semanalmente, 250 botões florais por talhão, localizados no terço superior do algodoeiro, em caminhamento zigue zague.
 4. Em área produtora de algodão, adotar plantio-isca nas bordaduras das lavouras logo após a primeira chuva depois da entressafra, que será pulverizado com inseticida conforme recomendação oficial, desde o aparecimento dos primeiros botões florais ou detecção de bicudo em armadilha, destruindo-se o plantio-isca logo em seguida à aplicação.
 5. Adotar o tratamento químico recomendado oficialmente para a região, sob a responsabilidade mútua do OEDSV, do produtor e da associação municipal ou estadual de produtores.
 6. Todo algodão produzido na região delimitada como foco será expurgado.
 7. Todo maquinário da área perifocal será tratado com querosene ou óleo de mamona.

ANEXO IV

DEFINIÇÕES E ACRÔNIMOS DEFINIÇÕES

ÁREA LIVRE DE PRAGA: área onde uma praga específica não ocorre, sendo esse fato demonstrado por evidência científica e na qual, de forma apropriada, essa condição está sendo mantida oficialmente.

CERTIFICADO FITOSSANITÁRIO DE ORIGEM - CFO: certificado emitido para atestar a qualidade fitossanitária na origem dos produtos vegetais e para atender exigências específicas de certificação para o mercado externo.

CERTIFICADO FITOSSANITÁRIO DE ORIGEM CONSOLIDADO - CFOC: certificado de origem, quando essa seja uma unidade centralizadora ou processadora de produtos vegetais, a partir da qual saem cargas destinadas a outras Unidades da Federação ou a pontos de saída para o mercado internacional.

CERTIFICADO FITOSSANITÁRIO: documento oficial que certifica a condição fitossanitária de qualquer embarque sujeito à regulamentação ou regulação fitossanitária, desenhado segundo modelo de certificado da Convenção Internacional de Proteção Fitossanitária.

CONFORMIDADE FITOSSANITÁRIA: atendimento às regras do sistema de certificação, indicando confiança de que o produto está de acordo com as normas estabelecidas.

LEVANTAMENTO DE DELIMITAÇÃO: realizado para estabelecer os limites de uma área considerada infestada por uma praga ou livre desta.

LEVANTAMENTO DE DETECÇÃO: realizado dentro de uma área para determinar se a praga está presente.

LEVANTAMENTO DE VERIFICAÇÃO: realizado para verificar as características de uma população de pragas ao longo do tempo.

LOTE: conjunto de frutos de uma mesma espécie e características fitossanitárias semelhantes e mesma origem.

PARTIDA: quantidade de produto que se movimenta de um país para outro e que está amparada por um certificado fitossanitário.

PRAGA: qualquer espécie, raça ou biótipo vegetal ou animal ou agente patogênico danoso para as plantas ou produtos vegetais.

RASTREABILIDADE: sistema estruturado que permite resgatar a origem do produto e todas as etapas de processos que foram aplicados na sua produção e processamento.

ZONA TAMPÃO: área que mantenha distância segura de área infestada estando adjacente a uma Área Livre de Pragas na qual a praga específica não está presente e onde são adotadas medidas fitossanitárias para prevenir a introdução e disseminação da praga na área livre.

ACRÔNIMOS

ALP - Área Livre de Praga

CF - Certificado Fitossanitário - Exportação

CFO - Certificado Fitossanitário de Origem

CFOC - Certificado Fitossanitário de Origem Consolidado

DSV - Departamento de Sanidade Vegetal

SFA - Superintendência Federal de Agricultura

FFA - Fiscal Federal Agropecuário

MAPA - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

EDSV - Órgão Estadual de Defesa Sanitária Vegetal

ONPF - Organização Nacional de Proteção Fitossanitária

SNCF - Sistema Nacional de Certificação Fitossanitária

SDSA - Serviço ou Seção de Defesa Sanitária Agropecuária

Anexo C. Aplicação de insumos nas áreas de coletas do bicudo-do-algodoeiro nas fazendas Cooperbrás, Sete Veredas, Cab e Aeronáutica na safra 2005/2006.

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
Cooperbrás							
Actara	0,1	1	5-B	72	7,2	208,00	1.497,60
Agral	0,03	1	1-A	75	2,25	4,99	11,23
	0,06	2	1-B	75	4,5	4,99	22,46
	0,3	1	5-A	74	22,2	1,49	33,08
	0,3	1	5-B	72	21,6	4,99	107,78
Atach	1	1	5-A	74	74	5,32	393,68
	1	1	5-B	72	72	5,32	383,04
Aurora	0,07	1	5-A	74	5,18	375,33	1.944,21
	0,6	1	5-B	72	43,2	375,33	16.214,26
Boro	2	2	1-A	75	150	4,50	675,00
	3	3	1-B	75	225	4,50	1.012,50
	2	3	5-A	74	148	4,00	592,00
	2,5	4	5-B	72	180	4,00	720,00
Buldock	0,12	1	5-A	74	8,88	192,32	1.707,80
	0,12	1	5-B	72	8,64	192,35	1.661,90
Cab 2	2,5	2	1-A	75	187,5	3,20	600,00
	2,5	2	1-B	75	187,5	3,20	600,00
	1,5	1	5-A	74	111	3,20	355,20
	1,5	1	5-B	72	108	3,20	345,60
Celeiro	0,6	1	5-A	74	44,4	65,00	2.886,00
Cercobin	0,5	1	5-A	74	37	27,60	1.021,20
	0,5	1	5-B	72	36	27,60	993,60
Complexo Mineral	1,5	2	5-B	72	108	3,32	358,56
	1,5	2	5-A	74	111	3,32	368,52
Curacron	1,8	2	1-A	75	135	26,34	3.555,90
	1,8	2	1-B	75	135	26,34	3.555,90
	1,4	2	5-A	74	103,6	26,35	2.729,86
	1,4	2	5-B	72	100,8	26,34	2.655,07
Deltaphós	1,2	1	1-A	75	90	34,19	3.077,10
	1,2	1	1-B	75	90	34,19	3.077,10
	1,25	1	5-B	72	90	34,19	3.077,10
Dipel	0,5	1	1-B	75	37,5	26,25	984,38
	0,5	1	5-A	74	37	26,25	971,25
	1	2	5-B	72	72	26,25	1.890,00
Elite	0,5	1	1-A	75	37,5	62,71	2.351,63
	0,4	1	1-B	75	30	62,71	1.881,30
Emultec	0,32	4	1-A	75	24	45,00	1.080,00
	0,52	3	1-B	75	39	45,00	1.755,00
	0,16	2	5-A	74	11,84	45,00	532,80
	0,01	1	5-B	72	0,72	45,00	32,40
Envoke	0,01	1	5-A	74	0,74	126,42	93,55

