

EDITORES:

FLAVIANE R. CARVALHO

MARCELO C. PICANÇO

**MANEJO
SUSTENTÁVEL
DE CULTIVOS
DE ALGODÃO I**

**Ficha catalográfica elaborada pela Seção de Catalogação
Classificação da Biblioteca Central da Universidade Federal de Viçosa**

M274 Manejo sustentável de cultivos de algodão I [recurso eletrônico] / Flaviane
2023 Ribeiro Carvalho, Marcelo Coutinho Picanço, editores -- Viçosa, MG :
 UFV, Departamento de Entomologia, 2023.
 1 livro eletrônico (189 p.) : il. (algumas color.).

Os assuntos dos capítulos desse livro foram apresentados como palestras e curso no I Simpósio do Algodão promovido pelo Grupo de Estudos em Cotonicultura da Universidade Federal de Viçosa (GECotton).

Disponível em: <http://www.protecaodeplantas.ufv.br/>

Inclui bibliografia.

ISBN 978-65-88874-06-6

1. Algodão – Cultivo. 2. Algodão – Doenças e pragas – Controle integrado. 3. Ervas daninhas – Controle. 4. Herbicidas. 5. Plantas – Reguladores. I. Carvalho, Flaviane Ribeiro, 1994-. II. Picanço, Marcelo Coutinho, 1958-. III. Universidade Federal de Viçosa. Centro de Ciências Biológicas e da Saúde. Departamento de Entomologia. IV. Simpósio do Algodão (1. : 2023 : Viçosa, MG).

CDD 22. ed. 633.51

Agradecimentos

As instituições a que pertencem os autores dos capítulos desse livro, pelo suporte e apoio a cada de nós. A mestranda em Fitotecnia da Universidade Federal de Viçosa Letícia Caroline da Silva Sant'Ana pela confecção da capa e contracapa desse livro.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e a Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG), pelo apoio à pós-graduação e à pesquisa no Brasil, pelos recursos e bolsas concedidos aos pesquisadores que são autores dos capítulos desse livro. Recursos esses que foram essenciais para a geração do conhecimento contido nesse livro.

A Pós-graduação *Lato Sensu* em Proteção de Plantas, ao Mestrado Profissional em Defesa Sanitária Vegetal da Universidade Federal de Viçosa, aos programas de Pós-graduação em Entomologia e Fitotecnia da Universidade Federal de Viçosa pelo apoio para a produção e publicação deste livro.

Prefácio

Os assuntos dos capítulos desse livro foram apresentados como palestras e curso no I Simpósio do Algodão promovido pelo Grupo de Estudos em Cotonicultura da Universidade Federal de Viçosa (GECotton). Esse evento foi realizado de 30 a 31 de maio de 2023. Esses capítulos têm como autores 20 pesquisadores pertencentes à Universidade Federal de Viçosa e à Embrapa Agropecuária Oeste.

Autores

Alírio Felipe Alves Netto: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Ana Paula da Silva Santana: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Artur Simão Lemos: : Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Agronomia, Viçosa, MG.

Daiane das Graças do Carmo: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Elisa Maria Gomes da Silva: : Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Emílio de Souza Pimentel: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Fernando Mendes Lamas: Embrapa Agropecuária Oeste, Dourados, MS.

Flaviane Ribeiro Carvalho: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Agronomia, Viçosa, MG.

Francisco Cláudio Lopes de Freitas: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Agronomia, Viçosa, MG.

Guilherme Pratissoli Pancieri: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Jhersyka da Silva Paes: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Juliana Magalhães Soares: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Marcelo Coutinho Picanço: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Marcelo Coutinho Picanço Filho: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Maria Carolina Gomes Paiva: : Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Natália de Souza Ribas: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Samara Arêas Carvalho: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Valter Vaz: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Vicente Bezerra Ponte Junior: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Sumário

Resumo	1
Abstract	2
Capítulo 1 Desafios para o controle eficiente e sustentável das pragas nos cultivos de algodão	3
Capítulo 2 Sistemas de tomada de decisão de controle de pragas em cultivos de algodão	64
Capítulo 3 Reguladores de crescimento na cultura do algodoeiro	94
Capítulo 4 Manejo de plantas daninhas em cultivos de algodão	121

