

Pedro Henrique Abreu Moura
Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro
(Organizadores)



Inovação e tecnologia nas
CIÊNCIAS AGRÁRIAS

Atena
Editora
Ano 2021

Pedro Henrique Abreu Moura
Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro
(Organizadores)



Inovação e tecnologia nas **CIÊNCIAS AGRÁRIAS**

Atena
Editora
Ano 2021

Editora chefe

Profª Drª Antonella Carvalho de Oliveira

Editora executiva

Natalia Oliveira

Assistente editorial

Flávia Roberta Barão

Bibliotecária

Janaina Ramos

Projeto gráfico

Camila Alves de Cremo

Daphynny Pamplona

Gabriel Motomu Teshima

Luiza Alves Batista

Natália Sandrini de Azevedo

Imagens da capa

iStock

Edição de arte

Luiza Alves Batista

2021 by Atena Editora

Copyright © Atena Editora

Copyright do texto © 2021 Os autores

Copyright da edição © 2021 Atena Editora

Direitos para esta edição cedidos à Atena Editora pelos autores.

Open access publication by Atena Editora



Todo o conteúdo deste livro está licenciado sob uma Licença de Atribuição *Creative Commons*. Atribuição-Não-Comercial-NãoDerivativos 4.0 Internacional (CC BY-NC-ND 4.0).

O conteúdo dos artigos e seus dados em sua forma, correção e confiabilidade são de responsabilidade exclusiva dos autores, inclusive não representam necessariamente a posição oficial da Atena Editora. Permitido o *download* da obra e o compartilhamento desde que sejam atribuídos créditos aos autores, mas sem a possibilidade de alterá-la de nenhuma forma ou utilizá-la para fins comerciais.

Todos os manuscritos foram previamente submetidos à avaliação cega pelos pares, membros do Conselho Editorial desta Editora, tendo sido aprovados para a publicação com base em critérios de neutralidade e imparcialidade acadêmica.

A Atena Editora é comprometida em garantir a integridade editorial em todas as etapas do processo de publicação, evitando plágio, dados ou resultados fraudulentos e impedindo que interesses financeiros comprometam os padrões éticos da publicação. Situações suspeitas de má conduta científica serão investigadas sob o mais alto padrão de rigor acadêmico e ético.

Conselho Editorial**Ciências Agrárias e Multidisciplinar**

Prof. Dr. Alexandre Igor Azevedo Pereira – Instituto Federal Goiano

Prof. Dr. Arinaldo Pereira da Silva – Universidade Federal do Sul e Sudeste do Pará

Prof. Dr. Antonio Pasqualetto – Pontifícia Universidade Católica de Goiás

Profª Drª Carla Cristina Bauermann Brasil – Universidade Federal de Santa Maria

Prof. Dr. Cleberton Correia Santos – Universidade Federal da Grande Dourados

Profª Drª Diocléa Almeida Seabra Silva – Universidade Federal Rural da Amazônia

Prof. Dr. Écio Souza Diniz – Universidade Federal de Viçosa



Prof. Dr. Fábio Steiner – Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul
Prof. Dr. Fágner Cavalcante Patrocínio dos Santos – Universidade Federal do Ceará
Profª Drª Girlene Santos de Souza – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Prof. Dr. Jael Soares Batista – Universidade Federal Rural do Semi-Árido
Prof. Dr. Jayme Augusto Peres – Universidade Estadual do Centro-Oeste
Prof. Dr. Júlio César Ribeiro – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Profª Drª Lina Raquel Santos Araújo – Universidade Estadual do Ceará
Prof. Dr. Pedro Manuel Villa – Universidade Federal de Viçosa
Profª Drª Raissa Rachel Salustriano da Silva Matos – Universidade Federal do Maranhão
Prof. Dr. Ronilson Freitas de Souza – Universidade do Estado do Pará
Profª Drª Talita de Santos Matos – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Prof. Dr. Tiago da Silva Teófilo – Universidade Federal Rural do Semi-Árido
Prof. Dr. Valdemar Antonio Paffaro Junior – Universidade Federal de Alfenas



Inovação e tecnologia nas ciências agrárias

Diagramação: Camila Alves de Cremo
Correção: Maiara Ferreira
Indexação: Amanda Kelly da Costa Veiga
Revisão: Os autores
Organizadores: Pedro Henrique Abreu Moura
Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

I58 Inovação e tecnologia nas ciências agrárias / Organizadores
Pedro Henrique Abreu Moura, Vanessa da Fontoura
Custódio Monteiro. – Ponta Grossa - PR: Atena, 2021.

Formato: PDF

Requisitos de sistema: Adobe Acrobat Reader

Modo de acesso: World Wide Web

Inclui bibliografia

ISBN 978-65-5983-724-3

DOI: <https://doi.org/10.22533/at.ed.243211612>

1. Ciências agrárias. I. Moura, Pedro Henrique Abreu
(Organizador). II. Monteiro, Vanessa da Fontoura Custódio
(Organizadora). III. Título.

CDD 630

Elaborado por Bibliotecária Janaina Ramos – CRB-8/9166

Atena Editora

Ponta Grossa – Paraná – Brasil

Telefone: +55 (42) 3323-5493

www.atenaeditora.com.br

contato@atenaeditora.com.br



Atena
Editora
Ano 2021

DECLARAÇÃO DOS AUTORES

Os autores desta obra: 1. Atestam não possuir qualquer interesse comercial que constitua um conflito de interesses em relação ao artigo científico publicado; 2. Declaram que participaram ativamente da construção dos respectivos manuscritos, preferencialmente na: a) Concepção do estudo, e/ou aquisição de dados, e/ou análise e interpretação de dados; b) Elaboração do artigo ou revisão com vistas a tornar o material intelectualmente relevante; c) Aprovação final do manuscrito para submissão; 3. Certificam que os artigos científicos publicados estão completamente isentos de dados e/ou resultados fraudulentos; 4. Confirmam a citação e a referência correta de todos os dados e de interpretações de dados de outras pesquisas; 5. Reconhecem terem informado todas as fontes de financiamento recebidas para a consecução da pesquisa; 6. Autorizam a edição da obra, que incluem os registros de ficha catalográfica, ISBN, DOI e demais indexadores, projeto visual e criação de capa, diagramação de miolo, assim como lançamento e divulgação da mesma conforme critérios da Atena Editora.



DECLARAÇÃO DA EDITORA

A Atena Editora declara, para os devidos fins de direito, que: 1. A presente publicação constitui apenas transferência temporária dos direitos autorais, direito sobre a publicação, inclusive não constitui responsabilidade solidária na criação dos manuscritos publicados, nos termos previstos na Lei sobre direitos autorais (Lei 9610/98), no art. 184 do Código Penal e no art. 927 do Código Civil; 2. Autoriza e incentiva os autores a assinarem contratos com repositórios institucionais, com fins exclusivos de divulgação da obra, desde que com o devido reconhecimento de autoria e edição e sem qualquer finalidade comercial; 3. Todos os e-book são *open access*, *desta forma* não os comercializa em seu site, sites parceiros, plataformas de *e-commerce*, ou qualquer outro meio virtual ou físico, portanto, está isenta de repasses de direitos autorais aos autores; 4. Todos os membros do conselho editorial são doutores e vinculados a instituições de ensino superior públicas, conforme recomendação da CAPES para obtenção do Qualis livro; 5. Não cede, comercializa ou autoriza a utilização dos nomes e e-mails dos autores, bem como nenhum outro dado dos mesmos, para qualquer finalidade que não o escopo da divulgação desta obra.



APRESENTAÇÃO

A área de Ciências Agrárias reúne conhecimentos relacionados à agricultura, pecuária e conservação dos recursos naturais. A pesquisa nessa área é importante para o desenvolvimento de produtos, processos ou serviços para as cadeias produtivas de vegetais, animais e desenvolvimento rural.

Destaca-se que a inovação e tecnologia devem ser aliadas na incorporação de práticas sustentáveis no campo, garantindo às gerações futuras a capacidade de suprir as necessidades de produção e qualidade de vida no planeta.

O livro foi dividido em dois volumes, sendo que neste primeiro volume *“Inovação e tecnologia nas Ciências Agrárias”* são apresentados 21 capítulos voltados à agricultura, com pesquisas sobre a qualidade do solo, fruticultura, culturas anuais, controle de pragas, agroecossistemas, propagação *in vitro* de orquídea, fertilização, interação entre fungos e sistemas agroflorestais, a relação da agricultura e o consumo de água, entre outros.

O segundo volume reúne 19 capítulos com temas diversos, como a agricultura familiar como forma de garantir a produção agrícola, o uso das tecnologias da informação e comunicação no ensino e aprendizagem de estudantes de Técnico Agropecuário no México, utilização de geoprocessamento para estudar a dinâmica de pastagens, relação entre pecuária e desflorestamento, estatística em experimentos agrônômicos, bem como vários trabalhos voltados para pecuária e medicina veterinária.

Agradecemos a cada autor pela escolha da Atena Editora para a publicação de seu trabalho.

Aos leitores, desejamos uma excelente leitura e convidamos também para apreciarem o segundo volume do livro.


Pedro Henrique Abreu Moura
Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1..... 1

ASPECTOS RELEVANTES DA SEMEADURA DIRETA NA QUALIDADE DO SOLO E NA PRODUTIVIDADE DAS CULTURAS


Maurilio Fernandes de Oliveira
Raphael Bragança Alves Fernandes
Onã da Silva Freddi
Camila Jorge Bernabé Ferreira
Rose Luiza Moraes Tavares

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116121>

CAPÍTULO 2..... 16

EFEITO DA TEMPERATURA DE SECAGEM E DO TEMPO DE ARMAZENAMENTO NO DESEMPENHO INDUSTRIAL DO ARROZ


Leomar Hackbart da Silva
André Guilherme Ebling Trivisioi
Paula Fernanda Pinto da Costa

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116122>

CAPÍTULO 3..... 23

SECAGEM NATURAL DE FRUTOS INTEIROS COMO ESTRATÉGIA DE VALORIZAÇÃO DOS DESCARTES DA PRODUÇÃO DE CAQUI


Nariane Quaresma Vilhena
Empar Llorca
Rebeca Gil
Gemma Moraga
Alejandra Salvador

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116123>

CAPÍTULO 4..... 37

PRODUÇÃO VERTICAL DE MELOEIRO AMARELO (*Cucumis melo* L.) COM DIFERENTES DENSIDADES EM CANTEIROS SUBTERRÂNEOS COBERTOS COM MULCHING PLÁSTICO

Manuel Antonio Navarro Vásquez
Janeísa Batista da Silva
Cristina Teixeira de Lima
Edilza Maria Felipe Vásquez
Francisco Rondinely Rodrigues Sousa


 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116124>

CAPÍTULO 5..... 47

EFFECT OF ALGA EXTRACT, *Ascophyllum nodosum* (L.) IN WATERMELON GROWTH

Antonio Francisco de Mendonça Júnior
Ana Paula Medeiros dos Santos Rodrigues
Rui Sales Júnior
Silmare Nogueira do Nascimento Pereira

Kevison Romulo da Silva França
Mylena Carolina Calmon de Souza Barros
Elielma Josefa de Moura
Milton César Costa Campos

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116125>

CAPÍTULO 6..... 56

Anthonomus grandis (Coleoptera: Curculionidae): ANÁLISE DA BIOLOGIA, ECOLOGIA E DANOS VISANDO MELHORES ESTRATÉGIAS DE CONTROLE

Ayala de Jesus Tomazelli
Cleone Junio Lelis Santos
Francisco Orrico Neto
Juliana Stracieri

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116126>

CAPÍTULO 7..... 92

IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA, PROPAGACIÓN SEXUAL Y ASEJUAL DE TRES ESPECIES DE LITSEA (LAURACEAE) EN DIFERENTES AGROECOSISTEMAS DE MÉXICO

Claudia Yarim Lucio Cruz
Jaime Pacheco-Trejo
Eliazar Aquino Torres
Judith Prieto Méndez
Sergio Rubén Pérez Ríos
José Justo Mateo Sánchez

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116127>

CAPÍTULO 8..... 100

MICROORGANISMOS PROMOTORES DE CRESCIMENTO NA ACLIMATIZAÇÃO DE MUDAS DA ORQUÍDEA *BRASSOCATTLEYA* PASTORAL ‘ROSA’

Ananda Covre da Silva
Helio Fernandes Ibanhes Neto
Amanda Lovisotto Batista Martins
Marjori dos Santos Gouveia
Gustavo Henrique Freiria
Ricardo Tadeu de Faria
André Luiz Martinez de Oliveira


 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116128>

CAPÍTULO 9..... 106

EFEITO DE MICROORGANISMOS PROMOTORES DE CRESCIMENTO NO DESENVOLVIMENTO DE GÉRBERA EM VASO

Amanda Lovisotto Batista Martins
Ananda Covre da Silva
Helio Fernandes Ibanhes Neto
Marjori dos Santos Gouveia
Ricardo Tadeu de Faria

André Luiz Martinez de Oliveira

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.2432116129>

CAPÍTULO 10..... 113


VALIDAÇÃO DE TÉCNICAS DE INOCULAÇÃO E COINOCULAÇÃO DE BACTÉRIAS PARA A CULTURA DA SOJA NO CENTRO-OESTE BRASILEIRO (ARAÇU-GO)

Ana Carolina de Souza Fleury Curado

Taís Ferreira de Almeida

Edgar Luiz de Lima

Cláudia Barbosa Pimenta

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161210>

CAPÍTULO 11..... 120

EFEITOS DA INOCULAÇÃO E COINOCULAÇÃO DE BACTÉRIAS DIAZOTRÓFICAS SOBRE O DESENVOLVIMENTO E PRODUÇÃO DE MILHO

Endrio Rodrigo Webers

Emerson Saueressig Finken

Mauricio Vicente Alves

Divanilde Guerra

Robson Evaldo Gehlen Bohrer


Danni Maisa da Silva

Mastrangelo Enivar Lanzaova

Luciane Sippert Lanzaova

Marciel Redin

Eduardo Lorensi de Souza

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161211>

CAPÍTULO 12..... 132

INTERAÇÕES ENTRE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES E SISTEMAS AGROFLORESTAIS EM ECOSSISTEMAS RIBEIRINHOS AO LONGO DO RIO-MADEIRA MAMORÉ NO MUNICÍPIO DE GUAJARÁ-MIRIM/RO

Ana Lucy Caproni

José Rodolfo Dantas de Oliveira Granha

Gabriel Cestari Vilardi

Mônica Gambero

Ricardo Luis Louro Berbara

Marcos Antonio Nunez Duran

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161212>

CAPÍTULO 13..... 151

CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS DE SOLO CULTIVADO COM TOMATEIRO IRRIGADO COM ÁGUA RESIDUÁRIA DE BOVINOCULTURA DE LEITE

Marcos Filgueiras Jorge


Leonardo Duarte Batista da Silva

Dinara Grasiela Alves

Geovana Pereira Guimarães

Jane Andreon Ventorim

Antonio Carlos Farias de Melo
Lizandra da Conceição Teixeira Gomes de Oliveira
Rozileni Piont Kovsky Caletti
Jonathas Batista Gonçalves Silva

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161213>

CAPÍTULO 14..... 162

EVOLUÇÃO DA COBERTURA DO SOLO E DO ACÚMULO DE FITOMASSA SECA DE PLANTAS DE COBERTURA DE OUTONO/INVERNO E SEU EFEITO SOBRE O DESEMPENHO AGRONÔMICO DE SOJA CULTIVADA EM SUCESSÃO


João Henrique Vieira de Almeida Junior
Guilherme Semião Gimenez
Vinicius Cesar Sambatti
Vagner do Nascimento
Giliardi Dalazen