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
	10	1	5-B	72	720		0,00
Folicur	0,5	1	5-A	74	37	57,00	2.109,00
	0,5	1	5-B	72	36	71,24	2.564,64
Folisuper	9.025	7	1-A	75	676875	12,30	8.325.562,50
	4,5	3	1-B	75	337,5	12,30	4.151,25
	9	6	5-A	74	666	12,30	8.191,80
	9	6	5-B	72	648	12,30	7.970,40
Fury 200	1,85	7	1-A	75	138,75	44,20	6.132,75
	2,05	7	1-B	75	153,75	44,20	6.795,75
	1,75	6	5-A	74	129,5	44,20	5.723,90
	1,65	6	5-B	72	118,8	44,20	5.250,96
Glifosato	2,5	1	5-A	74	185	7,00	1.295,00
	2,5	1	5-B	72	180	7,00	1.260,00
Gold	0,92	6	1-A	75	69	27,81	1.918,89
	0,22	3	1-B	75	16,5	27,81	458,87
	1,16	6	5-A	74	85,84	27,81	2.387,21
	1,16	6	5-B	72	83,52	27,81	2.322,69
Impact	1	2	5-A	74	74	80,00	5.920,00
	1	2	5-B	72	72	80,00	5.760,00
Karatê	0,36	4	1-A	75	27	165,61	4.471,47
	0,18	2	1-B	75	13,5	165,61	2.235,74
	0,38	4	5-A	74	28,12	165,61	4.656,95
	0,38	4	5-B	72	27,36	165,61	4.531,09
Kocide	1745	3	1-A	75	130875	17,28	2.261.520,00
	0,5	1	1-B	75	37,5	17,22	645,75
Lanzar	0,7	1	1-A	75	52,5	7,00	367,50
	0,7	1	1-B	75	52,5	7,00	367,50
Larvin	0,3	1	1-A	75	22,5	73,00	1.642,50
	0,4	1	5-A	74	29,6	73,00	2.160,80
	0,4	1	5-B	72	28,8	73,00	2.102,40
Malathion	6	4	1-A	75	450	16,60	7.470,00
	6	3	1-B	75	450	16,60	7.470,00
	2	1	5-A	74	148	16,60	2.456,80
	5,5	3	5-B	72	396	16,60	6.573,60
Map	2	1	5-A	74	148	2,40	355,20
	2	1	5-B	72	144	2,40	345,60
Marshal	0,4	1	1-A	75	30	38,02	1.140,60
	0,7	2	1-B	75	52,5	38,02	1.996,05
	0,3	1	5-A	74	22,2	38,02	844,04
	0,3	1	5-B	72	21,6	38,02	821,23
Match	0,5	1	1-B	75	37,5	55,32	2.074,50
	0,5	1	5-B	72	36	55,32	1.991,52
Nimbus	0,6	2	1-A	75	45	4,78	215,10
	0,4	1	1-B	75	30	4,78	143,40
	1,4	2	5-A	74	103,6	4,78	495,21
	1,6	3	5-B	72	115,2	4,78	550,66
Nitrato	2,5	1	1-A	75	187,5	2,00	375,00
NK	6,25	1	1-A	75	468,75	2,00	937,50
	3,125	1	1-B	75	234,375	2,00	468,75
	7,75	4	5-A	74	573,5	2,00	1.147,00
	9,375	4	5-B	72	675	2,00	1.350,00
Óleo	9,6	18	1-A	75	720	3,30	2.376,00
	7,01	15	1-B	75	525,75	3,30	1.734,98