RESUMO

Este livro possui quatro capítulos. O primeiro capítulo é sobre os desafios para o controle eficiente e sustentável das pragas nos cultivos de algodão. Nele é abordado sobre a situação atual do controle de pragas, os programas de manejo integrado de pragas e os desafios para o controle eficiente e sustentável das pragas nos cultivos de algodão. O segundo capítulo é sobre os sistemas de tomada de decisão de controle de pragas em cultivos de algodão. Nele é abordado sobre os componentes dos sistemas tomada de decisão de controle, os planos de amostragem de pragas e inimigos naturais, os índices de tomada de decisão de controle de pragas. Além disso, nesse segundo capítulo é abordado sobre as inovações e desafios para os sistemas de tomada de decisão de controle de pragas em cultivos de algodão. O terceiro capítulo é sobre reguladores de crescimento na cultura do algodoeiro. Nele é abordado sobre os reguladores de crescimento, desfolhantes e maturadores. O quarto capítulo é sobre o manejo de plantas daninhas em cultivos de algodão. Nele é abordado sobre a interferência, métodos de controle e manejo das plantas daninhas, destruição das soqueiras e resistência das plantas daninhas em cultivos de algodão.

ABSTRACT

This book has four chapters. The first chapter is about the challenges for efficient and sustainable pest control in cotton crops. It addresses the current situation of pest control, integrated pest management programs and the challenges for efficient and sustainable pest control in cotton crops. The second chapter is about pest control decision-making systems in cotton crops. It covers the components of control decision-making systems, sampling plans for pests and natural enemies, and pest control decision-making indices. Furthermore, this second chapter discusses innovations and challenges for pest control decision-making systems in cotton crops. The third chapter is about growth regulators in cotton crops. It discusses growth regulators, defoliants and ripening agents. The fourth chapter is about weed management in cotton crops. It addresses interference, methods of control and management of weeds, destruction of ratoons and resistance of weeds in cotton crops.

CAPÍTULO 1

Desafios para o controle eficiente e sustentável das pragas nos cultivos de algodão

Marcelo C. Picanço, Jhersyka S. Paes, Alírio F. Alves Netto, Juliana M. Soares, Marcelo C. Picanço Filho, Flaviane R. Carvalho

1. Introdução

Os programas de manejo integrado de pragas constituem a forma mais eficiente e sustentável de se controlar esses organismos. Nos cultivos de algodão no Brasil e no mundo o controle eficiente dos insetos e ácaros praga constitui um dos fatores mais determinantes para se obter altas produtividades e viabilizar economicamente esses cultivos. O uso adequado dos métodos de controle faz com que se reduza as populações das pragas antes que elas causem danos econômicos. Por outro lado, o uso inadequado desses métodos faz com que eles sejam ineficientes, aumente o custo de produção, polua o ambiente e possam causar danos à saúde das pessoas. Assim, neste capítulo de livro será abordado

sobre a situação atual do controle de pragas nos cultivos de algodão, serão descritos os programas de manejo e os desafios para o controle eficiente e sustentável das pragas nos cultivos de algodão.

2. Situação atual do controle de pragas nos cultivos de algodão

O controle eficiente de insetos e ácaros praga está entre os principais requisitos para se obter altas produtividades nos cultivos de algodão. O ataque de ácaros e insetos às plantas de algodão pode causar mais de 60% (Ridgway et al. 1983) o que inviabiliza totalmente esses cultivos. Além disso, o controle de pragas é um dos principais componentes do custo de produção nos cultivos de algodão. Nesse contexto, 17,2% e 13,7% do custo de produção nos cultivos de algodão é devido ao uso de inseticidas e sementes, respectivamente (Montecelli et al. 2022). Esses inseticidas são usados no controle de insetos praga (MAPA 2023). Por outro lado, a muitas das variedades de algodão usadas no Brasil são geneticamente

modificadas e muitas delas possuem toxinas Bt para o controle de lagartas (Bélot & Vilela 2020).