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161214>

CAPÍTULO 15..... 182

TEORES DE MACRONUTRIENTES EM LIMBOS E PECÍOLOS E PRODUTIVIDADE DE FRUTOS COMERCIAIS DE CULTIVARES DE MAMOEIRO

Lucio Pereira Santos
Enilson de Barros Silva

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161215>

CAPÍTULO 16..... 199

HORTALIÇAS COMO ALTERNATIVA PARA PROMOÇÃO DA BIOFORTIFICAÇÃO MINERAL


Ádila Pereira de Sousa
Evandro Alves Ribeiro
Heloisa Donizete da Silva
Ildon Rodrigues do Nascimento
Simone Pereira Teles
Liomar Borges de Oliveira
João Francisco de Matos Neto
Danielly Barbosa Konrdorfer
Regina da Silva Oliveira
Índira Rayane Pires Cardeal
Bruno Henrique di Napoli Nunes
Lucas Eduardo Moraes


 <https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161216>

CAPÍTULO 17..... 211

ANÁLISE DO USO DA TERRA CONSIDERANDO AS FACES DO TERRENO NA BACIA DO RIO PIRACICABA EM MINAS GERAIS

Rafael Aldighieri Moraes

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161217>

| | |
|---|------------|
| CAPÍTULO 18..... | 219 |
| A AGRICULTURA E O CONSUMO DE ÁGUA | |
| Dienifer Calegari Leopoldino Guimarães | |
| Selma Clara de Lima | |
|  https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161218 | |
| CAPÍTULO 19..... | 226 |
| DESENVOLVIMENTO DE EMISSOR DO TIPO MICROTUBO COM MÚLTIPLAS SAÍDAS | |
| Dinara Grasiela Alves | |
| Marinaldo Ferreira Pinto | |
| Ana Paula Alves Barreto Damasceno | |
| Tarlei Arriel Botrel | |
|  https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161219 | |
| CAPÍTULO 20..... | 237 |
| QUALIDADE DA ÁGUA SUBTERRÂNEA NO MUNICÍPIO DE SINOP SOB DIFERENTES GENÁRIOS DE USO E OCUPAÇÃO DO SOLO | |
| Kelte Resende Arantes | |
| Francisco Moarcir Pinheiro Garcia (<i>In Memoriam</i>) | |
| Roselene Maria Schneider | |
| Sayonara Andrade do Couto Moreno Arantes | |
| Milene Carvalho Bongiovani | |
|  https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161220 | |
| CAPÍTULO 21..... | 250 |
| USO DE MICRORGANISMOS COMO FERRAMENTA NA MELHORIA DE EFLUENTES DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS | |
| Vander Bruno dos Santos | |
| Eduardo Medeiros Ferraz | |
| Carlos Massatoshi Ishikawa | |
| Fernando Calil | |
| Marcos Aureliano Silva Cerqueira | |
|  https://doi.org/10.22533/at.ed.24321161221 | |
| SOBRE OS ORGANIZADORES | 269 |
| ÍNDICE REMISSIVO..... | 270 |

Anthonomus grandis (Coleoptera: Curculionidae): ANÁLISE DA BIOLOGIA, ECOLOGIA E DANOS VISANDO MELHORES ESTRATÉGIAS DE CONTROLE

Data de aceite: 01/12/2021

Data de submissão: 11/11/2021

Ayala de Jesus Tomazelli

Universidade Estadual de Santa Cruz,
Agronomia UESC
Ilhéus – BA
<http://lattes.cnpq.br/9159403417182174>

Cleone Junio Lelis Santos

Universidade Estadual de Santa Cruz,
Agronomia UESC
Ilhéus – BA
<http://lattes.cnpq.br/5261446180234394>

Francisco Orrico Neto

Universidade Estadual de Santa Cruz,
Mestrando PRODEMA - UESC
Ilhéus – BA
<http://lattes.cnpq.br/3396518610168096>

Juliana Stracieri

Universidade Estadual de Santa Cruz,
Professora DCAA UESC
Ilhéus - BA
<https://orcid.org/0000-0003-4670-834>

RESUMO: A cotonicultura brasileira tem grande importância no agronegócio do país, ocupando a posição de quarto maior produtor de algodão em caroço e o segundo maior em exportação de fibra de algodão. O bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis*) é um inseto da ordem Coleoptera e pertence à família Curculionidae. Foi descrito pela primeira vez em 1843 por Boheman

e chegou ao Brasil em 1983 sendo hoje uma das principais pragas da cultura no país, devido aos grandes danos causados nas estruturas reprodutivas do algodoeiro, além disso a praga encontrou no país as condições ideais para o seu desenvolvimento e sobrevivência e apresenta uma grande capacidade de reprodução, podendo ocorrer até 7 gerações do inseto em uma mesma safra. A espécie apresenta o fenômeno de diapausa, porém nas condições tropicais das áreas produtoras do Brasil, esse fenômeno não acontece integralmente sendo que a praga consegue se alimentar de pólen de diferentes famílias de plantas que ocorrem no cerrado, o que dificulta o seu controle durante a entressafra. Os insetos adultos se alimentam e ovipositam principalmente nos botões florais da planta de algodão danificando essas estruturas. Os métodos de controle desta praga estão inseridos no conceito do manejo integrado de pragas. O controle é realizado principalmente através do controle químico, controle cultural, controle comportamental e controle legislativo. Há alguns trabalhos realizados em laboratório que mostram potencial no controle biológico aplicado desta praga, porém são necessárias maiores aplicações a nível de campo a fim de avaliar a real eficiência. Há muitos inseticidas registrados para o bicudo no Brasil, contudo a maioria pertence aos mesmos grupos químicos ou possuem o mesmo modo de ação, dificultando a rotação desses produtos no manejo da resistência de pragas. O trabalho foi realizado através de revisão de literatura abordando os aspectos gerais de *Anthonomus grandis*, sua biologia e ecologia, seus danos na produção de algodão,

danos econômicos e quais são as formas de controle disponíveis para seu manejo.

PALAVRAS-CHAVE: Bicudo do algodoeiro. *Gossypium hirsutum*. Inseto praga. Danos. MIP.

Anthonomus grandis (Coleoptera: Curculionidae): ANALYSIS OF BIOLOGY, ECOLOGY AND DAMAGE FOR BETTER CONTROL STRATEGIES

ABSTRACT: The Brazilian cultivation of cotton is of great importance in the country's agribusiness, occupying the position of fourth largest producer of seed cotton and the second largest in cotton fiber exports. The cotton boll weevil (*Anthonomus grandis*) is an insect of the order Coleoptera and belongs to the Curculionidae family. It was first described in 1843 by Boheman and arrived in Brazil in 1983 and is today one of the main pests of the crop in the country, due to the great damage caused to the reproductive structures of cotton. In addition, the pest found in the country the ideal conditions for its development and survival and has a great capacity for reproduction, with up to 7 generations of the insect being able to occur in the same season. The species presents the phenomenon of diapause, but in tropical conditions in producing areas in Brazil, this phenomenon does not fully occur and the pest is able to feed on pollen from different families of plants that occur in the biome of cerrado, which makes its control difficult during the off season. Adult insects feed and lay eggs mainly on the floral buds of the cotton plant, damaging these structures. The method of control of this pest are included in the concept of integrated pest management. Control is mainly carried out through chemical control, cultural control, behavioral control and legislative control. There are some works carried out in the laboratory that show potential in the applied biological control of this pest, but larger field applications are needed in order to assess the real efficiency. There are many registered insecticides for the boll weevil in Brazil, however most belong to the same chemical groups or have the same mode of action, making it difficult to rotate these products in the management of pest resistance. The work was carried out through a literature review addressing the general aspects of *Anthonomus grandis*, its biology and ecology, its damage to cotton production, economic damage and what are the control methods available for its management.

KEYWORDS: Cotton boll weevil. *Gossypium hirsutum*. insect pests. Damage. IPM.

1 | INTRODUÇÃO

A cotonicultura é um dos setores agrícolas mais modernos do Brasil e do mundo, resultado de profundas mudanças no sistema de produção ao longo dos anos. Até meados da década de 1990 a produção se concentrava no Sul e Sudeste do Brasil com baixo aporte tecnológico quando comparado ao modelo empresarial do momento presente. O Centro-Oeste do país passou a ser o novo destaque da produção de algodão quando o cultivo migrou para o Cerrado através da iniciativa de produtores de soja da época, surgindo assim a produção em extensas áreas e adoção de novas tecnologias (ALVES; LIMA; FERREIRA FILHO, 2014).

Atualmente o Brasil é o quarto maior produtor mundial de algodão e ocupa a segunda posição no ranking de exportação, sendo os Estados do Mato Grosso e Bahia

os maiores produtores nacionais, respectivamente (FAO, 2021). O sucesso desse setor é explicado pela riqueza de produtos gerados na sua produção, sendo a pluma o principal produto, com a importante finalidade de abastecer a indústria têxtil; o caroço subproduto do beneficiamento é rico em óleo e proteínas e é utilizado na indústria alimentícia e de rações, sendo que o óleo também pode ser utilizado para o biodiesel (SILVA et al., 2009).

O bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis*) é uma das principais pragas da cultura do algodão no Brasil, danificando as estruturas reprodutivas da planta e comprometendo a produção de fibras. Os problemas causados por essa praga ocorrem desde sua chegada ao país em 1983 e hoje está presente em todas as regiões produtoras de algodão (SANTOS, 2015). Sua rápida disseminação e consolidação pelas lavouras brasileiras pode ser explicado pelo clima favorável ao seu desenvolvimento, as grandes áreas de monocultura de algodão, ausência de inimigos naturais nas áreas onde ocorre e a capacidade da praga de sobreviver na entressafra (MIRANDA; RODRIGUES, 2016). Além disso, o desenvolvimento das fases imaturas da praga ocorre dentro das estruturas reprodutivas, protegendo-as e as fêmeas possuem alto potencial de reprodução (SUJII; PIRES, 2015).

Os danos causados pelo curculionídeo é resultado da sua alimentação e oviposição nas estruturas reprodutivas do algodoeiro, principalmente botões florais e maçãs, respectivamente; para diminuir o seu prejuízo são realizadas em média 18 a 23 pulverizações por safra (MIRANDA; MORAIS, 2018), sendo essas aplicações responsáveis por cerca de 50% dos custos com inseticidas na cotonicultura, resultando em alto custo de produção e impactos ambientais (PAPA; CELOTO, 2015). Embora o controle químico seja essencial para o manejo do bicudo, o manejo integrado de pragas é uma ferramenta de extrema importância, o controle químico se utilizado como única ferramenta não consegue suprir os prejuízos causados pelo curculionídeo, pois as pulverizações realizadas só conseguem atingir com eficiência o inseto na fase adulta, além disso, o uso excessivo de inseticidas pode causar danos ao ambiente e ao homem e ocasionar o surgimento de pragas resistentes (PAPA; CELOTO, 2015). Dentro do conceito de MIP, há outros métodos que podem ser utilizados junto ao controle químico, como o controle cultural, controle comportamental, controle biológico, controle legislativo e resistência de plantas. Com isso, os produtores devem buscar todas as alternativas disponíveis e eficazes que possam ajudar na luta contra o bicudo (RODRIGUES; MIRANDA, 2015).

Este trabalho tem como objetivo realizar uma revisão de literatura abordando aspectos gerais do bicudo do algodoeiro, seu histórico, biologia e ecologia; os danos e prejuízos que causa na cultura do algodão e os métodos de controle mais utilizados no manejo da praga.

2 | REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Algodoeiro

O algodoeiro *Gossypium hirsutum* (Malvaceae) é uma planta de porte pequeno, arbustiva, com altura variando de 60cm a 100cm. As plantas dessa espécie são pouco ramificadas, com caule de coloração verde ou marrom, folhas largas, palmadas, tri ou pentalobadas e geralmente pilosas. As flores são grandes e suas pétalas apresentam cor que varia de branco a creme e se tornam violáceas após as flores serem fecundadas. O algodoeiro herbáceo, é tratado como anual e possui ramos frutíferos e vegetativos com dois tipos de folhas que se associam aos ramos vegetativos ou reprodutivos, a principal diferença entre esses ramos é que no ramo reprodutivo, o meristema apical origina um prófalo e uma folha verdadeira que termina em uma flor, enquanto o ramo vegetativo continua a emitir folhas (LIMA; ARQUINO; BERGER, 2014).

A propagação do algodoeiro ocorre principalmente via sementes e estas são cobertas com línter que são fibras pequenas que representam 8 a 12% do peso da semente. As sementes possuem cerca de 30 a 35% de óleo e 40 a 45% de proteínas em sua constituição. O sistema radicular é pivotante, apresentando bom desenvolvimento nas condições ideais de crescimento da planta e pode alcançar até 2,5m de profundidade, sendo que a maior parte das raízes se situam nos primeiros 30cm a 50 cm de profundidade do solo. No caule ocorre a presença de tricomas e glândulas internas que armazenam gossipol, uma substância que confere certa defesa a planta contra pragas e doenças. As folhas verdadeiras da planta de algodão são simples e incompletas; as folhas vegetativas se situam no ramo principal e nos ramos, enquanto as folhas reprodutivas surgem do lado oposto de cada nó frutífero junto a estrutura reprodutiva. Por apresentar hábito indeterminado, os frutos (drenos) e as folhas frutíferas (fonte da produção de assimilados) não ocorrem de forma sincronizada. As flores do algodoeiro se desenvolvem na planta em espiral, em que primeiro surge a primeira flor do primeiro ramo frutífero, depois a primeira flor do segundo ramo frutífero, depois a primeira do terceiro ramo frutífero, quando então retorna para o primeiro ramo frutífero emitindo a segunda flor, ou seja, ocorre um intervalo vertical entre os ramos que produzem frutos e um intervalo horizontal em cada ramo frutífero. O fruto apresenta de três a cinco lóculos e cada lóculo geralmente possui de seis a oito sementes, quando ainda jovem o fruto do algodão é denominado de maçã e após a sua abertura passa a ser chamado de capulho. Quando mumificado pelo ataque de pragas como o bicudo do algodoeiro ou por condições climáticas adversas, o capulho é chamado de carimã (LIMA; ARQUINO; BERGER, 2014).

O algodoeiro exige de 650 a 690mm de água por ciclo e sua exigência é menor na fase inicial da cultura, a partir da formação das estruturas reprodutivas e com maior crescimento vegetativo a planta passa a exigir aproximadamente 8mm/dia. A água é fator importante na germinação e emergência e a maior sensibilidade da planta ao déficit hídrico ocorre durante a floração e formação das maçãs. A planta de algodão é influenciada pela

temperatura em todas as fases do seu ciclo de vida, sendo que na germinação e emergência a temperatura ideal fica em torno de 32°C e na abertura de botões florais e florescimento da cultura a temperatura considerada ótima fica na faixa de 22°C a 30°C. Quanto a luminosidade, por ser uma planta C3, o algodoeiro necessita de 140 a 160 dias ensolarados para se desenvolver bem (LIMA; ARQUINO; BERGER, 2014).

2.2 Importância econômica da cotonicultura

O Algodoeiro é uma das culturas mais importantes para o setor agrícola do Brasil e do mundo. A pluma é um dos principais produtos comercializados, sendo obtido do beneficiamento do algodão em caroço e utilizado principalmente pela indústria têxtil. O caroço como subproduto do beneficiamento pode ser utilizado para alimentação de ruminantes, extração de óleo para alimentação humana e para a produção de biodiesel (SILVA et al., 2009).