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
	8,8	16	5-A	74	651,2	3,30	2.148,96
	9,5	17	5-B	72	684	3,30	2.257,20
Óleo Degomado	0,5	1	1-A	75	37,5	3,20	120,00
	0,5	1	1-B	75	37,5	2,00	75,00
Orgam	1,5	2	1-A	75	112,5	7,00	787,50
	1,5	2	1-B	75	112,5	7,00	787,50
	1	2	5-A	74	74	7,00	518,00
	0,5	1	5-B	72	36	7,00	252,00
Pix HC	0,13	2	1-A	75	9,75	111,68	1.088,88
	0,22	3	1-B	75	16,5	111,68	1.842,72
	0,18	3	5-B	72	12,96	111,68	1.447,37
	0,2	3	5-A	74	14,8	111,68	1.652,86
Podium-S	0,8	1	5-A	74	59,2	28,48	1.686,02
	0,8	1	5-B	72	57,6	35,61	2.051,14
Polo	0,8	1	1-A	75	60	108,01	6.480,60
	0,6	1	1-B	75	45	108,01	4.860,45
	2,4	3	5-A	74	177,6	108,01	19.182,58
	1,6	2	5-B	72	115,2	108,01	12.442,75
Rivat	0,8	1	1-A	75	60	12,80	768,00
	0,8	1	1-B	75	60	12,80	768,00
Saurus	0,12	1	1-A	75	9	238,06	2.142,54
	0,27	2	1-B	75	20,25	238,06	4.820,72
	0,15	1	5-A	74	11,1	238,06	2.642,47
	0,275	2	5-B	72	19,8	238,06	4.713,59
Select	0,4	1	1-A	75	30	12,17	365,10
	0,4	1	1-B	75	30	12,17	365,10
Sumidan	0,25	1	1-A	75	18,75	60,50	1.134,38
	0,25	1	1-B	75	18,75	60,50	1.134,38
	0,25	1	5-A	74	18,5	60,50	1.119,25
Sumilex	0,6	1	5-B	72	43,2	98,19	4.241,81
Talstar	0,3	3	1-A	75	22,5	73,17	1.646,33
	0,2	2	1-B	75	15	73,17	1.097,55
	0,7	2	5-A	74	51,8	73,17	3.790,21
	1,2	2	5-B	72	86,4	73,17	6.321,89
Thiodan	1,8	1	1-A	75	135	13,84	1.868,40
	1,8	1	1-B	75	135	13,84	1.868,40
	1,8	1	5-A	74	133,2	13,84	1.843,49
	1,8	1	5-B	72	129,6	13,84	1.793,66
Tidy	1,4	2	1-A	75	105	27,22	2.858,10
	0,6	1	1-B	75	45	27,22	1.224,90
	1,4	2	5-A	74	103,6	28,21	2.922,56
	1,6	2	5-B	72	115,2	27,22	3.135,74
Tracer	0,58	5	1-A	75	43,5	612,70	26.652,45
	0,085	3	1-B	75	6,375	612,70	3.905,96
	0,135	4	5-A	74	9,99	82,71	826,27
	0,125	2	5-B	72	9	612,70	5.514,30
Turbine	0,1	1	1-B	75	7,5	390,63	2.929,73
	0,1	1	5-A	74	7,4	390,63	2.890,66
	0,1	1	5-B	72	7,2	390,63	2.812,54
Verdict	0,5	1	5-A	74	37	89,00	3.293,00
	0,5	1	5-B	72	36	89,00	3.204,00
Vexter	1,5	1	5-A	74	111	23,33	2.589,63
	1,5	1	5-B	72	108	23,33	2.519,64

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
Xentari	0,5	1	5-B	72	36	61,00	2.196,00
Sete Veredas							
Aurora	0,03	1	P.D.A Pivô	50	1,5	375,33	563,00
	0,05	1	Curral	35	1,75	375,33	656,83
Avaunt	0,4	1	P.D.A Pivô	50	20	116,50	2.330,00
Boro	2	3	P.D.A Pivô	50	100	4,50	450,00
	1,5	2	Curral	35	52,5	4,50	236,25
Buldock	0,12	1	P.D.A Pivô	50	6	192,35	1.154,10
Cab 2	1,5	1	P.D.A Pivô	50	75	3,20	240,00
	1,5	1	Curral	35	52,5	3,20	168,00
Comp.Mineral	1	1	P.D.A Pivô	50	50	3,32	166,00
Curacron	1,2	2	P.D.A Pivô	50	60	26,34	1.580,40
Deltaphós	1	1	P.D.A Pivô	50	50	34,19	1.709,50
Dipel	0,5	1	P.D.A Pivô	50	25	26,25	656,25
Emultec	0,02	2	P.D.A Pivô	50	1	45,00	45,00
	0,16	2	Curral	35	5,6	45,00	252,00
Finish	1,2	1	P.D.A Pivô	50	60	72,80	4.368,00
Folicur	0,5	1	Curral	35	17,5	71,24	1.246,70
Folisuper	6	4	P.D.A Pivô	50	300	12,30	3.690,00
	4,5	3	Curral	35	157,5	12,30	1.937,25
Fury 200	1,75	6	P.D.A Pivô	50	87,5	44,20	3.867,50
	1,9	6	Curral	35	66,5	44,20	2.939,30
Glifosato	1,5	1	P.D.A Pivô	50	75	7,00	525,00
	2	1	Curral	35	70	7,00	490,00
Gold	1,26	6	P.D.A Pivô	50	63	27,81	1.752,03
	0,51	3	Curral	35	17,85	27,81	496,41
Karatê	0,16	2	P.D.A Pivô	50	8	165,61	1.324,88
	0,28	3	Curral	35	9,8	165,61	1.622,98
Kocide	0,625	1	P.D.A Pivô	50	31,25	17,28	540,00
	0,5	1	Curral	35	17,5	17,28	302,40
Lannat	1	1	P.D.A Pivô	50	50	16,12	806,00
	1	1	Curral	35	35	16,12	564,20
Larvin	0,3	1	P.D.A Pivô	50	15	73,00	1.095,00
Malathion	5,5	3	P.D.A Pivô	50	275	16,60	4.565,00
	7,25	4	Curral	35	253,75	16,60	4.212,25
Map	1,25	1	Curral	35	43,75	2,40	105,00
Marshal	1	3	P.D.A Pivô	50	50	38,02	1.901,00
	1	3	Curral	35	35	38,02	1.330,70
Meotrin	0,4	1	Curral	35	14	118,00	1.652,00
Nimbus	0,4	1	P.D.A Pivô	50	20	4,78	95,60
	0,12	1	Curral	35	4,2	4,78	20,08
NK	3128	2	P.D.A Pivô	50	156400	2,00	312.800,00
	5	1	Curral	35	175	2,00	350,00
Óleo	8,6	19	P.D.A Pivô	50	430	3,30	1.419,00
	8	16	Curral	35	280	3,30	924,00
Orgam	0,5	1	P.D.A Pivô	50	25	7,00	175,00
	1	2	Curral	35	35	7,00	245,00
Pix HC	0,26	4	P.D.A Pivô	50	13	111,68	1.451,84
	0,28	2	Curral	35	9,8	111,68	1.094,46
Polo	1,39	2	P.D.A Pivô	50	69,5	108,01	7.506,70
	1,44	2	Curral	35	50,4	108,01	5.443,70