Com a introdução no Brasil no final da década de 1970 do bicudo do algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) ocorreu uma mudança total no sistema de produção adotado nos cultivos de algodão no Brasil. Antes da introdução dessa praga o cultivo de algodão era realizado principalmente por pequenos e médios e médios produtores. Os custos de produção eram pequenos, a produtividade era baixa e a fibra produzida esta baixa. Até então a produção de algodão no Brasil ocorria nas regiões Nordeste, Sudeste e parte norte da região Sul (IGBE 2023). Para o controle eficiente do bicudo do algodoeiro é necessário a realização de várias aplicações de inseticidas o que onera os custos de produção de produção. Fato esse, que inviabilizou economicamente a produção do algodão em pequenas áreas (Bélot 2015, Montecelli et al. 2022).

Atualmente, o cultivo de algodão era realizado principalmente por grandes produtores, os custos de produção são altos, a produtividade é alta e a fibra

produzida é de alta qualidade. Atualmente a produção de algodão no Brasil ocorre principiante em áreas do bioma Cerrado, sobretudo nos estados do Mato Grosso e Bahia (71% da produção nacional). Atualmente, o Brasil é o quarto produtor mundial com 11% da produção do planeta (FAO 2023). Portanto, a introdução do bicudo do algodoeiro trouxe um impacto social negativo pelo alto custo de controle dessa praga o que dificulta o cultivo dessas lavouras em pequenas áreas. Por outro lado, tecnicamente esse fato fez com que as técnicas de cultivo tivessem que avançar. Assim, foram desenvolvidas variedades mais produtivas com fibra de maior qualidade, avanço das técnicas de cultivo e no controle de pragas, doenças e plantas daninhas. Outro fato importante para a cotonicultura brasileira é a organização dos produtores em associações estaduais e nacional o que possibilita maior difusão de das novas tecnologias, entendimento melhor do mercado do setor (Bélot 2015, Montecelli et al. 2022).

3. Programas de manejo integrado de pragas nos cultivos de algodão

Os programas de manejo integrado de praga constituem a maneira mais eficiente e sustentável de controle desses organismos. Esses programas são constituídos de três componentes: a diagnose, tomada de decisão e métodos de controle (Pedigo et al. 2021, Picanço et al. 2014a).

3.1. Diagnose

Na diagnose são identificadas as pragas e seus inimigos naturais, são determinados os fatores favoráveis às pragas e os pontos críticos de controle desses organismos (Pedigo et al. 2021, Picanço et al. 2014a). A seguir estão listados os principais grupos de pragas nos cultivos de algodão e os danos que eles causam a esta cultura.

a) Praga subterrânea

A principal praga subterrânea que ataca os cultivos de algodão no Brasil é o percevejo castanho *Scaptocoris castanea* (Hemiptera: Cydnidae). Essa

praga ocorre principalmente nos cultivos na região do cerrado, sobretudo em solos de textura arenosa. Seu ciclo de vida ocorre no interior dos solos e suas ninfas e adultos atacam as raízes das plantas e injetam toxinas podendo causar sua morte no início dos cultivos (Miranda et al. 2015, Oliveira et al. 2006, Picanço et al. 1999, Picanço et al. 2014a).

b) Causadora de mortalidade de plântulas

A principal praga causadora de mortalidade de plântulas nos cultivos de algodão no Brasil é a lagarta rosca *Agrotis ipsilon* (Lepidoptera: Noctuidae). Durante a noite essas lagartas atacam as plantas em seu estágio inicial de desenvolvimento seccionando o caule na região do coleto. Durante o dia essas lagartas ficam escondidas sob palhada ou torrões (Allen et al. 2018, Miranda et al. 2015, Picanço et al. 2014a).

c) Broqueadores de caule

As principais pragas broqueadoras de caule das plantas nos cultivos de algodão no Brasil são a broca da raiz *Eutinobothrus brasiliensis* (Coleoptera: Curculionidae) e a lagarta elasmó *Elasmopalpus lignosellus* (Lepidoptera: Pyralidae). As larvas desses

insetos broqueiam o caule das plantas causando sua morte (Miranda et al. 2015, Picanço et al. 2014a).

d) Desfolhadores

As principais pragas desfolhadoras das plantas nos cultivos de algodão no Brasil são a lagarta falsa medideira *Chrysodeixis includens* (Lepidoptera: Noctuidae) e o curuquerê do algodoeiro *Alabama argillacea* (Lepidoptera: Noctuidae). Devido as desfolhas das plantas ocorre diminuição de fotossíntese e da produtividade das plantas (Miranda et al. 2015, Picanço et al. 2014a).