A cotonicultura no Brasil passou por profundas mudanças nos últimos 20 anos para chegar ao modelo atual, até 1996 a produção em sua maioria era realizada com baixo aporte tecnológico e em pequenas propriedades localizadas principalmente no Sul e Sudeste do país (ALVES; LIMA; FERREIRA FILHO, 2014). A produção de algodão começou a ganhar força a partir do ano de 1930, um momento de instabilidade por causa da crise do café (BUAINAIN; BATALHA, 2007). Em meados da década de 1970 o cultivo de algodão se concentrava no Paraná e em São Paulo. Porém, em 1980 houve alguns acontecimentos que acarretaram uma crise na cotonicultura, um deles foi a chegada do bicudo do algodoeiro ao Brasil, essa crise durou até o meio da década de 1990 quando se iniciou um novo modelo de produção, o cultivo migrou principalmente para o cerrado, onde as propriedades produtoras de algodão passaram a funcionar como verdadeiras empresas, sendo cultivado em áreas extensas. Os produtores investiram em tecnologias como a colheita mecanizada, utilização de novas variedades e passaram a cultivar o algodão herbáceo. A partir de 1996, o Mato Grosso já era o maior produtor de algodão do país, Goiás também ganhou espaço se destacando como o segundo maior produtor, até que em 2002 a Bahia ocupou essa posição. Hoje, além do Centro-Oeste, a região Norte/Nordeste do Brasil também tem elevada importância na cotonicultura, com destaque para os estados do Maranhão, Piauí, Tocantins e Bahia (ALVES; LIMA; FERREIRA FILHO, 2014).

Desde o ano de 2010 o Brasil se consolidava como o quinto maior produtor mundial de algodão em caroço, a partir da safra de 2018 alcançou a posição de quarto maior produtor mundial, perdendo apenas para China, Índia e Estados Unidos, respectivamente. Além disso, o Brasil é o segundo maior exportador de fibra de algodão, ficando atrás apenas do Estados Unidos (FAO, 2021). O Brasil produziu 7.326.900 toneladas de algodão em caroço na safra 2019/2020. O Mato Grosso o maior produtor brasileiro teve uma produção de 5.118.700 toneladas de algodão em caroço em uma área plantada de 1.166.000 ha na safra 2019/2020, enquanto a Bahia produziu 1.491.600 toneladas em uma área de

313.700 ha; dessa forma, o Mato Grosso junto com a Bahia, são responsáveis por cerca de 90% da produção brasileira de algodão (CONAB, 2021). Segundo a Associação Brasileira dos Produtos de Algodão (ABRAPA) o Brasil é destaque na produtividade de algodão em condição de sequeiro no mundo, com produtividade em torno de 1.802 kg.ha⁻¹, sendo assim superior ao Estados Unidos nesse quesito (ABRAPA, 2021).

2.3 Histórico do bicudo do algodoeiro

O bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis*) foi descrito oficialmente pela primeira vez em 1843 por Boheman, a partir de insetos coletados pelo francês Chevrolat entre 1831 e 1835, no México, sem registro do hospedeiro (BASTOS et al., 2005). Em 1880 foi encontrado bicudo danificando plantas de algodão próximo a Monclova, estado de Coahuila, no México. Após isso houve registros do inseto danificando cultivos de algodão em diversas regiões produtoras no México e causando grandes prejuízos (LUKEFAHR; BARBOSA; BRAGA SOBRINHO, 1984). A presença do bicudo no México foi um facilitador para a chegada da praga no Estados Unidos, por conta da proximidade de áreas infestadas deste país com estados produtores no sudeste norte-americano (BRAGA SOBRINHO; LUKEFAHR, 1983). Em 1892 constatou-se a presença de bicudo no Texas e após isso o inseto se espalhou para outros estados produtores do Estados Unidos. Em 1949 o bicudo já estava presente na Venezuela e em 1950 na Colômbia (TOMQUELSKI; MARTINS, 2008).

O Bicudo foi encontrado pela primeira vez no Brasil em 1983, em algodoeiro no município de Campinas, próximo do aeroporto de Viracopos (BUSOLI; MICHELOTTO, 2005). Em avaliações feitas por Habib e Fernandes (1983) em áreas de algodão na região de Campinas em 1983, o inseto foi encontrado em grande densidade populacional, provocando danos em botões florais e atingindo níveis próximos a 90% de infestação. Há muitas hipóteses sobre a origem da introdução do bicudo no Brasil, alguns autores sugerem que os insetos vieram do Sudeste dos Estados Unidos, nordeste do México, Haiti, República Dominicana, Venezuela ou Colômbia (BASTOS et al., 2005). Após quatro meses da detecção do bicudo em São Paulo, o inseto também foi encontrado na Paraíba e Pernambuco em áreas cultivadas com algodão. Em análise feita por especialistas da Texas A & M University, os insetos eram de mesma origem (MIRANDA; RODRIGUES, 2016). Dessa forma Degrande, Santos e Silva (2004) sugeriram que o bicudo pode ter chegado ao Brasil em dois focos distintos e separados, em Campinas (SP) e em Campina Grande/Ingá na Paraíba.

De acordo com Degrande, Santos e Silva (2004), medidas sérias de controle deveriam ter sido tomadas assim que se constatou a presença do bicudo no Brasil, porém, por várias razões de cunho político, omissão dos produtores de algodão da época, alegações divergentes de cientistas e opiniões de ecologistas, nenhum plano de ação eficiente foi realizado para conter o avanço da praga no país.

2.4 Prejuízos econômicos do bicudo e entraves no controle da praga

Duas safras após o surgimento do bicudo do algodoeiro no Brasil em 1983, a praga já estava disseminada nas principais áreas produtoras de algodão (SANTOS, 2004). Por muito tempo o bicudo foi a principal praga da cotonicultura no Estados Unidos, até ser erradicado o inseto causou muitos prejuízos econômicos pela elevação dos custos de produção, principalmente com controle químico para erradicação da praga, as perdas foram estimadas em US\$ 125 milhões a US\$ 300 milhões por ano desde a sua chegada ao país americano. Em 1950 o bicudo foi denominado de “O inseto de 10 bilhões de dólares”, se referindo ao valor aproximado de perdas causadas por esse inseto até o ano de 1950 (ALLEN, 2008). Em 1983, o Estados Unidos iniciou o programa de erradicação do bicudo no Sul da Carolina do Norte e na Carolina do Sul, sendo que até o ano de 2006 o programa conseguiu erradicar a praga em aproximadamente 5,22 milhões de hectares de cultivo de algodão (EI-LISSY; GREFENSTETTE, 2005). Segundo Allen (2008), o programa de erradicação foi se expandindo para outras regiões e estados produtores do país estadunidense e em 2014 com exceção do baixo vale do Rio grande do Texas, todas as áreas do Estados Unidos ficaram livres da praga. Apesar de todos os esforços, o inseto ainda pode ser encontrado, embora em baixa densidade, em parte do Texas (BÉLOT; BARROS; MIRANDA, 2016).

O bicudo é a praga mais preocupante para a cotonicultura brasileira devido ao seu alto poder destrutivo. As extensas áreas produtivas, o clima favorável ao seu desenvolvimento e a ausência de inimigos naturais nas áreas de produção, são alguns dos motivos que favorecem a presença da praga nas lavouras brasileiras (MIRANDA; RODRIGUES, 2015). Além disso, a própria fisiologia da planta dificulta o manejo da praga, por ser de hábito indeterminado o algodoeiro emite estruturas reprodutivas de forma contínua, assim o inseto facilmente encontra na mesma planta botões florais, flores, maçãs e capulhos abertos em um mesmo período, com isso o bicudo tem a possibilidade de se alimentar e se reproduzir facilmente (ARAÚJO; BASTOS; TORRES, 2014).

Segundo Miranda e Moraes (2018), o bicudo provoca perdas acima de 200 dólares por hectare, isso reflete em 10% do valor total da produção. A principal forma de controle ainda é o controle químico e são realizadas cerca de 18 a 23 pulverizações por safra. Os autores explicam que mesmo com a alta frequência de aplicações o manejo ainda é muito difícil, provocando impactos econômicos e ambientais, os adultos são os atingidos pelos inseticidas enquanto os ovos e larvas ficam protegidos nas estruturas reprodutivas da planta, se o monitoramento for falho e o controle for feito de forma tardia, as fêmeas conseguem se reproduzir e ovipositar, dando início a uma nova geração da praga antes que o inseticida entre em ação. De acordo com Papa e Celoto (2015), dos custos com agrotóxicos utilizados na cultura do algodão no Brasil, cerca de 50% é utilizado para o controle do bicudo. Já Miranda e Rodrigues (2016), relataram gastos com o controle desta

praga para a safra 2015/2016 no Brasil, em torno de US\$ 360 milhões.

A dificuldade de se colocar em prática um plano de erradicação no Brasil como ocorreu no Estados Unidos, está ligado a inúmeros fatores; as regiões produtoras brasileiras não possuem um inverno rigoroso como no país americano, o que facilita a sobrevivência da praga na entressafra do algodão, a elevada capacidade de sobrevivência e reprodução do inseto, a dificuldade de controle e a oferta de alimento que o bicudo encontra na entressafra, são alguns dos vários entraves que dificultam o controle e a erradicação do bicudo no Brasil. Ao final da safra quando se realiza a colheita do algodão, se a eliminação dos restos culturais não for bem feita, o bicudo encontra nas rebrotas a oportunidade de se alimentar e reproduzir, formando indivíduos que serão responsáveis pelos ataques iniciais da próxima safra quando a lavoura de algodão entrar na fase de florescimento. Além disso, plantas de algodão nas beiras das estradas, tigueras em cultivos de soja durante a entressafra e a vegetação nativa próxima da área de produção também ajudam na permanência do inseto no campo (BÉLOT; BARROS; MIRANDA, 2016).

2.5 Biologia e ecologia do bicudo

Grandes prejuízos econômicos na cotonicultura têm sido causados pelo ataque do bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis*), responsável pela diminuição da produção e qualidade das fibras. Esta praga possui grande capacidade de sobrevivência, reprodução e disseminação. Além disso, possui ciclo biológico curto e apresenta o fenômeno de diapausa (PAPA; CELOTO, 2015; SILVA, 2012). Esses aspectos fisiológicos e comportamentais explicam a grande preocupação dos produtores em relação a seu controle.

2.5.1 Taxonomia e morfologia

O bicudo pertence a ordem Coleoptera da família Curculionidae e mede de 4 a 9mm de comprimento e 7mm de envergadura (ALMEIDA; SILVA, 1998). Sua coloração varia do pardo acinzentado ao negro, possui pelos dourados esparsos sobre os dois élitros em que se observa estrias ou sulcos longitudinais (GRAVENA, 2001; BUSOLI; MICHELOTTO, 2005; TOMQUELSKI; MARTINS, 2008) como mostra a figura 1. O seu tamanho pode variar em função da disponibilidade de alimentos, como botões e maçãs, e a cor do tegumento muda de acordo com a idade, em insetos com idade mais avançada predomina-se a cor acinzentada (ARAÚJO; BASTOS; TORRES, 2014). Possui um bico alongado, denominado de rostro, que mede aproximadamente metade do resto do seu corpo, devido a essa característica é denominado de bicudo. Na extremidade apical do rostro encontra-se as peças bucais e no seu centro as antenas, uma característica típica de insetos da família Curculionidae. Uma peculiaridade que distingue o bicudo de outros curculionídeos e ajuda na sua identificação, é a presença de um par de espinhos em cada fêmur das pernas dianteiras (SILVA; BEZERRA; SILVA, 2008).



Figura 1 - Adulto do bicudo do algodoeiro

Foto: Juliana Stracieri

2.5.2 *Ciclo de vida e reprodução*

O bicudo possui reprodução sexuada e holometabólico, ou seja, com metamorfose completa. Seu ciclo de vida consiste em quatro estágios de desenvolvimento: ovo, larva, pupa e adulto. Os ovos são brilhantes e medem aproximadamente 0,8mm de comprimento e 0,5mm de largura. Cada fêmea coloca em torno de 6 ovos por dia, o que pode resultar em um total de 100 a 300 ovos durante seu ciclo de vida, podendo ocorrer até 7 gerações por safra de algodão (GABRIEL, 2016; BASTOS et al., 2005).

As fêmeas geralmente depositam um ovo por orifício no interior de botões florais e maçãs da planta de algodão, após a oviposição fecham a abertura do orifício com uma substância gelatinosa translúcida, para proteger os ovos de predadores e da desidratação, a presença dessa substância permite diferenciarmos os orifícios abertos para postura daqueles para alimentação (GOMES et al., 2016; RAMALHO; MALAQUIAS, 2015; TOMQUELSKI; MARTINS, 2008).

Após 2 a 4 dias da postura, ocorre a eclosão das larvas que são brancas com a cabeça de cor pardo-clara, não possuem pernas e são encurvadas em formato de “C” como mostra a Figura 2. Quando se desenvolvem e chegam ao terceiro instar apresentam de 5 a 7mm de comprimento. É possível diferenciar a larva do bicudo de outras que atacam o

algodoeiro pela ausência de pernas (SANTOS, 2002; TOMQUELSKI; MARTINS, 2008). Durante a fase larval com duração de 7 a 12 dias, a larva se alimenta do interior da estrutura do algodoeiro e constrói uma câmara com essa estrutura atacada, onde se transforma em pupa.



Figura 2 Larva de bicudo no interior de maçã do algodoeiro

Foto: Juliana Stracieri

De acordo com Gravena (2001), ao consumir o interior do botão floral, ocorre a queda da estrutura ao chão em aproximadamente uma semana, por isso a transição de larva para pupa ocorre no interior dos botões caídos ao chão. Segundo Degrande (2004), o ambiente mais úmido preserva melhor as estruturas florais favorecendo assim a sobrevivência das larvas e pupas nos botões caídos. Além disso, altas temperaturas do solo e baixa umidade podem provocar a dessecação e morte de larvas, pupas e adultos recém emergidos ainda dentro do botão floral caído ao solo (RAMALHO; GONZAGA; SILVA, 1993).

As pupas são brancas e nelas já é possível observar algumas estruturas do inseto adulto sendo formadas, como os olhos e o rostro (BASTOS et al., 2005; SANTOS, 2002; TOMQUELSKI; MARTINS, 2008). A fase de pupa tem duração de 3 a 4 dias, quando então se transforma no inseto adulto (RAMALHO; WANDERLEY, 1996).

De acordo com Santos (2015), o adulto recém formado pode se manter de 1 a 3 dias em repouso dentro das estruturas antes de emergir. Os adultos possuem uma longevidade

em torno de 20 a 40 dias, e a duração do ciclo de vida completo de ovo a adulto fica em torno de 11 a 67 dias (BASTOS et al., 2005). No Brasil, devido as condições de temperatura, a praga consegue completar o ciclo de 14 a 22 dias (ARAÚJO; BASTOS; TORRES, 2014). O inseto adulto caminha sobre as estruturas vegetais do algodoeiro, onde se alimenta e realiza posturas nos botões florais, flores e maçãs novas. Quando o cultivo de algodão está na fase vegetativa e ainda não há estruturas reprodutivas, o bicudo pode se alimentar dos ponteiros das plantas e pecíolo das folhas (AZAMBUJA; DEGRANDE, 2015).

O botão floral é a estrutura preferida do bicudo, mas o inseto também utiliza as flores e maçãs. Através das mandíbulas a praga perfura essas estruturas reprodutivas para se alimentar e colocar seus ovos. Geralmente as perfurações feitas para alimentação são mais largas e profundas do que os orifícios feitos para oviposição. A praga prefere se alimentar de maçãs mais novas porque a superfície ainda é tenra, e geralmente os adultos que se desenvolvem nas maçãs são maiores que os desenvolvidos nos botões florais (BRAGA SOBRINHO; LUKEFAHR, 1983). Avaliando maçãs de algodoeiro com diferentes idades, com e sem chance de escolha pelo bicudo, Busoli et al. (2004) observaram que os insetos preferem se alimentar de maçãs com 2 dias de idade, dessa forma os danos diminuem à medida que se aumenta a idade das mesmas.

Uma indicação de que o bicudo está presente na lavoura de algodão é o desprendimento das brácteas dos botões florais que após 5 a 10 dias da oviposição do inseto, caem ao chão. O inseto é encontrado geralmente nos botões florais se alimentando e se reproduzindo entre as 9 horas da manhã e as 17 horas da tarde, fato este que coincide com as horas mais quentes do dia (BASTOS et al., 2005; BRAGA SOBRINHO; LUKEFAHR, 1983).