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
Saurus	0,41	3	P.D.A Pivô	50	20,5	238,06	4.880,23
	0,4	3	Curral	35	14	238,06	3.332,84
Score	0,3	1	Curral	35	10,5	108,01	1.134,11
Talstar	0,7	2	P.D.A Pivô	50	35	73,17	2.560,95
	0,6	1	Curral	35	21	73,17	1.536,57
Thiodan	1,8	1	P.D.A Pivô	50	90	13,84	1.245,60
	2,4	2	Curral	35	84	13,84	1.162,56
Tidy	0,8	1	P.D.A Pivô	50	40	27,22	1.088,80
	0,6	1	Curral	35	21	27,22	571,62
Tracer	0,05	2	P.D.A Pivô	50	2,5	612,70	1.531,75
	0,625	3	Curral	35	21,875	612,70	13.402,81
Turbine	0,1	1	Curral	35	3,5	390,63	1.367,21
Turval	0,5	1	P.D.A Pivô	50	25	35,34	883,50
Cab							
Agral	0,3	1	L.D.I	60	18	4,99	89,82
	0,55	2	L.D.C	70	38,5	4,99	192,12
	0,66	3	L.D.F	70	46,2	4,99	230,54
	0,03	1	L.E.I	65	1,95	4,99	9,73
	2,2	3	L.E.F	75	165	4,99	823,35
	0,3	1	Ch.Jonias	70	21	4,99	104,79
Atach	0,9	1	L.E.C	120	108	106,58	11.510,64
	0,05	1	L.E.I	65	3,25	375,33	1.219,82
	0,05	1	L.E.F	75	3,75	375,33	1.407,49
	0,03	1	Ch.Jonias	70	2,1	375,33	788,19
Avaunt	0,4	1	L.E.I	65	26	116,50	3.029,00
	0,4	1	L.E.C	120	48	116,50	5.592,00
Boro	3,5	3	L.D.I	60	210	4,50	945,00
	2	2	L.D.C	70	140	4,50	630,00
	2	2	L.D.F	70	140	4,50	630,00
	1,5	2	L.E.C	120	180	4,50	810,00
	2	2	L.E.F	75	150	4,50	675,00
	2	2	Ch.Jonias	70	140	4,50	630,00
Buldock	0,12	1	L.E.I	65	7,8	192,35	1.500,33
Cab 2	1	1	L.D.I	60	60	3,20	192,00
	2	2	L.D.C	70	140	3,20	448,00
	1,5	1	L.E.I	65	97,5	3,20	312,00
	1,5	1	L.E.C	120	180	3,20	576,00
	1,5	1	L.E.F	75	112,5	3,20	360,00
	1,5	1	Ch.Jonias	70	105	3,20	336,00
Cartap	1	1	L.D.F	70	70	55,95	3.916,50
Cercobin	0,5	1	L.E.I	65	32,5	27,60	897,00
	0,5	1	L.E.C	120	60	27,60	1.656,00
	0,5	1	L.E.F	75	37,5	27,60	1.035,00
Comp. Mineral	1	1	L.D.C	70	70	3,32	232,40
	1	1	L.D.F	70	70	3,32	232,40
	1	1	L.E.I	65	65	3,32	215,80
	1	1	L.E.C	120	120	3,32	398,40
	0,5	1	Ch.Jonias	70	35	3,32	116,20
Curacron	1,6	2	L.D.I	60	96	26,34	2.528,64
	1,8	2	L.D.C	70	126	26,34	3.318,84
	1,6	2	L.E.I	65	104	26,34	2.739,36

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
	1,8	2	L.E.C	120	216	26,34	5.689,44
	1,65	2	L.E.F	75	123,75	26,34	3.259,58
Deltaphós	1	1	L.D.I	60	60	34,19	2.051,40
	1,2	1	L.D.C	70	84	34,19	2.871,96
	1,2	1	L.D.F	70	84	34,19	2.871,96
Dipel	0,5	1	L.D.I	60	30	26,25	787,50
	0,5	1	L.D.C	70	35	26,25	918,75
	0,5	1	L.D.F	70	35	26,25	918,75
	0,5	1	L.E.I	65	32,5	26,25	853,13
	0,5	1	L.E.C	120	60	26,25	1.575,00
	0,5	1	Ch.Jonias	70	35	26,25	918,75
Elite	0,4	1	L.D.F	70	28	62,71	1.755,88
Emultec	0,165	2	L.D.I	60	9,9	45,00	445,50
	0,02	2	L.D.F	70	1,4	45,00	63,00
	0,26	3	L.E.I	65	16,9	45,00	760,50
	0,15	1	L.E.C	120	18	45,00	810,00
	0,175	3	L.E.F	75	13,125	45,00	590,63
Finish	1,2	1	Ch.Jonias	70	84	72,80	6.115,20
Folicur	0,5	1	L.E.C	120	60	71,24	4.274,40
	0,5	1	Ch.Jonias	70	35	71,24	2.493,40
Folisuper	3	2	L.D.I	60	180	12,30	2.214,00
	3	2	L.D.C	70	210	12,30	2.583,00
	1,5	1	L.D.F	70	105	12,30	1.291,50
	7,5	5	L.E.I	65	487,5	12,30	5.996,25
	6	4	L.E.C	120	720	12,30	8.856,00
	6	4	L.E.F	75	450	12,30	5.535,00
	10,5	7	Ch.Jonias	70	735	12,30	9.040,50
Frowcide	0,7	1	L.E.F	75	52,5		0,00
Fury 200	1,4	5	L.D.I	60	84	44,20	3.712,80
	1,15	4	L.D.C	70	80,5	44,20	3.558,10
	1,15	4	L.D.F	70	80,5	44,20	3.558,10
	1,4	5	L.E.I	65	91	44,20	4.022,20
	0,85	3	L.E.C	120	102	44,20	4.508,40
	1,65	6	L.E.F	75	123,75	44,20	5.469,75
	2,05	7	Ch.Jonias	70	143,5	44,20	6.342,70
Fury 400	0,15	1	Ch.Jonias	70	10,5		0,00
Glifosato	1,66	1	L.E.I	65	107,9	7,00	755,30
	1,66	1	L.E.F	75	124,5	7,00	871,50
	2	1	Ch.Jonias	70	140	7,00	980,00
Gold	0,53	5	L.D.I	60	31,8	27,81	884,36
	0,77	6	L.D.F	70	53,9	27,81	1.498,96
	0,431	9	L.E.I	65	28,015	27,81	779,10
	0,3	8	L.E.C	120	36	27,81	1.001,16
	0,51	3	L.E.F	75	38,25	27,81	1.063,73
	0,04	4	Ch.Jonias	70	2,8	27,81	77,87
Hortene	0,4	1	L.E.F	75	30	34,50	1.035,00
Impact		1	L.E.I	65	0	80,00	0,00
	0,5	1	L.E.C	120	60	80,00	4.800,00
	0,5	1	L.E.F	75	37,5	80,00	3.000,00
Karatê	0,18	2	L.D.I	60	10,8	165,61	1.788,59
	0,16	2	L.D.C	70	11,2	165,61	1.854,83
	0,08	1	L.D.F	70	5,6	165,61	927,42
	0,28	3	L.E.I	65	18,2	165,61	3.014,10