e) Sugadores de seiva

As principais pragas sugadoras de seiva nos cultivos de algodão no Brasil são a mosca branca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae), o pulgão do algodoeiro *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae) e os percevejos *Dysdercus ruficollis* (Hemiptera: Pyrrhocoridae) e *Euschistus heros* (Hemiptera: Pentatomidae). Os pulgões e moscas brancas causam danos devido a sucção de seiva do floema, injeção de toxinas nas plantas e são vetores de viroses. Além disso, em suas excreções açucaradas desenvolvem

fungos oportunistas (fumagina) que pode manchar a fibra do algodão. Já as principais espécies de percevejos que atacam as plantas de algodão sugam os órgãos reprodutivos das plantas e eles ficam menores e deformados (Miranda et al. 2015, Picanço et al. 2014a).

g) Broqueadores dos órgãos reprodutivos

Esse é o principal grupo de pragas do algodão (pragas chave). As principais pragas broqueadoras dos órgãos reprodutivos (flores e frutos) das plantas nos cultivos de algodão no Brasil são bicudo do algodoeiro *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), lagarta do algodão *Helicoverpa armigera* Lepidoptera: Noctuidae, lagartas *Spodoptera cosmioides*, *Spodoptera eridania* e *Spodoptera frugiperda* Lepidoptera: Noctuidae, lagarta rosada *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae), lagarta das maçãs *Chloridea virescens* (Lepidoptera: Noctuidae). Entre essas pragas a mais importante é o bicudo do algodoeiro pelos grandes danos causados, custo e dificuldades no seu controle. Devido ao broqueamento dos órgãos reprodutivos (flores e frutos) do algodão ocorre que de flores e perda do

valor comercial das fibras nos frutos atacados deformados (Miranda et al. 2015, Picanço et al. 2014a).

Na Tabela 1.1 estão listados os fatores favoráveis aos principais grupos de pragas nos cultivos de algodão no Brasil. Já na Tabela 1.2 estão listados os pontos críticos de controle dos principais grupos de pragas nos cultivos de algodão no Brasil.

3.2. Sistemas de tomada de decisão de controle

Os sistemas de tomada de decisão de controle de pragas são constituídos por planos de amostragem e índices de tomada de decisão de controle. Nos planos de amostragem são avaliadas as intensidades de ataque das pragas. Esses planos de amostragem podem ser convencionais ou sequenciais. Nos planos de amostragem convencionais o número de amostras é fixo por talhão. Já nos planos de amostragem sequencial o número de amostras para se tomar decisões é variável em função da intensidade de ataque da praga (Bacci et al. 2007, Picanço et al. 2014a).

Tabela 1.1. Fatores favoráveis às principais pragas nos cultivos de algodão no Brasil.

Grupos de pragas	Fatores favoráveis
Pragas subterrâneas	Cultivos em solos com textura arenosa (sobretudo na região do Cerrado) e estágios iniciais das plantas
Causadores de mortalidade de plantas	Cultivos em plantio direto e estágios iniciais das plantas
Broqueadores de caule	Cultivos em épocas ou regiões quentes e secas e estágios iniciais das plantas
Desfolhadores	Cultivos em regiões onde há plantios de soja e início do estágio reprodutivo das plantas
Sugadores de seiva e de conteúdo celular	Cultivos em regiões secas e quentes e onde há plantios de soja
Broqueadores de órgãos reprodutivos	Cultivos em regiões quentes e chuvosas, monocultivo, presença de restos culturais e o estágio reprodutivo das plantas

Tabela 1.2. Pontos críticos das principais pragas nos cultivos de algodão no Brasil.