2.5.3 Diapausa

A diapausa é um mecanismo de sobrevivência utilizado pelo bicudo na entressafra do algodão, caracterizado como um estado fisiológico em que o inseto sofre uma paralisação do sistema reprodutivo e acumulação de lipídeos no corpo (BRAGA SOBRINHO; LUKEFAHR, 1983). De acordo com Santos (2015), a diapausa é induzida em condições de fotoperíodos curtos de 11 horas e noites com temperaturas próximas a 10°C e que esse fenômeno é uma estratégia de sobrevivência utilizada pela praga em locais mais frios durante o inverno. Segundo Gravena (2001) em condições tropicais como ocorre no Brasil, a praga não paralisa suas atividades de forma integral, passando apenas a um estado de quiescência ao invés da diapausa. Não há evidências científicas suficientes que comprovem que o bicudo consegue se reproduzir em outras espécies de plantas presentes no Brasil, que não seja o algodoeiro, mas o inseto consegue se alimentar de outras plantas (MIRANDA; RODRIGUES, 2016). Ribeiro et al. (2010), realizaram um experimento nas condições ambientais do cerrado em Brasília para avaliar os hábitos e fontes alimentares do bicudo

na fase adulta em áreas com algodoeiro, vegetação nativa de cerrado e mata de galeria; os autores constataram que os insetos se alimentaram de pólen de plantas de 19 famílias diferentes ao longo do ano, indicando que o bicudo pode não entrar em dormência total no inverno, saindo dos abrigos para se alimentarem, dessa forma a temperatura amena do inverno nas condições ambientais do cerrado com temperatura diurna e noturna variando de 13°C a 23°C e ausência de plantas de algodão, não limitaria a sobrevivência do bicudo, ele não consegue colocar ovos para completar o seu ciclo mas consegue sobreviver até a próxima safra de algodão.

2.6 Danos na cultura do algodão

O período de 40 a 90 dias após a emergência do algodão compreende a fase mais crítica da presença do bicudo no cultivo. O ataque da praga se inicia pelas bordas da lavoura, se alimentando de estruturas vegetativas da planta até que comece a surgir os botões florais (SANTOS, 2015). Os insetos chegam ao cultivo de algodão migrando das matas, vegetação nativa, beira de rios, de tigueras de algodão, rebrotas de algodoeiro que não foram corretamente destruídas ou plantas de algodão de beira de estrada (BARROS; CASORIOL NETTO, 2015).

Os adultos preferem se alimentar e ovipositar nos botões florais, mas também podem atacar flores e maçãs do algodoeiro. Os botões atacados ficam com as brácteas abertas, amareladas e caem após 5 a 10 dias depois da oviposição. As flores atacadas não conseguem abrir suas pétalas normalmente, ficando com aspecto de balão e por isso são comumente chamadas de “flor em balão”, além disso as pétalas também são perfuradas. As maçãs ovipositadas também tem sua abertura prejudicada devido aos danos provocados pela alimentação das larvas do bicudo em seu interior, destruindo fibras e sementes formando capulhos deformados que são chamados de “carimã”. Uma lavoura de algodão danificada por bicudo, aumenta a produção de estruturas vegetativas, mas com baixa produção de estruturas reprodutivas (GALLO et al., 2002; MIRANDA, 2006).

Os orifícios abertos pelo inseto para alimentação são de aproximadamente 1mm de diâmetro e geralmente é circulado por uma cor amarelada formado por grãos de pólen que o inseto utiliza para se alimentar enquanto as aberturas feitas para oviposição são cobertos por uma cera depositada pela fêmea para proteger seus ovos (BUSOLI; MICHELOTTO, 2005).

2.7 Plantas hospedeiras do bicudo no Brasil

As hospedeiras preferidas do inseto são as plantas da tribo Gossypieae da família Malvaceae. Os gêneros dessa tribo de importância para o bicudo, são: *Gossypium*, *Cienfuegosia*, *Thespesia* e *Hampea* (LUKEFAHR; BARBOSA; BRAGA SOBRINHO, 1986). O bicudo tem grande preferência por espécies do gênero *Gossypium*, no Brasil além do algodoeiro cultivado *Gossypium hirsutum*, há também *Gossypium barbadense* e *Gossypium*

mustelinum, porém são encontradas em baixa densidade populacional e, portanto, não são capazes de manter uma população de insetos suficiente que possa causar risco a cotonicultura brasileira (SUJII; PIRES, 2015).

Gabriel (2002) avaliou as espécies cultivadas *Gossypium hirsutum*, *Hibiscus tiliaceus*, *Hibiscus rosa-sinensis*, *Hibiscus schizopetalus*, *Hibiscus sabdariffa*, *Abelmoschus esculentus*, *Hibiscus syriacus*, *Malvaviscus arboreus* e *Thespesia populnea* como potenciais hospedeiras reprodutivas para o bicudo e relatou que com exceção de *G. hirsutum*, nenhuma das espécies foi aceita pela fêmea pelo método de oviposição natural, sugerindo então que elas não são hospedeiras reprodutivas do inseto.

Apesar de não serem hospedeiras reprodutivas, algumas espécies servem como fonte de alimentação para o bicudo e podem ser utilizadas no seu manejo através do “cultivo armadilha” (SUJII; PIRES, 2015). O cultivo armadilha consiste em plantar variedades suscetíveis a praga ao redor da lavoura ou no interior da área cultivada, com o objetivo de atrair os insetos para essas plantas e realizar um controle localizado da praga sobre essa área infestada (MOURA, 2015). Mata et al. (2011) realizaram um trabalho para avaliar o potencial do quiabeiro (*Abelmoschus esculentus*) para ser utilizado em cultivo armadilha para bicudo e constataram que o quiabeiro foi mais atrativo em sua fase reprodutiva do que o algodoeiro na fase vegetativa, dessa forma, as plantas de quiabo podem ser usadas durante sua fase reprodutiva para atração do inseto quando o algodoeiro estiver na fase vegetativa (PIMENTA et al., 2016). Além do quiabo, a planta de hibisco (*Hibiscus rosa-sinensis*) também pode ser utilizado para atração do bicudo em sua fase reprodutiva sendo mais atrativo do que o algodão na fase vegetativa (PIMENTA et al., 2016).

2.8 Controle da praga

Conhecido os enormes prejuízos causados pelo bicudo a cotonicultura, é de extrema importância que os produtores façam um bom planejamento das medidas que possam diminuir os danos causados pela praga. A partir disso, surge como importante ferramenta o manejo integrado de pragas (MIP), em que os métodos utilizados para controle sejam escolhidos com base em princípios ecológicos, econômicos e sociais. O conceito de MIP pode ser definido como:

is a decision support system for the selection and use of pest control tactics, singly or harmoniously coordinated into a management strategy, based on cost/benefit analyses that take into account the interests of and impacts on producers, society, and the environment (KOGAN, 1998, p. 249).

De acordo com Gallo et al. (2002) o monitoramento, determinação do nível de dano econômico e nível de controle são etapas importantes de um programa de MIP. Através do MIP, pode-se alcançar maior sustentabilidade na produção de algodão e a diminuição dos custos com o controle de pragas. Como táticas utilizadas dentro de um programa de manejo integrado de pragas, pode-se citar o controle biológico, controle comportamental,

controle cultural, controle genético (resistência de plantas) e o controle químico (MIRANDA, 2006).

2.8.1 Monitoramento e nível de controle

O monitoramento da população do inseto em campo é fundamental para a tomada de decisão do momento correto de controlar ou não a praga. A tomada de decisão é baseada no nível de controle (NC), que consiste na densidade populacional do inseto em que se deve iniciar as medidas de controle para que a praga não atinja o nível de dano econômico, causando prejuízos a produção (GALLO et al., 2002). O monitoramento do bicudo pode ser feito por amostragens visuais durante todo o período do cultivo do algodão e por meio da coleta dos insetos através de armadilhas na entressafra (MIRANDA; MORAIS, 2018).

Na amostragem visual os técnicos escolhem de forma aleatória, botões de tamanhos médios na metade superior da planta e observam se ocorre a presença do bicudo ou orifícios de oviposição e alimentação do inseto (MIRANDA, 2006). Segundo Santos (2002), é mais comum encontrar orifícios de alimentação do que de oviposição e que a amostragem nas bordaduras deve ser feita de forma separada da amostragem da área de cultivo, pois a praga chega na lavoura através das suas bordas. De acordo com Gabriel (2016), as amostragens visuais devem ser realizadas de 40 a 100 dias após a emergência, inspecionando 1 botão floral por planta e 50 botões/10 ha, e o controle deve ser adotado quando houver 10% de botões atacados até 80 dias ou 15% de botões atacados a partir de 80 dias. Já Miranda et al. (2013), afirmam que com 5% de botões florais com sinais de postura e alimentação ou com presença do inseto já se deve efetuar o controle. Degrande (2002) recomenda que na amostragem deve-se selecionar no mínimo 250 botões florais por talhão, dando preferência as plantas dominantes (maiores), o autor afirma que a adoção de 5% dos botões com sinais de ataque do inseto ou a presença dele, já são suficientes para se iniciar o controle. Santos (2015) também indica que o monitoramento seja feito semanalmente em 250 botões florais por talhão, analisando-se 1 botão floral por planta, escolhendo os botões de aproximadamente 0,6cm de diâmetro. O autor também recomenda a adoção de nível de controle de 5% de botões atacados pelo curculionídeo.

Outra forma de levantamento populacional da praga é a utilização de armadilhas contendo o feromônio grandlure, feromônio sexual dos machos do bicudo que são sintetizados industrialmente e vendidos por empresas para serem utilizados nas armadilhas para capturar insetos adultos (SANTOS, 2015).

Após a colheita do algodão, o bicudo procura abrigo e alimentação em áreas de refúgio, até que haja uma nova safra com estruturas reprodutivas disponíveis, daí os insetos que sobreviveram na entressafra voltam para o cultivo para completar o seu desenvolvimento. O uso de armadilhas na entressafra é importante para que o produtor consiga identificar a densidade populacional dos insetos que sobreviveram após a colheita e retirada dos restos

culturais do algodão, e que serão responsáveis por permitir o crescimento populacional da praga na próxima safra (RODRIGUES; MIRANDA, 2015). Os feromônios são ferramentas eficientes na monitoração da população da praga em campo, pois são específicos, ou seja, atraem os indivíduos da mesma espécie, permitindo a detecção da praga no início de sua migração na lavoura, auxiliando na rápida tomada de decisão (RODRIGUES; MIRANDA, 2007).

A armadilha mais comumente utilizada nas propriedades é feita de uma base plástica verde de formato cônico, o topo é achatado com um funil acoplado e telado com um receptáculo transparente na parte superior, onde é possível visualizar os bicudos capturados (Figura 3); no receptáculo contém a pastilha com o feromônio para atrair os insetos (DEGRANDE; SANTOS; SILVA, 2004).



Figura 3 - Armadilha para monitoramento do bicudo

Foto: Ayala de Jesus Tomazelli

Segundo Santos (2015), as armadilhas devem ser instaladas 50 dias antes da semeadura do algodão no perímetro dos talhões, distanciados com intervalos de 200m uma das outras por um período de nove semanas, com isso pode-se determinar o índice BAS (Bicudos/armadilha/semana) e a quantidade de bicudos encontrados nas armadilhas serão utilizados como referência para que o produtor consiga determinar o momento correto de iniciar o controle e quantidade de aplicações a serem feitas. De acordo com

o autor, dependendo do número de insetos encontrados nas armadilhas, são definidas as quantidades de aplicações químicas a serem feitas no momento do aparecimento dos primeiros botões florais. As armadilhas devem ficar em campo por pelo menos nove semanas, mas podem ficar instaladas até o aparecimento da primeira flor aberta, com isso o produtor consegue identificar de forma prévia a presença do inseto, o que lhe permite realizar um bom planejamento para diminuir a incidência do bicudo na safra (DEGRANDE, 2006). Miranda et al. (2013), relatam que em Goiás as armadilhas são instaladas 60 dias antes do plantio com uma distância de 130 a 200 metros entre as mesmas e distante cinco metros da área de cultivo; é colocada uma armadilha a cada 5 hectares ao longo do perímetro e o monitoramento deve ser feito semanalmente por um período de nove semanas. A reposição do feromônio nas armadilhas devem ser feitas a cada 14 dias (MIRANDA et al., 2013; MIRANDA; MORAIS, 2018).

De acordo com Neves (2013) o método de monitoramento através de armadilhas facilita o trabalho em campo, já que os insetos são atraídos e capturados, sendo menos trabalhoso que a inspeção visual. Porém as armadilhas perdem sua eficiência quando surgem os primeiros botões florais e maçãs novas do algodão, pois essas estruturas emitem substâncias voláteis mais atrativas ao bicudo do que o feromônio sintético, por isso as armadilhas devem ser usadas na entressafra e no período anterior ao surgimento dessas estruturas reprodutivas (MIRANDA, 2006; RODRIGUES; MIRANDA, 2007).

2.8.2 Controle comportamental

O controle comportamental é baseado na fisiologia dos insetos, sendo vantajoso por não oferecer risco de intoxicação ao homem e aos animais, além disso não deixa resíduos tóxicos, evitando desequilíbrios ambientais (GALLO et al., 2002). A utilização de feromônios é uma excelente ferramenta para o controle de pragas através do comportamento dos insetos, o feromônio grandlure foi descoberto na década de 60 quando cientistas observaram que, machos do bicudo liberavam o feromônio nas fezes após se alimentarem de botões florais e maçãs pequenas do algodoeiro (RODRIGUES; MIRANDA, 2007). Quando a substância é emitida pelo inseto, atrai outros indivíduos machos e fêmeas para a lavoura. Além de ser um feromônio de agregação, ele também ocasiona atração sexual em fêmeas (DEGRANDE; SANTOS; SILVA, 2004).

Além de ser utilizado para monitoramento, o feromônio sintetizado industrialmente também pode ser utilizado para controle do bicudo através do “tubo mata-bicudo” (TMB), com a finalidade de reduzir o resto da população da praga que não foi destruída no final da safra e que começa a migrar para áreas de refúgio (BÉLOT; BARROS; MIRANDA, 2016). O TMB é um dispositivo do tipo atrai-e-mata, constituído de um tubo com cor verde-limão de papelão biodegradável com 90 cm de comprimento e 2,5cm de diâmetro (RODRIGUES; MIRANDA, 2007), impregnado com um estimulante de alimentação, inseticida e feromônio,

essa combinação atrai os insetos do bicudo que morrem ao entrarem em contato com o tubo (PLATO et al., 2001). Segundo Miranda e Morais (2018) o tubo também pode ser de coloração amarelada, impregnado com o inseticida malathion, óleo de algodão como atrativo alimentar e utiliza-se o feromônio mais concentrado quando comparado com os das armadilhas, por isso os tubos podem ficar no campo por um tempo maior, cerca de 55 a 60 dias. O autor recomenda que o dispositivo seja instalado em campo após a destruição dos restos culturais e permaneça na área por 2 meses; depois de retirado, pode ser utilizado novamente no início da próxima safra, sendo instalado 30 dias antes da semeadura. Os tubos podem ser instalados em todo perímetro da lavoura ou apenas nos perímetros que se situam próximos as áreas de refúgio escolhendo as faixas onde há maior número de bicudos capturados, a distância entre os dispositivos deve ser de no mínimo 150 metros (BÉLOT; BARROS; MIRANDA, 2016; RODRIGUES; MIRANDA, 2015).

Segundo Neves (2013), o TMB pode ser utilizado tanto no início da lavoura para monitorar a população da praga que vai colonizar a área, como também pode ser usado no final da safra após a destruição dos restos culturais, para reduzir a população do inseto que conseguiu sobreviver e que migrará para as áreas de refúgio, dessa forma, atuando no controle do inseto. Importante destacar que o controle comportamental deve ser utilizado de forma conjunta com outros métodos de controle do MIP para que haja sucesso na redução populacional da praga (RODRIGUES; MIRANDA, 2007).