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
	0,2	2	L.E.C	120	24	165,61	3.974,64
	0,26	3	L.E.F	75	19,5	165,61	3.229,40
	0,34	6	Ch.Jonias	70	23,8	165,61	3.941,52
Kocide	1,25	2	L.D.C	70	87,5	17,28	1.512,00
	0,625	1	L.D.F	70	43,75	17,28	756,00
	0,625	1	L.E.I	65	40,625	17,28	702,00
	1285	2	L.E.C	120	154200	17,28	2.664.576,00
			L.E.F	75	0	17,22	0,00
	1,25	2	Ch.Jonias	70	87,5	17,28	1.512,00
Lannate	0,8	1	L.D.I	60	48	16,12	773,76
	0,8	1	L.D.C	70	56	16,12	902,72
	0,8	1	L.D.F	70	56	16,12	902,72
	0,7	1	L.E.I	65	45,5	16,12	733,46
Larvin	0,4	1	L.D.C	70	28	73,00	2.044,00
	0,25	1	L.D.F	70	17,5	73,00	1.277,50
	0,7	2	L.E.I	65	45,5	73,00	3.321,50
	0,3	1	L.E.C	120	36	73,00	2.628,00
	0,3	1	L.E.F	75	22,5	73,00	1.642,50
Malathion	3,5	2	L.D.I	60	210	16,60	3.486,00
	3875	2	L.D.C	70	271250	16,60	4.502.750,00
	3,8	2	L.D.F	70	266	16,60	4.415,60
	3,5	2	L.E.I	65	227,5	16,60	3.776,50
	1,5	1	L.E.C	120	180	16,60	2.988,00
	2	1	L.E.F	75	150	16,60	2.490,00
	3,5	2	Ch.Jonias	70	245	16,60	4.067,00
Map	1,25	1	L.D.F	70	87,5	2,40	210,00
	1	1	L.E.I	65	65	2,40	156,00
	1,25	1	L.E.C	120	150	2,40	360,00
	1,25	1	L.E.F	75	93,75	2,40	225,00
	1,5	1	Ch.Jonias	70	105	2,40	252,00
Marshal	0,7	2	L.D.I	60	42	38,02	1.596,84
	0,3	1	L.D.C	70	21	38,02	798,42
	0,3	1	L.D.F	70	21	38,02	798,42
	1,5	4	L.E.I	65	97,5	38,02	3.706,95
	1,1	3	L.E.C	120	132	38,02	5.018,64
	1,2	3	L.E.F	75	90	38,02	3.421,80
	0,8	2	Ch.Jonias	70	56	38,02	2.129,12
Match	0,5	1	L.E.I	65	32,5	55,32	1.797,90
			L.E.C	120	0	55,32	0,00
	0,4	1	L.E.F	75	30	55,32	1.659,60
Melaço	0,7	1	L.D.F	70	49	17,00	833,00
Meotrin	0,9	2	L.E.F	75	67,5	118,00	7.965,00
	0,3	1	Ch.Jonias	70	21	118,00	2.478,00
Molibidênio			L.E.I	65	0	61,00	0,00
	0,5	1	L.E.C	120	60	61,00	3.660,00
Nimbus	0,5	1	L.D.I	60	30	4,78	143,40
	0,5	1	L.D.C	70	35	4,78	167,30
	0,4	1	L.D.F	70	28	4,78	133,84
	0,2	1	L.E.I	65	13	4,78	62,14
	0,2	1	L.E.C	120	24	4,78	114,72
	0,3	1	L.E.F	75	22,5	4,78	107,55
	0,8	2	Ch.Jonias	70	56	4,78	267,68
Nitrato			L.E.F	75	0	2,00	0,00