Grupos de pragas	Pontos críticos de controle
Pragas subterrâneas	Bom preparo do solo. Fazer amostragens mais frequentes em épocas e regiões mais favoráveis a essas pragas.
Causadores de mortalidade de plantas	Bom preparo do solo. Fazer amostragens mais frequentes em épocas e regiões mais favoráveis a essas pragas. Aplicação de controle no final da tarde ou à noite.
Broqueadores de caule	Atingimento das larvas no interior do caule. Eliminação de plantas atacadas.
Lagartas desfolhadoras	O alvo principal dos métodos de controle são as lagartas. Os alvos secundários são os ovos e adultos. Fazer aplicações dos métodos de controle no final da tarde ou à noite.
Sugadores de seiva e de conteúdo celular	Eliminar plantas doentes que são fontes de contaminação desses insetos vetores. Para moscas brancas é necessário que os métodos de controle penetrem na camada cerosa das ninfas e adultos. Para os tripses as aplicações dos métodos de controle devem ser feitas no final da tarde ou à noite.
Broqueadores de órgãos reprodutivos	Uso de adjuvante que possibilite a penetração dos inseticidas nas estruturas reprodutivas. Para os Lepidoptera os alvos são os ovos e as lagartas antes de broquearem as estruturas reprodutivas. Para o bicudo do algodoeiro o alvo são os adultos.

Em situações de intensidades de ataque da praga baixos ou muito altos os planos de amostragem sequencial geralmente tomam decisões avaliando um número de amostras menor (50 a 90% menor) do que os planos de amostragem convencionais. O índice de tomada de decisão de controle de pragas usados nos cultivos de algodão no Brasil são os níveis de controle. Devem adotadas medidas de controle da praga quando a intensidade de ataque da praga for igual ou maior que o nível de controle. Quase a totalidade dos componentes dos sistemas de tomada de decisão de controle de pragas usados nos cultivos de algodão no Brasil foram propostos baseados na experiência pessoal de técnicos e pesquisadores que trabalham com esta cultura. Portanto, é muito importante que sejam desenvolvidas pesquisas para determinação de sistemas de tomada de decisão de controle das pragas nos cultivos de algodão usando critérios científicos adequados e que incorporem ferramentas modernas e as diversas situações desses cultivos (Araújo et al. 2019, Bacci et al. 2007, Picanço et al. 2014). Detalhes sobre sistemas de tomada de decisão de controle de pragas em cultivos de algodão se encontram em capítulo desse livro sobre esse assunto.

3.3. Métodos de controle das pragas

Os métodos de controle de pragas podem ser de uso preventivo ou curativo. Os métodos de controle cultural, resistência de plantas e o controle biológico conservativo são de uso preventivo. Já o controle químico, controle comportamental e controle biológico aumentativo são de uso curativo. Os métodos preventivos devido aos seus modos de ação e forma de aplicação são usados antes que o ataque da praga aconteça. Já os métodos curativos só devem ser usados quando a densidade da praga for igual ou maior ao nível de controle (Pedigo et al. 2021, Picanço et al. 2014a).

3.3.1. Controle cultural

O controle cultural é o uso práticas agrícolas que visam manipulação do ambiente de cultivo para minimizar ou controlar a ocorrência de pragas na cultura e favorecer a produção (Tabela 1.3). Trata-se da primeira frente de defesa no controle de insetos praga e em geral não tem altos custos de implementação (Summy & King 1992, Picanço et al. 2014a). Essas práticas podem ser divididas em práticas anteriores, durante e após o plantio (Naeem-Ullah et al. 2020).

Tabela 1.3. Principais práticas culturais e principais pragas alvo delas nos cultivos de algodão.

Prática cultural	Pragas alvo
Escolha da semente/cultivar	Bicudo, tripes, pulgão, lagarta rosada, lagarta do cartucho
Escolha do espaçamento entre plantas, stand e época de plantio	Bicudo, tripes, pulgão, lagarta rosada
Plantio de soqueira-isca, culturas-armadilhas, cultura soca	Bicudo, lagarta rosada
Catação de botões florais	Bicudo, lagarta do cartucho, lagarta rosada
Manejo de plantas daninhas	Bicudo, tripes, pulgão, lagarta rosada, lagarta do cartucho
Rotação de culturas	Bicudo, tripes, pulgão, lagarta rosada, lagarta do cartucho
Dessecação	Bicudo, tripes, lagartas
Adubação e irrigação adequadas	Tripes, pulgão, ácaros
Remoção de plantas infestadas	Lagarta rosada, lagarta do cartucho, pulgões e ácaros

Exemplos de práticas anteriores ao plantio são escolha da cultivar, bom preparo do solo, escolha do espaçamento entre plantas e o plantio de soqueiras-isca. Práticas durante o plantio são manejo das plantas invasoras e tigueras, manejo do solo, catação de botões florais, poda apical e adubação balanceada. Já práticas após o plantio constituem na destruição dos restos culturais, limpeza de implementos, aração e controle de rebrotas (Beasley & Adams 1995, Ahmad et al. 2020, Naeem-Ullah et al. 2020).