2.8.3 Controle cultural

O controle cultural é caracterizado pela adoção de práticas agronômicas baseadas na ecologia e biologia da praga, que alteram o ambiente de forma que se torne desfavorável ao desenvolvimento do inseto (GALLO et al., 2002; TORRES et al., 2015). O controle cultural começou a ser utilizado desde o surgimento da praga no Estados Unidos, quando não havia o controle químico (BASTOS et al., 2005), é considerado de baixo custo quando comparado ao uso de inseticidas, porém o controle cultural deve ser utilizado em conjunto com outros métodos para que se tenha bons resultados (SANTOS, 2010).

2.8.3.1 Plantio em período definido e concentrado

A data de semeadura e colheita do algodão é regulamentada pelo órgão estadual de defesa sanitária vegetal de cada estado, portanto, cada região tem um calendário específico determinado de acordo com o zoneamento agrícola (MIRANDA et al., 2013).

Desuniformidade na época de colheita e na data de plantio entre diferentes propriedades de uma determinada região, favorece o aumento populacional da praga, facilitando a busca por alimentos e sítios de reprodução. A uniformização da data de plantio é uma das práticas culturais utilizadas para o bicudo, concentrando o plantio em uma única data, evita o trânsito do inseto entre lavouras próximas de algodão em diferentes fases

fenológicas, facilitando o controle da praga (BASTOS et al., 2005; TORRES et al., 2015). Gabriel (2016) recomenda que os produtores devem obedecer a época recomendada de semeadura estabelecida para cada região produtora. O plantio na época adequada vai resultar em maior uniformidade na idade das plantas, facilitando o controle do bicudo, pois irá proporcionar um período de quebra de sincronia entre a disponibilidade de estruturas reprodutivas e a ocorrência da praga no campo, diminuindo a sua densidade populacional (ALMEIDA; SOARES; ALBUQUERQUE, 2019). Degrande (2004) esclarece que plantios tardios possibilitam maior quantidade de gerações do bicudo e a sua dispersão para outras áreas produtoras próximas, o que resultará em maior quantidade de esforços para o controle, maior número de aplicações e maior custo de produção e elevação dos prejuízos ambientais.

2.8.3.2 Destruição dos restos culturais após a colheita

Por apresentar hábito perene, pode ocorrer rebrota do algodoeiro no campo após a colheita, disponibilizando estruturas reprodutivas para o bicudo se alimentar e se reproduzir (LEMON; STICHLER; NORMAN JR, 2003). A destruição completa dos restos culturais do algodão (soqueiras) no final da colheita é outra prática importante quando se trata de controle cultural. O surgimento de soqueiras e tigueras de algodão favorecem a manutenção do bicudo na entressafra (BÉLOT; BARROS; MIRANDA, 2016), por isso a destruição da soqueira é prática obrigatória por lei em vários Estados produtores, assim como o vazio sanitário (SILVA, 2006; TORRES et al., 2015). Caso a atividade não seja realizada de forma adequada, algumas estruturas reprodutivas da planta podem permanecer em campo e serem utilizadas pelo bicudo na entressafra, que posteriormente pode migrar para as áreas de refúgio, contribuindo com a sobrevivência do inseto para a próxima safra (RIBEIRO et al., 2015).

A destruição dos restos culturais pode ser feita através de métodos culturais, mecânico, químico, ou a combinação entre esses métodos (SOFIATTI et al., 2015). Independentemente do método a ser utilizado, seja ele o mecânico ou químico, é necessário primeiro cortar e estraçalhar a parte aérea das plantas através de um equipamento específico como o triturador triton ou com a roçadeira (SILVA, 2017).

No método mecânico, pode-se utilizar de equipamentos com órgãos com capacidade de destruir ou cortar as plantas. Após a roçada o produtor pode utilizar a grade aradora que através dos seus discos, incorpora os restos de vegetação no solo, porém em alguns tipos de solo é necessário passar o equipamento pelo menos três vezes na área e posteriormente usar a grade niveladora o que dificulta e encarece a atividade, além da possibilidade de compactar parte do perfil do solo e deixa o mesmo suscetível a erosão por ficar descoberto, sendo inviável para o sistema de plantio direto. Nesse sistema é mais utilizado o método químico, mas já são produzidos no Brasil equipamentos com função específica para

destruição da soqueira do algodoeiro que provocam menor revolvimento do solo (JUNIOR; SILVA; SOFIATTI, 2015). No Estado do Mato Grosso cerca de 70% da soqueira do algodão é eliminada de forma química devido a praticidade e por não provocar revolvimento do solo (ANDRADE JUNIOR; SOUZA, 2019).

No método químico, pode ser utilizado roçadeira ou o triton para cortar as plantas, da mesma forma que é necessário realizar no método mecânico, e após isso fazer uso do herbicida, mas o produtor deve ficar atento para o caso de algumas plantas rebrotarem e então fazer uma nova aplicação. O herbicida mais utilizado para essa finalidade no Brasil é o 2,4-D, sendo muito eficiente por possuir ação sistêmica na planta. Pode-se associar o 2,4-D com outros herbicidas para melhor eficiência, dificultando o surgimento de rebrotas. O mais indicado para essa associação é o glifosato, porém, para variedades transgênicas de algodão o uso do glifosato torna-se inviável, nesse caso os produtores geralmente optam por utilizar o 2,4-D com os herbicidas Radiant® (fumicloraque) e Aurora® (carfentrazone) (JUNIOR; SILVA; SOFIATTI, 2015).

2.8.3.3 Manejo de tigueras

Após o fim da colheita do algodão, os produtores podem optar por produzir uma cultura subsequente na área, como a soja. Nessas lavouras é comum surgir plantas de algodão, o que é denominado como “tigueras”, oriundas de grãos que caíram ao solo após a colheita e germinaram, essas plantas podem ser utilizadas pelo bicudo para alimentação, abrigo e oviposição, fato este indesejável pelos cotonicultores devido ao período de vazio sanitário (JUNIOR; SILVA; SOFIATTI, 2015; SILVA, 2017).

O controle químico do algodão tiguera deve ser realizado antes que a planta atinja o risco fitossanitário, neste caso, o estágio V3, a partir disso, os produtos específicos para esse controle se tornarão menos eficientes. Um dos grandes problemas no manejo da tiguera de algodão é a possibilidade de estas germinarem em momentos diferentes, pois haverá plantas em estádios mais avançados, reduzindo a eficiência do controle. O herbicida glifosato pode ser utilizado para eliminação das plantas voluntárias de algodão convencional em plantios de soja RR, porém nos casos em que os produtores cultivam soja e algodão, ambos resistentes ao herbicida glifosato, torna-se uma tarefa mais difícil e deve-se optar por outros herbicidas ou utilizar um herbicida pré-emergente seletivo à soja (JUNIOR; SILVA; SOFIATTI, 2015; SILVA, 2017; SANTOS, 2015).

2.8.3.4 Precocidade da cultivar e densidade de plantio

Utilizar variedades precoces é uma alternativa que pode ser utilizada pelos cotonicultores no manejo do bicudo, pois as plantas frutificarão de forma mais rápida, antes que a praga possa atingir o nível de dano (BUSOLI; MICHELOTTO, 2005).

Cultivos de algodão mais adensados favorecem a precocidade da planta, fazendo

com que a frutificação ocorra mais rápido (TORRES et al., 2015), mas produzem menores quantidades de capulhos por planta, porém isso pode ser recompensado com a maior produção de capulhos por área, devido a menor probabilidade de ocorrência de alta população do bicudo (CARVALHO; CHIAVEGATO, 2006). Em contrapartida, a redução do espaçamento pode favorecer um microclima para ocorrência de doenças e proporcionar abrigo para as pragas nas estruturas reprodutivas caídas ao solo, além disso também pode dificultar a cobertura das plantas no controle químico através da pulverização (TORRES et al., 2015). Portanto, são necessárias mais pesquisas sobre o super adensamento do cultivo para favorecer precocidade das plantas, a fim de verificar, se o microclima criado no dossel pode favorecer o aumento de determinadas pragas e doenças (SILVA et al., 2009).

2.8.3.5 Cultura isca

Consiste em plantar faixas de algodão nas bordaduras antes do plantio da lavoura comercial para que os bicudos sejam atraídos e realiza-se uma pulverização localizada nessas faixas antes que a praga se disperse para a lavoura principal, essa técnica dentro do contexto do MIP pode reduzir a população a ser controlada (TORRES et al., 2015). Preferencialmente, as faixas devem ser plantadas próximo as áreas de refúgio, 20 a 30 dias antes da semeadura da lavoura principal. As aplicações devem ser feitas de cada 3 a 5 dias quando surgir a praga ou no surgimento dos primeiros botões florais (BASTOS et al., 2005).

2.8.3. 6 Soqueira-isca

Consiste em deixar pequenas faixas de restos culturais ao final da safra, para atrair os adultos do bicudo que começam a migrar para as áreas de refúgio, a partir disso realiza-se pulverizações com inseticidas nessas faixas, reduzindo a população de bicudos que migram para o refúgio (BASTOS et al., 2005). Essa tática deve ser feita de forma muito criteriosa com intenso acompanhamento e deve ser realizada dentro do período permitido de cultivo, respeitando o vazio sanitário (MIRANDA; RODRIGUES, 2016).

2.8.3. 7 Catação e destruição de estruturas reprodutivas

Consiste em coletar e destruir botões florais e maçãs caídos ao solo que foram atacados pelo bicudo, esses botões podem abrigar larvas e pupas do inseto e por isso devem ser destruídos, essa prática é viável apenas em pequenas áreas devido a intensa necessidade de mão de obra (BASTOS et al., 2005). Gabriel (2016) recomenda que em áreas maiores os produtores realizem a catação das estruturas caídas em faixas de plantio-isca e bordaduras da lavoura.

2.8.3. 8 Rotação de culturas

Segundo Gallo et al. (2002), a rotação de culturas consiste em alternar diferentes

culturas em determinada área ao longo do tempo, de forma que as espécies escolhidas não sejam hospedeiras das mesmas pragas visando a redução da população desses insetos. É uma prática que pode ser utilizada no manejo do bicudo, escolhendo-se uma espécie que não seja hospedeira do inseto para rotacionar com o cultivo de algodão, pois irá quebrar o ciclo do curculionídeo dificultando sua sobrevivência (BASTOS et al, 2005; PRAÇA, 2007).

2.8.4 Controle legislativo

O vazio sanitário se refere a um período sem plantas de algodão no campo, além da eliminação dos restos culturas, também devem ser eliminadas tigueras e plantas espontâneas em beiras de estradas, sendo que esse período deve se encaixar dentro do prazo determinado para destruição da soqueira e o início da germinação da próxima safra (MIRANDA et al., 2013). O vazio sanitário deve ser de no mínimo 60 dias e tem como finalidade interromper o ciclo do bicudo como parte das práticas envolvidas na diminuição populacional da praga (BÉLOT; BARROS; MIRANDA, 2016).

A medida de vazio sanitário é regida por lei, cada estado produtor determina as datas para realização da prática. No Estado do Mato Grosso o vazio sanitário tem início em 1 de outubro e finaliza em 30 de novembro para a região I, enquanto para a região II se inicia em 15 de outubro e termina em 14 de dezembro (MATO GROSSO, 2016). No estado da Bahia o vazio sanitário inicia-se 20 de setembro e termina em 20 de novembro para a região I, enquanto na região II se inicia em 1 de setembro e finaliza em 30 de outubro (BAHIA, 2018).

Os cuidados no transporte de fardões, rolinhos, caroço de algodão, são importantes para evitar perda de produto no trajeto para não espalhar sementes que podem produzir plantas espontâneas em beiras de rodovias e estradas vicinais, o que pode prejudicar o vazio sanitário, por isso toda a carga a ser transportada deve ser acondicionada de forma segura (ANDRADE JUNIOR; SOUZA, 2016). Entre as táticas que podem ser utilizadas está a utilização de lonas e saias laterais nos caminhões evitando que estruturas caiam do veículo e envelopamento das cargas de caroço de algodão (BELOT; BARROS; MIRANDA, 2016).

2.8.5 Controle genético

A utilização de variedades resistentes traz muitas vantagens ao agricultor pois atua na diminuição da população da praga na área sem gastos adicionais ao produtor, diminuindo os danos ao meio ambiente, além de ser compatível com os outros métodos de controle do MIP (GALLO et al., 2002).

A procura por plantas resistentes ao bicudo foi pesquisada por certo tempo após a chegada da praga no Estados Unidos, porém foi um pouco esquecida com a descoberta de inseticidas eficientes para o controle (BASTOS et al., 2005). Existem algumas características

morfológicas que conferem mecanismos de resistência ao bicudo, como folhas avermelhadas, bráctea “frego”, folha “okra”, androceu reduzido e pubescência acentuada, mas não há cultivares comerciais que unam esses aspectos com as características agrônômicas ideais para uma variedade comercial, portanto ainda não existe algodão resistente ao bicudo, mas existem alguns estudos na área de transgenia para o desenvolvimento de algodão transgênico para controle da praga no futuro (SANTOS, 2015). Segundo Belot, Barros e Miranda (2016) foram realizados alguns trabalhos pela Embrapa para identificar os efeitos de inibidores de protease, e enzima colesterol oxidase em larvas de bicudo, além de várias toxinas de *Bacillus thuringiensis*, porém até o momento não se identificou eficiência nesses eventos para serem utilizados em variedades comerciais de algodão para combater o bicudo.

2.8.6 Controle biológico

O controle biológico consiste na utilização de inimigos naturais como insetos predadores e parasitoides e microrganismos entomopatogenicos no controle de pragas agrícolas (GALLO et al., 2002), porém esse método ainda é pouco utilizado no Brasil para o bicudo, sendo o controle feito principalmente com inseticidas sintéticos gerando gastos na ordem de bilhões de dólares ao ano, além disso a aplicação desses químicos impede a sobrevivência de predadores e parasitoides que auxiliam na mortalidade de outras pragas do algodoeiro como *Alabama argillacea*, o curuquerê do algodão (RAMALHO et al., 2000).

Devido ao hábito das larvas e pupas do bicudo se desenvolverem dentro dos botões e maçãs, o controle biológico torna-se difícil e de pouca eficiência pois dificilmente os inimigos naturais conseguem alcançar o alvo dentro dessas estruturas (GABRIEL, 2016; GRAVENA, 2001). Em pesquisa realizada no Brasil, Ramalho e Wanderley (1996), relataram 13 espécies de parasitoides e 10 espécies de predadores de *A. grandis*, sendo os parasitoides *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera: Pteromalidae) e *Bracon vulgaris* Ashmead (Hymenoptera: Braconidae) os insetos de maior potencial na redução da população da praga, parasitando as formas imaturas do bicudo, as larvas e pupas dentro dos botões florais (RAMALHO; MALAQUIAS, 2015; RAMALHO; GONZAGA; SILVA, 1993). Essas espécies parasitam o hospedeiro em momentos diferentes, *C. grandis* parasita larvas do bicudo que estão em botões florais caídos ao solo e preferem larvas de terceiro instar, enquanto *B. vulgaris* parasita as larvas com as maçãs ainda aderidas a planta (RAMALHO; WANDERLEY, 1996). Quanto aos predadores, se destaca a formiga *Solenopsis invicta*, predadora de larvas do bicudo (RAMALHO; MALAQUIAS, 2015).

2.8.6.1 Parasitoides

O ectoparasitoide *C. grandis* possui a capacidade de paralisar e/ou parasitar o hospedeiro. Na paralisia, a fêmea injeta toxinas na larva do hospedeiro deixando-o

paralisado sem realizar postura. Já no parasitismo a fêmea coloca o ovipositor no botão floral da planta para localizar a larva, ao encontrá-la injeta toxinas causando uma imobilização e posteriormente realiza a oviposição no hospedeiro, ao decorrer do tempo as larvas eclodem e começam a se alimentar da parte exterior do corpo do hospedeiro ocasionando a morte (RAMALHO; DIAS, 2003; RAMALHO; MALAQUIAS, 2015). Dessa forma, além do ectoparasitismo das larvas, as fêmeas desse parasitoide tem ação parasítica sobre o bicudo (RAMALHO; MALAQUIAS, 2015).