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
NK	5	1	L.D.I	60	300	2,00	600,00
	5	1	L.D.C	70	350	2,00	700,00
	1	1	L.D.F	70	70	2,00	140,00
	4,1	3	L.E.I	65	266,5	2,00	533,00
	6,25	2	L.E.C	120	750	2,00	1.500,00
	4,1	2	L.E.F	75	307,5	2,00	615,00
	10	2	Ch.Jonias	70	700	2,00	1.400,00
Óleo	5	10	L.D.I	60	300	3,30	990,00
	5,5	6	L.D.C	70	385	3,30	1.270,50
	6,5	12	L.D.F	70	455	3,30	1.501,50
	7	11	L.E.I	65	455	3,30	1.501,50
	6,6	15	L.E.C	120	792	3,30	2.613,60
	7,3	16	L.E.F	75	547,5	3,30	1.806,75
	7	14	Ch.Jonias	70	490	3,30	1.617,00
Óleo Degomado	0,5	1	L.D.F	70	35	2,00	70,00
	0,5	1	L.E.I	65	32,5	2,00	65,00
	0,5	1	L.E.F	75	37,5	2,00	75,00
Orgam	2	2	L.D.I	60	120	7,00	840,00
	0,8	2	L.D.C	70	56	7,00	392,00
	2,5	3	L.D.F	70	175	7,00	1.225,00
	1	2	L.E.F	75	75	7,00	525,00
	1	1	L.E.I	65	65	7,00	455,00
	2	4	L.E.C	120	240	7,00	1.680,00
	1	2	Ch.Jonias	70	70	7,00	490,00
Orthene	0,4	1	L.D.F	70	28	34,50	966,00
Pix HC	0,35	4	L.D.I	60	21	111,68	2.345,28
	0,4	5	L.D.C	70	28	111,68	3.127,04
	0,3	4	L.D.F	70	21	111,68	2.345,28
	0,22	3	L.E.I	65	14,3	111,68	1.597,02
	0,14	2	L.E.C	120	16,8	111,68	1.876,22
	0,17	2	L.E.F	75	12,75	111,68	1.423,92
	3,85	2	Ch.Jonias	70	269,5	111,68	30.097,76
Podium-S	0,9	1	L.E.C	120	108	35,61	3.845,88
Polo	0,64	1	L.D.I	60	38,4	108,01	4.147,58
	0,64	1	L.D.C	70	44,8	108,01	4.838,85
	0,52	4	L.D.C	70	36,4	27,81	1.012,28
	0,8	1	L.D.F	70	56	108,01	6.048,56
	2	3	L.E.I	65	130	108,01	14.041,30
	1,35		L.E.C	120	162	108,01	17.497,62
	0,8	1	L.E.F	75	60	108,01	6.480,60
	0,8	1	Ch.Jonias	70	56	108,01	6.048,56
Priori Extra	0,3	1	L.D.I	60	18	125,14	2.252,52
	0,3	1	L.D.C	70	21	125,14	2.627,94
	0,3	1	L.D.F	70	21	125,14	2.627,94
Rivat	0,8	1	L.D.F	70	56	12,80	716,80
Saurus	0,25	2	L.D.I	60	15	238,06	3.570,90
	0,13	1	L.D.C	70	9,1	238,06	2.166,35
	0,15	1	L.D.F	70	10,5	238,06	2.499,63
	0,13	1	L.E.I	65	8,45	238,06	2.011,61
	0,375	3	L.E.C	120	45	238,06	10.712,70
	0,27	2	L.E.F	75	20,25	238,06	4.820,72
	0,28	2	Ch.Jonias	70	19,6	238,06	4.665,98
Score	0,3	1	L.D.F	70	21	108,01	2.268,21

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
	0,3	1	Ch.Jonias	70	21	108,01	2.268,21
Sumidam	0,125	1	L.D.C	70	8,75	60,50	529,38
	0,3	1	L.D.F	70	21	60,50	1.270,50
	0,3	1	L.D.I	60	18	60,50	1.089,00
	0,2	1	L.E.I	65	13	60,50	786,50
	0,45	2	L.E.C	120	54	60,50	3.267,00
	0,2	1	Ch.Jonias	70	14	60,50	847,00
Talstar	0,1	1	L.E.I	65	6,5	73,17	475,61
	1,15	2	L.E.C	120	138	73,17	10.097,46
	0,6	1	L.E.F	75	45	73,17	3.292,65
	0,08	1	Ch.Jonias	70	5,6	73,17	409,75
Tidy	1,4	2	L.E.I	65	91	27,22	2.477,02
	0,6	1	L.E.C	120	72	27,22	1.959,84
	1	1	L.E.F	75	75	27,22	2.041,50
	0,6	1	Ch.Jonias	70	42	27,22	1.143,24
Tracer	0,05	2	L.D.I	60	3	612,70	1.838,10
	0,028	2	L.D.C	70	1,96	612,70	1.200,89
	0,155	3	L.D.F	70	10,85	612,70	6.647,80
	0,055	2	L.E.I	65	3,575	612,70	2.190,40
	0,055	2	L.E.C	120	6,6	612,70	4.043,82
	0,315	3	L.E.F	75	23,625	612,70	14.475,04
	0,155	3	Ch.Jonias	70	10,85	612,70	6.647,80
Turbine	0,1	1	L.E.I	65	6,5	390,63	2.539,10
	0,1	1	L.E.C	120	12	390,63	4.687,56
	0,2	2	L.E.F	75	15	390,63	5.859,45
Vexter	1,5	1	L.E.C	120	180	23,33	4.199,40
	1,5	1	L.E.F	75	112,5	23,33	2.624,63
Aeronáutica							
Agral			L.D	75	0	4,99	0,00
Aurora	0,05	1	L.D	75	3,75	375,33	1.407,49
Avaunt	0,4	1	L.D	75	30	116,50	3.495,00
Boro	2,5	3	L.D	75	187,5	4,50	843,75
Cab 2	1,5	2	L.D	75	112,5	3,20	360,00
Cercobin	0,5		L.D	75	37,5	27,60	1.035,00
Comp. Mineral	1,5	1	L.D	75	112,5	3,32	373,50
Curacron	0,4	1	L.D	75	30	26,34	790,20
Dipel	0,5	1	L.D	75	37,5	26,25	984,38
Emultec	0,2	1	L.D	75	15	45,00	675,00
Folicur	0,5	1	L.D	75	37,5	71,24	2.671,50
Folidol	1,5	1	L.D	75	112,5		0,00
Folisuper	4,5	3	L.D	75	337,5	12,30	4.151,25
Fury 200	2,05	7	L.D	75	153,75	44,20	6.795,75
Glifosato	1,66	1	L.D	75	124,5	7,00	871,50
Gold	0,71	4	L.D	75	53,25	27,81	1.480,88
Impact	0,5	1	L.D	75	37,5	80,00	3.000,00
Karatê	1	2	L.D	75	75	165,61	12.420,75
Kocide	1,125	2	L.D	75	84,375	17,28	1.458,00
Larvin	0,4	1	L.D	75	30	73,00	2.190,00
Malathion	1,87	1	L.D	75	140,25	16,60	2.328,15
Map	1,6	1	L.D	75	120	2,40	288,00
Marshal	0,3	1	L.D	75	22,5	38,02	855,45