Escolha da semente/cultivar

Para garantir o sucesso do plantio, a seleção de uma boa semente de um cultivar adaptado as condições ambientais é o primeiro passo. A recomendação para o manejo de pragas do algodoeiro é a semeadura de cultivares de ciclo curto, o que diminui o tempo de exposição da cultura às pragas (Silvie et al. 2006). Como também, cultivares mais precoces e de ciclo mais determinado, por favorecer as pulverizações contra bicudo e lagarta rosca (Picanço et al. 2014a).

Escolha do espaçamento entre plantas, stand e época de plantio

A escolha do espaçamento entre plantas pode favorecer ou prejudicar a ocorrência de pragas na cultura. Em geral, é recomendado evitar o adensamento da lavoura para o controle das pragas do algodão, de forma a aumentar a eficiência na aplicação de defensivos. Além disso, estudos tem demonstrado que em maiores espaçamento entre plantas, a população de insetos sugadores, como o tripses, foi menor (Arif et al. 2006). Populações de lagartas como *Helicoverpa armigera*, lagarta das maçãs, cigarrinha-verde e mosca branca também são desfavorecidas com o maior espaçamento entre plantas (Naeem-Ullah et al. 2020).

Para a época de plantio o momento adequado de plantio pode afetar a incidência de pragas. Por exemplo, plantar o algodão mais cedo ou mais tarde do que o período de maior atividade das pragas pode ajudar a evitar danos significativos iniciais na cultura. E também fará com que as plantas produzam os botões florais do baixeiro mais cedo, escapando da

época de maior infestação do bicudo. A escolha do local de plantio, deve levar em consideração a seleção adequada do local de plantio por influenciar a incidência inicial de pragas. Evitar áreas com histórico de alta infestação de pragas ou com presença de plantas daninhas hospedeiras pode reduzir os problemas.

Manejo de plantas daninhas

O manejo de plantas hospedeiras de pragas do algodoeiro é uma prática que deve ser realizada durante todo o período de cultivo e reduz os focos iniciais de populações de pragas da cultura, especialmente mosca branca e pulgões. Segundo Silvie et al. (2006) a família Amaranthaceae é atrativa para espécies do gênero *Spodoptera*, assim plantas desta família devem ser eliminadas da área para evitar a ocorrência de lagartas na cultura. O percevejo machador pode ser reduzido pela remoção de tigueras de algodão e hospedeiros alternativos principalmente da família Malvaceae (Showler et al. 2005). A presença pode favorecer várias pragas por fornecer

abrigo e alimento. Pragas como, o curuquerê do algodão (*Alabama argillacea*), ácaro rajado (*Tetranychus urticae*), tripses (*Frankliniella* spp.), pulgões (*Aphis gossypii*), e outras pragas.

Plantio de soqueira-isca

O uso de soqueiras-isca consiste no plantio de pré ou pós-safra de plantas de algodão ao redor da área de cultivo e próximos a matas com o objetivo de atrair bicudos sobreviventes da entressafra e matá-los com a aplicação de inseticidas. O plantio deve ser feito dentro do período de cultivo legal de semeadura do algodão (Soares et al. 1994).

Culturas-armadilha

Consiste na semeadura antecipada de uma variedade mais atrativa à praga. Essas plantas-isca deverão ser cultivadas em áreas marginais ou em faixas intercaladas à cultura, visando retardar a colonização da cultura definitiva. Pulverizações sistemáticas nessas plantas reduzem o nível populacional da praga. Atrai e agrega os bicudos,

remanescentes da safra anteriores. Plantar cerca de 20 a 30 dias antes do plantio definitivo em faixa perto de riachos, matos ou culturas perenes. Ou no plantio de uma área adjacente ao algodão com uma espécie de planta hospedeira preferida pela lagarta-do-algodoeiro.