B. vulgaris é um ectoparasitoide que tende a surgir no agroecossistema no momento em que surge maçãs atacadas pelo bicudo. Ao encontrar as maçãs atacadas, o parasitoide introduz o ovipositor dentro da estrutura reprodutiva a procura da larva, ao encontrá-la injeta toxinas no hospedeiro causando sua paralisação, posteriormente realiza postura sobre as larvas e também pode ovipositar nas paredes internas da maçã do algodão, as larvas eclodem e começam a se alimentar da parte externa do corpo da larva, mas sem penetra-la (RAMALHO; MALAQUIAS, 2015).

Braga Sobrinho e Lukefahr (1983) relataram que a população natural de inimigos naturais que ocorre nas áreas de origem do bicudo, dificilmente consegue diminuir de forma expressiva a população da praga a ponto de impedir os danos econômicos. Esse argumento foi reafirmado por Cardoso et al. (2009), que demonstraram em experimento realizado no semiárido da Bahia, que apesar de haver ocorrência natural de *Catolaccus grandis* e *Bracon* sp., na área que foi realizado o estudo, a densidade populacional desses agentes não foi suficiente para manter a praga abaixo do nível de dano econômico. Em contrapartida no controle biológico aplicado foi alcançando parasitismo acima de 80% como mostra o trabalho de Ramalho et al. (2000) na utilização de *C. grandis* como agente de controle do bicudo, em que os parasitoides foram adquiridos através de criação massal em laboratório e liberados em área de algodão no agreste da Paraíba. Por isso, o controle biológico aplicado pode ser uma solução, desde que haja investimentos na criação dos parasitoides para se obter quantidade suficiente que atenda a demanda da cotonicultura brasileira (RAMALHO; MALAQUIAS, 2015). Além disso, o sucesso na utilização de parasitoides também depende da utilização de inseticidas mais seletivos nas lavouras para que esses inimigos naturais sejam preservados no ambiente (BASTOS; TORRES, 2006).

2.8.6.2 Predadores

Entre os predadores do bicudo, as formigas são as que tem apresentado maior potencial (CARDOSO et al., 2009). As formigas lava-pé do gênero *Solenopsis* atacam as larvas do bicudo que se encontram dentro dos botões florais (BASTOS et al., 2005). Pierozzi Junior e Habib (1992) relataram formigas desse gênero na região de Campinas em trabalho publicado em 1992 e observaram que os predadores entravam dentro dos botões florais de algodão infestados pelo bicudo e atacavam suas larvas e pupas. Além de *Solenopsis*

sp., foi relatado também predação do bicudo por formigas do gênero *Crematogaster* sp. no estado da Paraíba (RAMALHO; GONZAGA; SILVA, 1993).

As formigas costumam atacar as larvas em botões que estão caídos no solo, realizando um orifício na estrutura, os predadores entram e atacam a larva do bicudo, não é comum as formigas atacarem botões verdes ainda ligados as plantas e maçãs verdes do algodão (BASTOS et al., 2005). Gravena (2001) afirma que o controle biológico utilizando formigas só é possível com grande quantidade de ninhos nas áreas, cerca de 200 por hectare, o que o autor considera muito difícil de ocorrer.

Outros tipos de predadores de ocorrência no Brasil que foram citados na literatura, são as aranhas como *Latrodectus geometricus* (PIEROZZI JR; HABIB, 1992), e a tesourinha *Euborellia annulipes* (RAMALHO; WANDERLEY, 1996; GABRIEL, 2016).

2.8.6.3 Entomopatogenos

O fungo *Beauveria bassiana* foi relatado como promissor no controle do bicudo por Coutinho e Cavalcanti (1988). Sua eficiência foi testada por Giometti et al. (2010) que relatou entre 50 e 85% de mortalidade causada por isolados de *B. bassiana* no controle do curculionídeo em experimento de laboratório. Mas o uso desse fungo no controle da praga tem sido limitado, devido a inconsistências na sua eficiência nas condições de campo (SILVA, 2001).

Outro fungo citado na literatura de importância para o bicudo é o *Metarhizium anisopliae*. Em experimento realizado por Thomazoni et al. (2005) com isolados desse microrganismo, a taxa de mortalidade do bicudo por *M. anisopliae* ficou em torno de 20,0% a 56,7%, mas os autores concluíram que são necessários mais estudos para avaliar a eficiência desse patógeno no controle do bicudo em condições de campo. Em trabalho realizado por Nussenbaum (2014), a autora afirma que os principais fatores que limitam a utilização de fungos patogênicos em campo são as altas temperaturas e a radiação solar, além disso, constatou que isolados de *M. anisopliae* apresentaram certa compatibilidade com inseticidas químicos e que existe a possibilidade de se utilizar o controle biológico desse fungo associado ao controle químico no combate ao bicudo em um programa de MIP para redução das pulverizações nas lavouras.

2.8.7 Controle químico

A utilização do controle químico na cotonicultura em associação com o controle cultural tem sido a principal estratégia contra o bicudo do algodoeiro no Brasil. É importante destacar que adotar apenas o uso de inseticida no manejo da praga é extremamente perigoso pois favorece a resistência dos insetos resultando em seu aumento populacional (MIRANDA; RODRIGUES, 2016). São realizadas grandes quantidades de pulverizações por safra para controlar o bicudo, cerca de 18 a 23, mas ainda sim são registradas grandes

perdas ocasionadas pelo inseto na cotonicultura (MIRANDA; MORAIS, 2018).

A tecnologia de aplicação também pode influenciar no sucesso do controle químico, sendo assim as formulações, doses e técnicas devem ser adequadas para que o alvo seja atingindo (MIRANDA; RODRIGUES, 2015). A única fase que o bicudo fica totalmente exposto ao controle químico é em sua fase adulta e geralmente ficam localizados na parte mediana do dossel das plantas de algodão e se locomove para os botões florais para se alimentar e colocar seus ovos, esse comportamento torna esse inseto de difícil contato com os inseticidas aplicados. As formulações oleosas como UBV e BVO apresentam bons resultados no controle do bicudo, melhorando o rendimento operacional e resultando em maior poder residual do produto nas plantas de algodão (SANTOS, 2015).

A eficiência do controle químico do bicudo teve início com a descoberta do arseniato de cálcio na década de 1920 (BRAGA SOBRINHO; LUKEFAHR, 1983). Posteriormente, os produtores do Estados Unidos encontraram sucesso e praticidade no controle da praga através da pulverização desse produto por avião, o que resultou no uso excessivo de inseticidas pelos cotonicultores da época (BASTOS et al., 2005; PAPA; CELOTO, 2015). Porém, apesar da eficiência contra o bicudo, o arseniato de cálcio provocou surto de pragas como *Heliothis virescens* (Lagarta das maçãs) e *Aphis gossypii* (Pulgão do algodoeiro) e a destruição de inimigos naturais nas áreas de algodão (PAPA; CELOTO, 2015). Após a segunda guerra mundial intensificou-se ainda mais o uso de inseticidas organossintéticos (WALKER, 1986); com o desenvolvimento dos organoclorados durante a década de 1940, o arseniato de cálcio foi quase em sua totalidade substituído por esses clorados, e os produtores passaram a utilizar novos produtos que se mostravam eficientes no controle do bicudo, nos quais se pode citar o BHC, Aldrin, Dieldrin, Clordane e heptacloro (PARENCIA, 1986). A eficiência desses inseticidas fez com que em 1950 muitos cotonicultores adotassem calendários de aplicação para realização do controle de pragas e os produtores praticamente abandonaram as táticas culturais, como utilização de cultura-armadilha e destruição dos restos culturais do algodão, práticas já utilizadas antes da adoção do controle químico e que eram de extrema importância para o manejo do bicudo (BASTOS et al., 2005; WALKER, 1986). Aproximadamente 5 anos após a adoção dos organoclorados, foi constatado casos de resistência a inseticidas desse grupo em pragas do algodoeiro como o curuquerê e o pulgão. Em 1955 em Luisiana, surgiu populações de bicudo resistentes aos clorados, como solução para o problema, os produtores passaram a realizar mistura de inseticidas e também passaram a substituir os clorados pelos organofosforados (BASTOS et al., 2005; PAPA; CELOTO, 2015).

Os organofosforados são amplamente utilizados até os dias atuais, pois não houve nenhuma confirmação de casos de resistência do bicudo a inseticidas desse grupo (BASTOS et al., 2005; PAPA; CELOTO, 2015; PARENCIA, 1986).

Foi em meados de 1970 que os cotonicultores da região de cotton belt começaram a adotar a amostragem e nível de controle para tomadas de decisões no controle do bicudo,

disseminando os conceitos do manejo integrado de pragas (BASTOS et al., 2005). Além disso, em 1978 surgiu os inseticidas do grupo dos piretroides que demonstraram bons resultados no controle de várias pragas do algodão (BASTOS et al., 2005).

O bicudo é contaminado pelo inseticida principalmente através da penetração do produto pelos tarsos quando caminha nas plantas para passar de um botão para outro e entra em contato com as gotas pulverizadas, por isso o volume de aplicação tem que ser ideal, se houver diminuição muito significativa do volume, a densidade das gotas sobre as plantas pode não ser suficiente para atingir a praga, essa situação pode ocorrer principalmente nas pulverizações aéreas que é muito utilizado para facilitar a aplicação em extensas áreas (PAPA; CELOTO, 2015).

Os inseticidas mais utilizados no início do ataque do bicudo são os organofosforados e os carbamatos, ao passar de 80 dias da emergência das plantas os piretroides podem ser utilizados (PAPA; CELOTO, 2015). Os piretroides são inseticidas de amplo espectro e podem controlar diversas pragas, porém devido a essa baixa seletividade afetam também a população de inimigos naturais na área, como os ácaros predadores ocasionando surtos populacionais de ácaros-pragas (TOMQUELSKI; SILVEIRA; VILELA, 2013). É importante que o produtor faça uma amostragem eficiente na lavoura para saber quais as pragas que estão atuando e escolher o inseticida mais adequado evitando desequilíbrio no ecossistema (PAPA; CELOTO, 2015).

Como o bicudo está disseminado por todas as regiões produtoras de algodão no país, o controle químico é indispensável, porém já existe relatos de redução da eficiência dos inseticidas utilizados, principalmente os piretroides (PAPA; CELOTO, 2015).

2.8.7.1 Controle químico nas bordaduras

Quando a nova safra de algodão se inicia, os insetos abrigados nos refúgios começam a migrar para a lavoura atraídos pelas plantas de algodão, por isso é necessário que os produtores realizem pulverizações sistematizadas nas bordaduras da lavoura. Essa prática irá diminuir a densidade populacional de bicudos adultos entrando na área pelas bordaduras, impedindo que consigam ovipositar nos botões florais. Além de eliminar os insetos que não foram detectados pelas armadilhas (BELOT; BARROS; MIRANDA, 2016).

As aplicações localizadas devem ser feitas em faixas de 30 a 50m com intervalo de 5 dias entre as aplicações, ao longo do perímetro da lavoura a partir da fase fenológica V3 (3 folhas verdadeiras) até a fase fenológica C (Primeira maçã firme) (MIRANDA; RODRIGUES, 2016).

2.8.7.2 Controle químico com base na captura de bicudos através de armadilhamento na entressafra

Os resultados coletados através da obtenção do índice BAS são utilizados para as

primeiras aplicações sequenciais da cultura que ocorre na fase B1 em que surge o primeiro botão floral, pois é nesse momento que os bicudos que passaram a entressafra nos refúgios estão se movimentado para chegar nas plantas de algodão (MIRANDA; RODRIGUES, 2016). O grau de infestação da área é baseado na quantidade de bicudos capturados e os talhões podem ser separadas por cores de acordo com o grau de infestação e o número de pulverizações a serem feitas com intervalos a cada 5 dias entre as aplicações (MIRANDA; RODRIGUES, 2016; BASTOS et al., 2005) como mostra a tabela 1.

| Índice de bicudo por armadilha por semana (BAS) | Cor do talhão | Decisão |
|---|---------------|--------------------|
| 0 | Verde | Não pulverizar |
| $> 0 \text{ e } \leq 1$ | Azul | Uma pulverização |
| $\geq 1 \text{ e } \leq 2$ | Amarelo | Duas pulverizações |
| > 2 | Vermelho | Três pulverizações |

Tabela 1 – Índice de captura de bicudo por armadilha, cor do talhão e decisão a ser tomada

Fonte: Bastos et al. (2005)

2.8.7.3 Controle químico com base no nível de controle (NC)

Após as primeiras aplicações na fase B1, as próximas pulverizações são feitas baseadas no monitoramento visual dos talhões durante todo o resto do ciclo da cultura para a tomada de decisão. A cada monitoramento caso não seja atingindo o NC deve-se efetuar uma nova amostragem a cada 5 dias nas bordas da lavoura e no interior dos talhões (MIRANDA; RODRIGUES, 2016). Caso seja atingindo o NC de 5% de botões florais com sinais de ataque e/ou com presença do inseto realiza-se pulverização em área total (DEGRANDE, 2002; MIRANDA et al., 2013; SANTOS, 2015).

2.8.7.4 Controle químico no surgimento do primeiro capulho (“cut out”)

No surgimento do primeiro capulho (“cut out”), em caso de altas infestações, pode-se realizar de três a cinco pulverizações sequenciais de inseticidas com intervalo de 5 dias entre as mesmas, sendo que a última aplicação deve coincidir com a prática da desfolha. O objetivo é reduzir a população remanescente que começam a migrar para as áreas de refúgio (LIMA JÚNIOR, 2010).

2.8.7.5 Controle químico na desfolha

As pulverizações ao final da safra também são de extrema importância para o controle da praga. No momento da desfolha para realização da colheita, pode-se utilizar também um inseticida com o desfolhante para eliminação dos insetos que permanecem nas plantas desfolhadas e no talhão, como os insetos estarão mais fragilizados pela baixa

disponibilidade de suprimentos, consequentemente ficam mais suscetíveis ao controle químico (MIRANDA; RODRIGUES, 2016; SANTOS, 2010). Se o produtor optar por não utilizar o controle químico nesta etapa, os insetos mesmo fragilizados podem conseguir migrar para as áreas de refúgio e comprometer a próxima safra (MIRANDA; RODRIGUES, 2016).

2.8.7.6 Produtos registrados para o controle químico no Brasil

Atualmente no Brasil, são registrados 124 inseticidas comerciais para o controle químico do bicudo na cultura do algodão, principalmente do grupo dos piretróides, organofosforados, neonicotinóides, fenilpirazol e carbamatos (BRASIL, 2021). A maior parte dos produtos comerciais são piretroides, sendo que estes tem sofrido críticas relatando a perda de sua eficiência no controle do bicudo (PAPA; CELOTO, 2015). Supõe-se que o uso constante dos mesmos inseticidas e falhas na tecnologia de aplicação tem reduzido a eficiência desses produtos no controle da praga (CROSARIOL NETTO; ROLIM; ARRUDA, 2017).

É muito importante que os cotonicultores adotem o esquema de rotação dos produtos por modo de ação visando o manejo da resistência de pragas (MIRANDA; RODRIGUES, 2016). Porém, apesar do grande número de produtos registrados, muitos pertencem ao mesmo grupo químico, principalmente piretroides, ou possuem o mesmo modo de ação como os organofosforados e os carbamatos que são inibidores da enzima acetilcolinesterase, o que dificulta a realização da rotação de ingredientes ativos (CROSARIOL NETTO; ROLIM; ARRUDA, 2017). Segundo Rolim e Crosariol Netto (2020) os inseticidas registrados dos grupos dos organofosforados, carbamatos, neonicotinóides e fenilpirazóis são os mais recomendados para controlar o bicudo devido a eficácia.