Talhões analisados							
Produto	Doses	Nº Aplicações	Talhão	Ha	Total	R\$ Unitário	R\$ Total
Nimbus	0,4	1	L.D	75	30	4,78	143,40
NK	5	1	L.D	75	375	2,00	750,00
Óleo	8,9	19	L.D	75	667,5	3,30	2.202,75
Óleo Degomado	0,5	1	L.D	75	37,5	2,00	75,00
Organ	0,5	1	L.D	75	37,5	7,00	262,50
Pix HC	0,1	1	L.D	75	7,5	111,68	837,60
Polo	3,11	4	L.D	75	233,25	108,01	25.193,33
Saurus	0,3	2	L.D	75	22,5	238,06	5.356,35
Select	0,3	1	L.D	75	22,5	12,17	273,83
Sumidan	0,3	1	L.D	75	22,5	60,50	1.361,25
Talstar	0,78	3	L.D	75	58,5	73,17	4.280,45
Thiodan	3,6	2	L.D	75	270	13,84	3.736,80
Tidy	0,6	1	L.D	75	45	27,22	1.224,90
Tracer	0,185	4	L.D	75	13,875	612,70	8.501,21

Anexo D. Ficha de amostragem utilizada para armazenar informações sobre a coleta de indivíduos de bicudo-do-algodoeiro.

Coleta bicudo-do-algodoeiro

Nome coletor: _____

Data ___/___/___

Local da coleta: _____

Nº da amostra: _____

Planta: *Gossypium hirsutum* cultivar/variedade _____

Colônia () Campo () Campo experimental da Embrapa RG & B ()

Presença do bicudo: sim () não ()

Presença parasitóide: sim () não ()

Presença predador: sim () não ()

Presença de outros insetos: sim () não ()

Presença de ácaros: sim () não ()

Presença de doenças: sim () não ()

Tratamentos fitossanitários realizados antes da coleta:

Anexo E. Questionário respondido para aquisição de informações básicas sobre a presença de *A. grandis* em áreas do sistema produtivo de algodão.

1. Coletor: Karen Regina Vilarinho

2. Data: 11 de Janeiro de 2006

3. Região Geográfica/posição:

3.1 Endereço: Núcleo Rural de Tabatinga Lotes 151 / 172

Município: Planaltina, DF.

3.2 Propriedade: Grupo Schneider

4. Nome do Produtor: Nelson Schneider

4.1 Escolaridade:

() Ensino Fundamental Completo () Ensino Fundamental Incompleto

() Ensino Médio Completo () Ensino Médio Incompleto

(X) Ensino Superior Completo () Ensino Superior Incompleto

5. Tipo de variedade/cultivar afetada: Delta OPALL, CEDRO, DELTA PENTA

5.1 Produção: ton/ano: 3.750

5.2 Data de plantio da safra: 7 de novembro a 29 de dezembro de 2005

5.3 Plantio irrigado (X) SIM () NÃO

5.4 Espaçamento entre as fileiras de plantas: 80 cm

5.5 Média do número de plantas por m²: 10,5

5.6 Média do número capulhos por plantas: 8 a 9

6. Época em que detectou a presença do bicudo-do-algodoeiro em sua área de produção? Aos 40 dias após a semeadura

7. Em qual estação climática você plantou a cultura e ela foi mais fortemente atacada do bicudo-do-algodoeiro: Verão

8. V.S^a. vem notando o aumento das populações do bicudo-do-algodoeiro?

(X) SIM () NÃO

9. Você detectou alterações notáveis no sistema de plantio nas regiões onde existem problemas com o bicudo-do-algodoeiro?

(X) SIM () NÃO

10. Em quais meses do ano o problema com o bicudo-do-algodoeiro é mais severo?

JAN FEV MAR ABR MAI JUN JUL AGO SET OUT NOV DEZ

11. O problema com o bicudo-do-algodoeiro ocorre todo ano ou é esporádico?

(X) anual () esporádico

12. O problema com o bicudo-do-algodoeiro tornou-se mais severo no(s) último(s)

() 1 ano () 2 anos () 3 anos () 4 anos (X) 5 anos

13. Quais os danos causados pela praga? Aborto dos botões florais

14. Quais as perdas causadas pela praga? Reduz o número de botões / planta diminuindo a produção

15. Quais as medidas de controle adotadas por V.Sa.?

(X) Químico () Biológico (X) Cultural (X) MIP

15.1 Se respondeu controle biológico, qual o inimigo natural utilizado?

15.2 Foi por iniciativa própria ou por meio de programas do governo?

(X) Iniciativa própria () Programas do governo – políticas públicas

15.3 Se, utiliza produtos químicos, como os agrotóxicos, quais os mais usados e a freqüência de aplicação na cultura?

1. Organofosforados

2. Paration metílico

3. Piretróides

4. Endosulfan

5. Aplicação de agrotóxicos foi feita em todo o ciclo da cultura

Coleta de material no local da entrevista: SIM

Fotografia (X) SIM () NÃO

Adultos bicudo-do-algodoeiro para biotipagem (X) SIM () NÃO

Cont.... Anexo F

RESUMO DO NÍVEL DE INFESTAÇÃO DE PRAGAS
E DOENÇAS DO ALGODOEIRO

FAZENDA: RONDON
SAFRA: 2005/2006
RESPONSÁVEL: L. Layette/Genival

TALHÃO: PIVÓ P. SUPERIOR
ÁREA (ha): 55
VARIETADE: Cedro/Delta Opal

DATA PLANTIO: 04/12 a 10/12
DATA GERMINAÇÃO: 15/12/2005
AVALIADOR:

DATA	LAGARTAS										PULGÕES	THRIPS %	MOSCA BRANCA	PERCEVEJO RAJADO	ACARO RAJADO	ACARO BRANCO	BICUDO %		INIMIGOS NATURAIS	RAMULÁRIO	PRODUTOS	DOSES	DATA	VOLUME
	CURUQUEIRO		MAÇAS		SPODOPTERA		ROSADA		B	I														
	OVS	L.P.	L.G.	OVS	L.P.	L.G.	OVS	L.P.	L.G.	F.R.	ARM.	BOL	IND.	COL.										
26.12.05																								
30.12.05	6	5	1										8	5										
03.01.06	4	6	1										9	7										
08.01.06	4	3											7	13										100
14.01.06	5	10	1										6	11										
19.01.06	3	31											40	5										
25.01.06	12	6											17	19										165
30.01.06	15												24	20										100
07.02.06	6	3											5	19										125
15.02.06	13	8																						
20.02.06	1	8	2										1	67										
25.02.06	4	8																						
06.03.06													2	7										
10.03.06														9										
18.03.06													6	2										
27.03.06														42										
02.04.06	3												35											200
07.04.06													10	15										133
16.04.06	1												2	13										100
22.04.06																								
29.04.06													3	2										125
04.05.06													2	28										125
13.05.06	2												28	18										100
21.05.06	1												1	14										125
29.05.06													4	2										133
07.06.06													3	2										
11.06.06													3	4										125

Cont.... Anexo F

PLANILHA DE ESCRITÓRIO
RESUMO DO NÍVEL DE INFESTAÇÃO DE PRAGAS
E DOENÇAS DO ALGODOEIRO

FAZENDA: RONDON
SAFRA: 200/2006
RESPONSÁVEL: Lafayette/genival

TALHÃO: Campo de Semente
ÁREA (há): 7
VARIEDADE: Delta Penta

DATA PLANTIO: 28.11.05
DATA GERMINAÇÃO: 03.01.05
AVALIADOR:

DATA	LAGARTAS																										
	CURUQUERE		MAÇAS		SPODOPTERA			ROSADA			PULGÕES			THRIPS %	MOSCA BRANCA	PERCEVEJO RAJADO	ACARO RAJADO	ACARO BRANCO		BICUDO %	NINMIGOS NATURAIS	RAMULÁRIO	RAMULOSE	PRODUTOS	DOSES	DATA	VOLUME
	L.P.	O.VOS	L.P.	O.VOS	L.P.	O.VOS	L.P.	F.R.	I.ARM.	BOL.	IND.	COL.	L.P.					O.VOS	L.P.								
10.12.05					2	9																Vexter+Boro	1,5+0,5	11.12.05	250		
26.12.05					1						2	5	1								2						
30.12.05	2	4			2						2	2	7														
03.01.06	3	15	3				1				2	2	17						14				Tracer+Gold+Marshall	0,025+0,018+0,4			
08.01.06													2	8	9					1			Folissuper+Oleo Vegetal+Gold	1,5+1,0+0,2	10.01.06	142	
14.01.06					1	2					2	8	9							2							
19.01.06					1								17	1	6								Tracer+Marshall+Saurus+Gold	0,025+0,140+0,4+0,2	19.01.06	165	
24.01.06	8	1									5	18															
28.01.06	3	16									12	25								2	2		Thiodan+Oleo+Map+Boro+Comp. Mineral+Marshall	1,8+0,5+2+0,5+1+0,4	30.01.06	165	
04.02.06	1	2									1									1	41		Thiodan+Score+Oleo+Gold	1,8+0,3+0,5+0,01	06.02.06	165	
10.02.06																					40						
15.02.06												2									44						
20.02.06	2																				43						
25.02.06																											
05.03.06																				2	42		PrioriXtra+Nimbus+Organ+Malathion	0,3+0,2+0,5+1,5	28.02.06	125	
14.03.06	1				4	7	1				7	2											Thiodan+Oleo+Organ	1,8+0,5+0,5	09.03.06	100	
23.03.06					3	1					3	21											Score+Tydi+Folissuper+Karaté+Cab2+Oleo	0,3+0,8+1,5+0,08+1,5+0,5	18.03.06	133	
31.03.06					5	3	3					34											Sumidan+Oleo+Kocide	0,2+0,5+0,5+2,5	25.03.06	142	
07.04.06	1											13	9							5	32		Turbine+Priori Xtra+Nimbus+Oleo+Karaté	0,1+0,3+0,2+0,3+0,1	03.04.06	133	
16.04.06	2				4	2					3	11	8							6	25		Polytrin+Oleo+Nk+Boro	1,3+0,5+5,0+1	12.04.06	100	
23.04.06	1										2	6	2										Fury 200+Oleo+Kocide	0,3+0,5+0,625	19.04.06	125	
29.04.06																											
04.05.06											1	8	3										Talstar+Oleo+Boro+Emultec	0,6+0,5+0,5+0,01	25.04.06	125	
13.05.06											3	34	12										Sumidan+Oleo+Organ+Emultec	0,3+0,5+1,0+150ml	30.04.06	100	
21.05.06																											
29.05.06																											
07.06.06																											
11.06.06																											