Catação de botões florais

A catação de botões florais no solo ao redor da lavoura tem como objetivo diminuir o aumento populacional de pragas que atacam as estruturas reprodutivas, especialmente o bicudo-do-algodoeiro, que passa toda sua fase imatura dentro destas estruturas (Silvie et al. 2006). A catação e destruição de botões florais caídos no solo, de modo a reduzir a população de insetos que se desenvolve nessas estruturas, como o bicudo, lagarta rosada e lagarta do cartucho (*Spodoptera frugiperda*). É uma técnica altamente viável em pequenas áreas. Para grandes áreas, sugere-se a sua utilização em bordaduras. A catação deve ser efetuada semanalmente no período de produção de botões. As estruturas reprodutivas

devem ser queimadas ou enterradas no solo (Beasley & Adams 1995).

Rotação de culturas

Com o cultivo alternado no tempo do algodoeiro com outras culturas contribui para a redução de pragas específicas da cultura, além de favorecer a melhoria das condições do solo (Ofuya et al. 2023, Naeem-Ullah et al. 2020).

Dessecação

A dessecação antes do plantio pode ajudar a reduzir a população de pragas presentes nas plantas daninhas e restos culturais. Isso pode diminuir a fonte de alimento e abrigo para as pragas, diminuindo sua incidência (Denton et al. 2023).

Adubação e irrigação

O manejo adequado da fertilização e da irrigação pode fortalecer as plantas de algodão, tornando-as mais resistentes a pragas. Fornecer nutrientes adequados e evitar estresses hídricos excessivos pode

ajudar a melhorar a saúde das plantas e reduzir a suscetibilidade a danos causados por pragas (Naeem-Ullah et al. 2020, Nagrare et al. 2018). Exemplo disso, a falta de nitrogênio nas plantas pode levar a um crescimento mais fraco e a uma menor produção de compostos defensivos naturais, tornando as plantas mais suscetíveis a infestações de pulgões. Da mesma forma, o excesso de nitrogênio também pode ser prejudicial, promovendo o crescimento vegetativo excessivo e a excreção de açúcares, o que pode atrair mais insetos, principalmente insetos praga sugadores como os pulgões.

Remoção de plantas infestadas por pragas

A remoção e destruição de plantas de algodão infestadas por pragas, como botões florais ou maçãs com danos, pode ajudar a reduzir a propagação das pragas para outras partes da plantação. A destruição dos restos culturais após a colheita visa reduzir o nível das populações remanescentes de pragas na área da cultura através da eliminação de sítios de proteção, alimentação e reprodução. Todas as partes da planta devem ser destruídas no final da safra através de

queima, incorporação no solo ou dessecação química. Em alguns estados brasileiros, é uma medida obrigatória sujeita às sanções penais.

3.3.2. Resistência de plantas

A resistência das plantas às pragas são características hereditárias que possibilitam que esses vegetais tenham menos perdas causadas pelas pragas. Essa resistência pode ser constitutiva ou induzida e pode ter causas físicas e químicas (Painter 1951, Mitchell et al. 2016).

Entre as causas físicas da resistência das plantas às pragas estão características morfológicas como os tricomas, cutícula cerosa, dureza dos tecidos e comprimentos de onda emitidos. Essas características podem atuar como barreiras físicas à fixação, alimentação e oviposição dos insetos e ácaros praga. A cutícula da planta e a densidade de tricomas são características que pode conferir resistência das plantas aos insetos e ácaros praga. As ceras epicuticulares e cristais escorregadios podem dificultar que as pragas se fixem na superfície da planta, ovipositem ou se alimentem (Hariprasad & Van Emden 2010). As causas químicas da resistência das plantas às pragas são compostos tóxicos a esses organismos.

Entre esses compostos estão os alcaloides, benzoxazinóides, glucosinolatos e terpenóides (Palle et al. 2013).