Segundo Belot (2015) o bicudo ainda é a praga chave mais difícil de controlar na cultura do algodão e isso se reflete na quantidade de aplicações feitas para o combate dessa praga. Em levantamento feito pela Associação Baiana dos Produtores de Algodão (ABAPA), desde a safra de 2013/2014 até a safra 2019/2020, mais de 50% das aplicações de inseticidas na cotonicultura baiana são direcionadas para o bicudo como mostra a figura 4 (ABAPA, 2020).

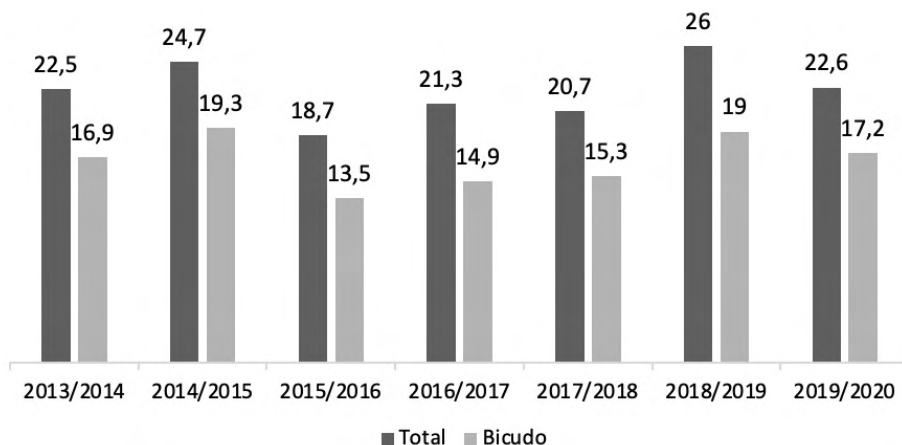


Figura 4 - Comparativo do histórico de aplicações (média) de inseticidas no oeste da Bahia.

Fonte: Associação Baiana dos Produtores de Algodão

3 | CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os grandes prejuízos econômicos ocasionados pelo bicudo exigem pouca tolerância do setor com esta praga. Considerando a baixa probabilidade de sua erradicação do território brasileiro, devido as condições favoráveis à sua manutenção nas áreas do Cerrado, os produtores precisam conviver com a praga, buscando formas de minimizar os danos. A eficiência no controle do bicudo depende do comprometimento da cadeia produtiva e de todos os segmentos envolvidos no setor, como pesquisadores, extensionistas e órgãos fiscalizadores; pois, as experiências relatadas com a praga demonstram que ações isoladas não possuem grande eficiência, mas sim o empenho coletivo.

A grande quantidade de aplicações de inseticidas realizadas para o controle do bicudo, além do seu potencial reprodutivo, de sobrevivência e disseminação, demonstra o quanto as práticas culturais são importantes e precisam ser adotadas por todos os cotonicultores. Com isso, é necessário que o setor continue a buscar novas alternativas para que o cultivo de algodão no Cerrado não se torne insustentável devido ao ataque do bicudo, de outras pragas da cultura e de práticas pouco sustentáveis. As pesquisas envolvendo métodos de controle que ainda não são bem exploradas, mas que demonstraram algum potencial ao longo da história, como o controle biológico, futuramente podem ser úteis, para isso, é preciso que os pesquisadores continuem se empenhando em busca de novas tecnologias.

Apesar da grande dificuldade de controle do *Anthonomus grandis* e os danos causados na cultura do algodão desde a sua chegada ao país, o setor algodoeiro consegue tornar a atividade possível e lucrativa, colocando o agronegócio brasileiro em posição de destaque no cenário nacional e internacional. É possível que no futuro, o Brasil seja ainda mais eficiente e alcance melhores posições no ranking de produção e exportação, com isso

o bicudo é um grande inimigo a ser combatido, demonstrado que é um grande problema para o setor. Portanto, deve-se continuar buscando alternativas de controle dentro do contexto ambiental, econômico e social que permita o contínuo desenvolvimento e crescimento da cotonicultura brasileira.

REFERÊNCIAS

Associação Baiana dos Produtores de Algodão. **Relatório de Gestão 2019/2020**. Barreiras: ABAPA, 2020. Disponível em: <<https://abapa.com.br/relatorio-de-gestao/>>. Acesso em 27 jun. 2021.

Associação Brasileira dos Produtores de Algodão. Relatório de conclusão de safra de sustentabilidade – 2010/2020. Brasília: ABRAPA, 2021. Disponível em: <<https://www.abrapa.com.br/Paginas/Sustentabilidade/ABR%20e%20BCI%20%E2%80%93%20Relat%C3%B3rio%20de%20Safras.aspx>>. Acesso em 19 jul. 2021.

ALLEN, C.T. Boll Weevil Eradication: An Areawide Pest Management Effort. In: KOUL, O; CUPERUS, G; ELLIOT, N. **Areawide pest management: Theory and implementation**. United Kingdom: Oxford University Press, 2008. p. 467-559.

ALMEIDA, R.P., SILVA, C.A.D. **Manejo integrado de pragas do algodoeiro no Brasil**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 1998. 65 p. (Circular técnica 27)

ALMEIDA, R.P.; SOARES, J.J.; ALBUQUERQUE, F.A. **Manejo agroecológico de pragas do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2019. 48 p. (Circular técnica 141)

ALVES, L.R.A.; LIMA, F.F.; FERREIRA FILHO, J.B.S. Histórico e evolução da cotonicultura brasileira. In: BORÉM, A.; FREIRE, E. C. **Algodão do plantio a colheita**. Viçosa: Editora UFV, 2014. cap. 1, p. 9-30.

ANDRADE JUNIOR, E.R.; SOUZA, M. **Cuidados na destruição química de soqueira**. Cuiabá: IMAmT, 2019. 8 p. (Circular técnica 41).

ANDRADE JUNIOR, E.R.; SOUZA, M. **Vazio sanitário do algodoeiro em Mato Grosso**: principais pontos da Instrução Normativa 001/2016 do INDEA-MT. Cuiabá: IMAmT, 2016. 8 p. (Circular técnica 24).

ARAÚJO, A. T.; BASTOS, S. C.; TORRES, B. J.; Manejo efetivo do bicudo-do-algodoeiro. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.177, p.18-21, 2014.

AZAMBUJA, R.; DEGRANDE, P.E. Biologia e Ecologia do Bicudo-do-Algodoeiro no Brasil. In: BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos Cerrados brasileiros**: Biologia e medidas de controle. 2. ed. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. Cap 2, p. 45-57.

BAHIA. Agência Estadual de Defesa Agropecuária da Bahia. Portaria nº 253 de 25 de set. 2018. Dispõe sobre as medidas fitossanitárias para controle do bicudo-do-algodoeiro no Estado da Bahia. Secretária da Agricultura, Pecuária, Irrigação, Pesca e Aquicultura, 25 de set de 2018. 7 p. Disponível em: <<http://www.adab.ba.gov.br/modules/conteudo/conteudo.php?conteudo=16>>. Acesso em: 27 jun. 2021.

BARROS, E.M.; CASORIOL NETTO, J. Bicudo em algodão. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.191, p.10-12, 2015.

BASTOS, C.S.; TORRES, J.B. **Controle Biológico e o Manejo de Pragas do Algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2006. 63 p. (Circular técnica 72).

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. 31 p. (Circular Técnica 79).

BELOT, J.L. **Bicudo-do-algodoeiro, praga chave da cotonicultura Mato-grossense**. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. 254 p. (Boletim de pesquisa e desenvolvimento 2).

BÉLOT, J.L.; BARROS, E.M.; MIRANDA, J.E. Riscos e oportunidades: O bicudo do algodoeiro. In: EMBRAPA. **Desafios do cerrado**: Como sustentar a expansão da produção com produtividade e competitividade. Cuiabá: Associação Matogrossense dos Produtores de Algodão, 2016. Cap. 3, p. 77-118.

BRAGA SOBRINHO, R.; LUKEFAHR, M. J. **Bicudo (*Anthonomus grandis* Boheman): Nova ameaça à cotonicultura brasileira - biologia e controle**. Campina Grande: EMBRAPA-CNPA, 1983, 32p. (EMBRAPA.CNPA. Documentos, 22).

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. AGROFIT. Disponível em: <https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em 27 jun. 2021.

BUAINAIN, A.M; BATALHA, M.O (Org.) **Cadeia Produtiva do Algodão**. Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2007. v.4, 108 p. (Série Agronegócios).

BUSOLI, A. C.; PEREIRA, F. F.; LOPÉZ, V. A. G.; SOARES, J. J.; MELO, R. S.; ALMEIDA, C. L. A. Preferência alimentar do bicudo-do-algodoeiro por frutos de diferentes cultivares e idades. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.39, p. 101-104, 2004.

BUSOLI, A.C.; MICHELOTTO, M.D. Comportamento do bicudo: fechando o cerco. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.72, p.18-22, 2005.

CARDOSO, U.P.; CASTELLANI, M.A.; FORTI, L.C.; MENEZES JÚNIOR, A. de O.; MOREIRA, A.A.; COLMENAREZ, Y.C.; OLIVEIRA, RAMIRES, M.E.C.R. de; BITTENCOURT, M.A.L. **Índice de infestação e fatores de mortalidade do bicudo-do-algodoeiro (Coleoptera: Curculionidae) no semiárido do sudoeste da Bahia**. Entomotropica, Venezuela, v.24, p. 111-122, 2009.

CARVALHO, L.H.; CHIAVEGATO, E.J. Semeadura adensada incrementa produção e reduz custos. **Visão agrícola**, Piracicaba, v. 6, p. 88-90, 2006.

CONAB. **Safra brasileira de grãos 2019/2020**. 12º levantamento. 68 p. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/boletim-da-safra-de-graos>>. Acesso em 3 maio. 2021.

COUTINHO, J. L. B.; CAVALCANTE, V. A. L. B. Utilização do fungo *Beauveria bassiana*, no controle biológico do bicudo do algodoeiro em Pernambuco. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 23, p. 455-461, 1988.

CROSARIOL NETTO, J.; ROLIM, G.G.; ARRUDA, L.S.; **Mortalidade do bicudo-do-algodoeiro após contato em resíduo seco de diferentes moléculas inseticidas utilizadas na cultura do algodoeiro – Safra 2016/17**. Cuiabá: IMAmt, 2017. 8 p. (Circular técnica 31).

DEGRANDE, P. E. Ameaça do bicudo exige organização e empenho de todos. **Visão Agrícola**, Piracicaba, v. 6, p. 55-58, 2006.

DEGRANDE, P.E. Estratégia de controle do bicudo. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.62, p.19-21, 2004.

DEGRANDE, P.E. Manejo de pragas em algodão. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.42, p.14-16, 2002.

DEGRANDE, P.E.; SANTOS, W.J.; SILVA, A.F.C.P. Programa nacional contra o bicudo. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.68, p.08-10, 2004.

EL-LISSY, O; GREFFENSTETTE, W.J. Progress of Boll Weevil *Anthonomus grandis* Eradication in the United States of America, 2005. In: VREYSEN, M.J.B; ROBINSON, A.S; HENDRICH, J. **Area-wide control of insect pests: From research to field implementation**. Vienna, Austria: Springer, 2007. p. 547-558.

FAO/Food and Agriculture Organization of the United Organizations (2021). Production. Crops Primary. Disponível em <<http://faostat.fao.org>>. Acesso em 27 jun. 2021.

GABRIEL, D. **Avaliação de malváceas cultivadas como hospedeiras reprodutivas de *Anthonomus grandis* Boh., 1843, no laboratório**. Arquivos do instituto biológico, Campinas, v. 69, n. 3, p. 69-76, 2002.

GABRIEL, D. **O bicudo do algodoeiro**. Campinas: Instituto biológico, 2016. 20 p. (Documento técnico, 25).

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

GIOMETTI, F.H.C.; WENZEL, I.M.I.; ALMEIDA, J.E.M.; LEITE, L.G.; ZAPPELINI, L.O. **Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* para o controle de adultos do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae)**. Arquivos do instituto biológico, Campinas, v. 77, n. 1, p. 167-169, 2010.

GOMES M. P.; GRÜNDLING R. D. P.; CONTINI E.; VIEIRA JÚNIOR P. A. Agricultura mundial: evolução, avanços e novos desafios. In: EMBRAPA. **Desafios do cerrado: Como sustentar a expansão da produção com produtividade e competitividade**. Cuiabá: Associação Matogrossense dos Produtores de Algodão, 2016. p. 11- 44.

GRAVENA, S. Quem é esse tal de bicudo. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.25, p.42-44, 2001.

HABIB, M.E.M.; FERNADES, W.D. *Anthonomus grandis* Boheman (Curculionidae) já está na lavoura algodoeira do Brasil. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v.58, n.1-2, p.74, 1983.

JUNIOR, E. R de. A.; SILVA, O. R. R. F.; SOFIATTI, V. Destruição de soqueiras. In: AMPA (Org.). **Manual de boas práticas**. Cuiabá: AMPA- IMAmt, p. 234-241, 2015.

KOGAN, M. Integrated pest management: Historical perspectives and contemporary development. **Annul Review Entomology**, 43: 243-270, 1998.

LEMON, R.; STICHLER, C.; NORMAN JUNIOR., J. Cotton stalk destruction with herbicides. College Station: Texas A&M University, 2003.

LIMA JÚNIOR; I.S.L **Avaliação do plano de supressão populacional do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis*, BOHEMAN, 1843 (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE) no estado de Goiás**. 2010. 40 f. Dissertação (Mestrado em produção vegetal) - Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, 2010.

LIMA, T.C.; AQUINO, L.A.; BERGER, P.G. Botânica. In: BORÉM, A.; FREIRE, E.C. **Algodão do plantio a colheita**. Viçosa: Editora UFV, 2014. cap 3, p. 49-66.

LUKEFAHR, M. J.; BARBOSA, S.; BRAGA SOBRINHO, R. Aspectos históricos do bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis* Boheman). Campina Grande: Embrapa, 1984. 8 p.

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.

MATA, R.A.; PIMENTA, M.; VENZON, M.; FONTES, E.M.G.; SUJII, E.R.; SILVA, J.P.; PIRES, C.S.S. **O quiabeiro**: Possível planta-armadilha para o manejo do bicudo-do-algodoeiro. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2011. 21 p. (Boletim de pesquisa e desenvolvimento 291).

MATO GROSSO. Instrução normativa conjunta SEDEC/INDEA-MT nº 001/2016, de 4 de maio 2016. Dispõe sobre as medidas fitossanitárias para controle do bicudo-do-algodoeiro no Estado de Mato Grosso. Diário Oficial do Estado de Mato Grosso, Cuiabá, 4 maio de 2016. p. 64–66. Disponível em: <<https://www.iomat.mt.gov.br/portal/edicoes/download/14486>>. Acesso em: 27 jun. 2021.

MIRANDA, J. E. **Manejo integrado de pragas do algodoeiro no cerrado brasileiro**. Campina Grande: EMBRAPA-CNPA, 2006. 24 p. (Circular técnica 98).

MIRANDA, J. E.; DE BORTOLI, S. A.; VACARI, A. M.; RODRIGUES, S. M. M. Bicudo-do-algodoeiro: ações de controle e supressão populacional em Goiás. In.: BUSOLI, A. C.; ALENCAR, J. R. C. C.; FRAGA, D. F.; SOUZA, L. A.; SOUZA, B. H. S.; GRIGOLLI, J. F. J. **Tópicos em entomologia agrícola – VI**. Jaboticabal: Maria de Lourdes Brandel, 2013. p.47-56.

MIRANDA, J. E.; RODRIGUES, S.M.M. **Manejo do bicudo-do-algodoeiro em áreas de agricultura intensiva**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2016. 18 p. (Circular Técnica 140).

MIRANDA, J.E; MORAIS, S.M. O tamanho do prejuízo do bicudo e a necessidade do monitoramento. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.236, p.52-55, 2018.

MIRANDA, J.E; RODRIGUES, S.M.M. História do bicudo do Brasil. In: BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros**: biologia e medidas de controle. 2. ed. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. Cap. 1, p. 10-44.

MOURA, A.P; Manejo Integrado de Pragas: Estratégias e Táticas de Manejo para o Controle de Insetos e Ácaros-praga em Hortaliças. Brasília: Embrapa hortaliças, 2015. 28 p. (Circular técnica 140).

NEVES, R.C.S. **Práticas alternativas para detecção e controle do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boh. (Coleoptera: Curculionidae)**. 2013. 86 f. Tese (Doutorado em entomologia) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2013.

NUSSENBAUM, A.L. **Aislamientos de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* virulentos para el control del picudo del algodonoero, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae)**. 2014. 183 f. Tese (Doutorado em ciências biológicas) - Universidad de Buenos Aires, 2014.

PAPA, C.; CELOTO, F.J. Controle químico do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis*, Boheman (Coleoptera: Curculionidae). In: BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle**. 2. ed. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. Cap. 5.3, p. 140-150.

PARENCIA, C.R. Controle químico do bicudo. In: BARBOSA, S.; LUKEFHAR, M.J.; BRAGA SOBRINHO, R. (Ed.). **O bicudo do algodoeiro** Brasília: Embrapa-DDT, 1986. p. 185-199.

PIEROZZI JR, I.; HABIB, M.E.M. Levantamento e análise da eficiência de fatores bióticos de mortalidade natural de *Anthonomus grandis* BOHEMAN, 1843 (Coleoptera, Curculionidae), na região de Campinas-SP, Brasil. **Revista de L'Academia Colombiana de Ciência**, v. 18, n. 70, p. 423-431, 1992.

PIMENTA, M.; MATA, R.A.; VENZON, M.; CUNHA, D.N.C.; FONTES, E.M.G.; PIRES, C.S.S; SUJII, E.R. Survival and preference of cotton boll weevil adults for alternative food sources. **Brazilian Journal of Biology**, Brasília, v.76, n. 2, p. 387-395, 2016.

PLATO, T. A.; PLATO, J. C.; PLATO, J. S.; PLATO, S. E. Results of the BWACTION in boll weevil control, prevention, suppression and eradication programs in the Americas. In: Beltwide Cotton Conferences, 2001, Memphis. **Proceedings...** Memphis: National Cotton Council. p. 1185-1192.

PRAÇA, L.B. ***Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae)**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2007, 23 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Documentos, 216).

RAMALHO, F. de S.; MALAQUIAS, J. B. O controle biológico do bicudo-do-algodoeiro. In: BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle**. 2. ed. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. Cap. 5.4, p. 151-177.

RAMALHO, F. de S.; GONZAGA, J. V.; SILVA, J. R. B. Método para determinação das causas de mortalidade natural do bicudo do algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.28, n.8, p. 877-887, 1993.

RAMALHO, F. S.; DIAS, J. M. Efeitos de hospedeiros alternativos na biologia de *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera: Pteromalidae), parasitóide de *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae). **Neotropical Entomology**, v. 32, p. 305-310, 2003.

RAMALHO, F.S.; MEDEIROS, R.S.; LEMOS, W.P.; WANDERLEY, P.A.; DIAS, J.M.; ZANUNCIO, J.C. 2000. Evaluation of *Catolaccus grandis* (Burks) (Hym., Pteromalidae) as a biological control agent against cotton boll weevil. **Journal of applied entomology**, Berlin, v. 124, p. 359-364, 2000.

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

RIBEIRO, E.B.; CASTELLANI, M.A.; SILVA, C.A.D.; MELO, T.L.; SILVA, G.S.; VALE, W.S.; SANTOS, A.S. Métodos de destruição de restos de cultura do algodoeiro e sobrevivência do bicudo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.50, n.11, p. 993-998, 2015.

RIBEIRO, P. A.; SUJII, E. R.; DINIZ, I. R.; MEDEIROS, M. A.; SALGADO-LABORIAU, M. L.; BRANCO, M. C.; PIRES, C. S. S.; FONTES, E. M. G. Alternative food sources and overwintering feeding behavior of the boll weevil, *Anthonomus grandis* bohemian (Coleoptera: Curculionidae) under the tropical conditions of central brazil. **Neotropical entomology**, v. 39, p. 28-34, 2010.

RODRIGUES, S. M. M.; MIRANDA, J. E.; Detectado pelo cheiro. **Cultivar Grandes Culturas**, n.98, p. 28-30, 2007.

RODRIGUES, S.M.M.; MIRANDA, J.E. Controle etológico do bicudo do algodoeiro. In: BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle**. 2. ed. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. Cap. 5.1, p. 92-113.

SANTOS, C.L. **Tecnologias atuais e potenciais de controle do Bicudo-do-Algodoeiro *Anthonomus grandis* (Boh., 1843) relacionadas ao plano de manejo do Parque Nacional das Emas**. 2010. 37 f. Monografia (Especialista em Tecnologias inovadoras no manejo integrado de pragas e doenças de plantas) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2010.

SANTOS, R.C. Cultivar com resistência ao bicudo. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.66, p. 6-9, 2004.

SANTOS, W.J. Bicudo e brocas no algodão. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.36, p.12-16, 2002.

SANTOS, W.J. Manejo efetivo. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.197, p.24-26, 2015.

SANTOS, W.J. Medidas estratégicas de controle do bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* Boh., 1843). In: BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle**. 2. ed. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. Cap. 4, p. 76-91.

SILVA, C. A. D. da. **Feromônios para o controle de pragas do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa algodão, 2002, 48p. (Embrapa Algodão. Documentos, 91).

SILVA, C. A. D. da.; BELTRAO, N. E. de M.; FERREIRA, A. C. de B.; SILVA, O. R. R. F.; SUASSUNA, N. D. **Algodoeiro herbáceo em sistema de cultivo adensado: atualidades e perspectivas**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2009, 27 p. (Embrapa Algodão. Documentos, 219).

SILVA, C.A. Supressão do bicudo em algodoeiro. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.154, p.8-9, 2012.

SILVA, C.A.D. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* patogênicos ao bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa agropecuária brasileira**. Brasília, v. 36, n. 2, p. 243-247, 2001.

SILVA, F.P.; BEZERRA, A.P.L.; SILVA, A.F. Oviposição e alimentação do bicudo, *Anthonomus grandis* Boheman, em linhagens mutantes de algodoeiro herbáceo de cultura de soca. **Revista Ciência Agrônômica**, Fortaleza, v.39, n.1, p. 85-89, 2008.

SILVA, O.R.R.F.; SOFIATTI, V.; CARTAXO, W.V.; BARBOSA, V. de S.C.; WANDERLEY, M. J. R. **Algodão em pluma**. Brasília: Embrapa algodão, 2009. 44 p. (Coleção agroindústria familiar).

SILVA; O.R.R.F. Destruição dos restos culturais: a escolha certa do equipamento. **Visão Agrícola**, Piracicaba, v. 6, p. 97-100, 2006.

SILVA; R.F. **Insetos fitófagos associados à soqueira de algodoeiro durante o período de vazio sanitário**. 2017. 73 f. Dissertação (Mestrado em entomologia e conservação da biodiversidade) - Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, 2017.

SOFIATTI, V.; SILVA, O. R. R. F DA; JUNIOR, E. R de. A.; FERREIRA, A. C de. B. **Destruição dos restos culturais do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2015. 20 p. (Boletim de pesquisa e desenvolvimento 96).

SUJII; E,R.; PIRES; C.S.S. Plantas hospedeiras do bicudo-do-algodoeiro. In: BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos Cerrados brasileiros**: Biologia e medidas de controle. 2. ed. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. Cap 3, p. 58-75.

THOMAZONI, D.; ALVES, L.F.A.; PIRES, E.; PIERRE J.; SILVIE, P.J.; SANTOS, J.C. Seleção de isolados de fungos entomopatogênicos (*Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae*) visando o controle do bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis*, Boheman 1843) (Coleoptera: Curculionidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 5., 2005, Salvador. **Resumos...** Salvador: ABRAPA, 2005.

TOMQUELSKI, G.V.; MARTINS, G.M. Bicudo em algodão. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.111, p.42-45, 2008.

TOMQUESKI, G.; SILVEIRA, A.; VILELA, R. Danos agravados por ácaros no sistema produtivo, **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n. 167, p. 28-29, 2013.

TORRES, J.B.; VIVAN, L.M.; BASTOS, C.S.; BARROS, E.M. Controle cultural como método de convivência com as pragas do algodoeiro. In: BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros**: biologia e medidas de controle. 2. ed. Cuiabá: Instituto Matogrossense do Algodão, 2015. Cap. 5.2, p. 114-139.

WALKER, J.K. Controle cultural do bicudo. In: BARBOSA, S.; LUKEFHAR, M.J.; BRAGA SOBRINHO, R. (Ed.). **O bicudo do algodoeiro**. Brasília: Embrapa-DDT, 1986. p. 159-183.

ÍNDICE REMISSIVO

A

Aclimatização de mudas 100

Acúmulo de fitomassa 162, 165, 171, 172

Adubação verde 163, 178, 179, 181

Agroecossistemas 92, 97, 98

Água 3, 4, 5, 6, 7, 8, 10, 11, 16, 17, 18, 23, 25, 26, 27, 29, 30, 31, 32, 33, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 48, 59, 100, 102, 103, 104, 106, 108, 109, 114, 128, 129, 139, 151, 152, 153, 154, 155, 156, 157, 158, 159, 160, 161, 176, 178, 183, 201, 219, 220, 221, 222, 223, 224, 225, 228, 229, 230, 231, 232, 233, 235, 236, 237, 238, 239, 241, 242, 243, 244, 245, 246, 247, 248, 249, 250, 251, 252, 253, 254, 257, 260, 261, 262, 263, 264, 265, 266, 267

Água residuária 151, 152, 153, 154, 155, 156, 157, 158, 159, 160, 161

Água subterrânea 237, 239, 249

Alga extract 47

Amostragem foliar 182

Arroz 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 115, 220, 221, 222, 240, 248

B

Bactérias 105, 107, 109, 113, 114, 115, 116, 117, 118, 120, 121, 122, 125, 127, 128, 129, 130, 131, 250, 256, 259, 260, 263, 264, 265, 266

Biofertilizantes 47, 54

Biofortificação mineral 199, 202

C

Caqui 23, 24, 25, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 33

Coinoculação 113, 115, 116, 117, 118, 119, 120, 121, 122, 124, 129, 131

Cotonicultura 56, 57, 58, 60, 62, 63, 68, 78, 79, 80, 83, 85, 86

Cultivo vertical 37

D

Diversidade de espécies 132, 134, 163

E

Ecossistema ripário 132

Emissor 226, 227, 228, 229, 231, 232, 234, 235

F

Fertilidade 5, 12, 104, 129, 130, 133, 134, 137, 138, 149, 150, 152, 160, 161, 208, 211, 212, 221, 240

Fertilização 100, 106, 202

Frutos secos 23, 30

Fungos micorrízicos 132, 133, 146, 147, 148, 149, 150

G

Geoprocessamento 211

Gérbera 106, 107, 108

Grãos 1, 2, 3, 6, 13, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 67, 74, 86, 113, 115, 116, 117, 121, 122, 124, 125, 126, 127, 128, 129, 162, 167, 174, 175, 176, 177, 178, 179, 221, 222

H

Hortaliças 89, 131, 199, 200, 201, 202, 203, 204, 205, 206, 228

I

Inoculação 100, 102, 104, 106, 108, 109, 110, 113, 115, 117, 118, 120, 121, 122, 123, 124, 127, 128, 129, 130, 131

Inseto praga 57

L

Laurel 92, 93, 96, 99

M

Macronutrientes 182

Mamoeiro 182, 183, 184, 185, 187, 189, 191, 192, 193, 194, 197

Meloeiro 37, 38, 39, 41, 42, 44, 45, 46

Metais pesados 237, 238, 239, 247, 251

Microirrigação 226, 227, 234, 236

Microrganismos 10, 77, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 106, 107, 108, 109, 110, 121, 134, 250, 251, 252, 253, 255, 256, 257, 261, 263, 264, 265, 266

Milho 1, 3, 4, 6, 13, 14, 15, 116, 120, 121, 122, 123, 124, 125, 127, 128, 129, 130, 131, 142, 146, 163, 178, 179, 222, 240

O

Olerícolas 200, 206

Orchidaceae 100, 101, 105

P

Plantas de cobertura 1, 3, 4, 5, 11, 14, 15, 131, 146, 162, 163, 164, 166, 167, 168, 171, 174, 177, 178, 179, 180, 181

Plantio direto 1, 2, 3, 4, 10, 12, 13, 14, 15, 73, 116, 119, 162, 163, 178, 179

Produtividade 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 12, 13, 14, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 61, 86, 87, 113, 114, 115, 116, 117, 118, 119, 121, 125, 126, 127, 128, 129, 130, 162, 167, 174, 175, 176, 177, 178, 179, 180, 182, 183, 184, 185, 186, 187, 188, 189, 190, 191, 192, 193, 194, 195, 196, 197, 219, 220, 221, 222, 223, 225

Propagação *in vitro* 100

Propagación sexual y asexual 92

Q

Qualidade da fruta 23

Qualidade do solo 1, 5, 7, 8, 9, 10, 14, 132, 153

R

Recursos hídricos 37, 45, 46, 152, 219, 220, 221, 224, 225, 250, 265

Rio 1, 13, 16, 17, 21, 38, 44, 47, 48, 62, 90, 105, 120, 123, 130, 131, 132, 133, 134, 136, 137, 138, 139, 140, 146, 147, 151, 153, 163, 180, 183, 197, 211, 212, 213, 214, 215, 217, 218, 221, 226, 236, 250, 252, 269

S

Secagem 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 33, 167

Semeadura 1, 2, 3, 4, 6, 9, 10, 70, 72, 73, 75, 86, 102, 116, 118, 121, 122, 123, 124, 125, 127, 129, 130, 148, 162, 166, 168, 169, 170, 172, 173, 174, 178, 179, 180

Semeadura direta 1, 2, 3, 4, 6, 9, 10, 179, 180

Sistemas agroflorestais 132, 133, 134, 136, 137, 138, 139, 144, 145, 146, 147, 149

Soja 1, 3, 4, 12, 57, 63, 74, 113, 115, 116, 118, 119, 122, 123, 130, 131, 155, 158, 160, 162, 163, 164, 165, 166, 167, 168, 174, 175, 176, 177, 178, 179, 180, 204, 207, 220, 222, 240

Solo 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 37, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 59, 65, 73, 74, 75, 77, 79, 94, 98, 104, 105, 107, 113, 114, 115, 116, 119, 121, 122, 123, 124, 125, 128, 129, 130, 131, 132, 133, 134, 136, 137, 138, 139, 140, 141, 142, 143, 145, 146, 147, 148, 149, 150, 151, 152, 153, 154, 155, 156, 157, 158, 159, 160, 161, 162, 163, 164, 165, 166, 167, 168, 169, 170, 171, 176, 177, 178, 179, 180, 181, 183, 184, 187, 189, 191, 192, 194, 195, 196, 198, 201, 204, 205, 207, 208, 209, 212, 218, 221, 222, 237, 239, 240, 245, 246, 247

Sucessão de culturas 1, 3, 163, 164

T


Temperatura de secagem 16, 17, 19

Tempo de armazenamento 16, 18, 19, 20, 21

Tomateiro 151, 152, 153, 154, 155, 156, 157, 158, 159, 160, 207

V

Valorização de resíduos 23

www.atenaeditora.com.br 

contato@atenaeditora.com.br 

[@atenaeditora](https://www.instagram.com/atenaeditora) 


www.facebook.com/atenaeditora.com.br 




Inovação e tecnologia nas **CIÊNCIAS AGRÁRIAS**


Ano 2021

www.atenaeditora.com.br 

contato@atenaeditora.com.br 

@atenaeditora 

www.facebook.com/atenaeditora.com.br 



Inovação e tecnologia nas **CIÊNCIAS AGRÁRIAS**

 **Atena**
Editora
Ano 2021