Os mecanismos de resistência são antixenose, antibiose e tolerância (Painter 1951, Mitchell et al. 2016). A antixenose são características da planta que afastam os insetos desse vegetal. Esse mecanismo faz com que a variedade da planta seja menos atraente para oviposição, alimentação ou abrigo. Ausência de estímulos físico-químicos que estão envolvidos na seleção da planta hospedeira ou presença de repelentes, dissuasores e antialimentares também podem contribuir para a antixenose. A antixenose devido a voláteis emitidos pelas plantas faz com que esses vegetais sejam menos preferidos pelos ácaros e insetos praga (Sogawa & Pathak 1970). A antibiose é o efeito adverso que a planta exerce em características biológicas dos ácaros e insetos praga. Essas características da planta afetam o crescimento, desenvolvimento, sobrevivência e reprodução das pragas. Geralmente esse é o principal mecanismo de resistência das plantas. Já a tolerância é a capacidade da planta de resistir ou se recuperar dos danos causados pela praga. Muitos fatores estão envolvidos na tolerância levando ao aumento vigor da planta,

crescimento compensatório nas plantas (Painter 1951, Panda & Khush 1995).

As principais limitações para o desenvolvimento de novas variedades resistentes a pragas são tempo, conhecimento e recursos financeiro ao longo prazo, o tempo longo para identificar e desenvolver cultivares resistentes a pragas, outro fator está relacionado com a características da planta podendo conferir resistência a uma praga, mas tornam essas plantas mais suscetíveis a outras pragas, por exemplo, existem variedades de algodão que são preferidas para oviposição por lagartas *Earias vittella* e *Helicoverpa armigera* (Sharma & Agarwal 1983).

As principais vantagens incluem especificidade, compatibilidade e segurança ambiental. Os efeitos da resistência das plantas são cumulativos ao longo de gerações consecutivas. A maioria das variedades resistentes a insetos expressam nível moderado a alto de resistência a pragas-alvo durante toda a safra. É específico para a praga alvo e geralmente não tem efeitos adversos em organismos não-alvo (Dar et al. 2006).

Até o momento existem três gerações de variedades comerciais de algodão geneticamente modificadas resistentes a insetos praga com

tecnologia Bt. A primeira geração são as variedades que possuem a tecnologia Ingard. Elas possuem a toxina Cry1Ac e são resistentes a larvas de Lepidoptera (Ahmad et al. 2022).

A segunda geração são as variedades que possuem as tecnologias Bollgar 2, WideStrike e TwinLink. As variedades com a tecnologia Bollgar 2 possuem as toxinas Cry1Ac e Cry2Ab e são resistentes a larvas de Lepidoptera e Diptera. As variedades com a tecnologia WideStrike possuem as toxinas Cry1Ac e Cry1F e são resistentes a larvas de Lepidoptera. Já as variedades com a tecnologia TwinLink possuem as toxinas Cry1Ac e Cry2Ae e são resistentes a larvas de Lepidoptera (Ahmad et al. 2022).

A terceira geração são as variedades que possuem as tecnologias WideStrike 3, Bollgard 3 e TwinLink Plus. As variedades com a tecnologia WideStrike 3 possuem as toxinas Cry1F, Cry1Ac e Vip3A e são resistentes a larvas de Lepidoptera. As variedades com a tecnologia Bollgard 3 possuem as toxinas Cry1Ac, Cry2Ab e Vip3A e são resistentes a larvas de Lepidoptera. Já as variedades com a tecnologia TwinLink Plus possuem as toxinas Cry1Ab, Cry2Ae e Vip3Aa19 e são resistentes a larvas de Lepidoptera (Ahmad et al. 2022).

3.3.3. Controle biológico

Esse método consiste no uso de inimigos naturais no controle das pragas. Os principais grupos de inimigos naturais são os predadores, parasitoides e entomopatógenos. As três modalidades de controle biológico são o controle biológico conservativo, o controle biológico aumentativo e o controle biológico inoculativo (Parra 2023, Zambolim & Picanço 2009).

3.3.3.1. Controle biológico conservativo

Essa modalidade também é conhecida como controle biológico natural. Ela é a principal modalidade de controle biológico e ela visa a preservação e incremento das populações de inimigos naturais já existentes nos cultivos. Essa modalidade de controle biológico visa criar um ambiente propício para que as populações de inimigos naturais das pragas se estabeleçam e reproduzam e conseqüentemente exerçam um alto controle sobre as pragas. As práticas estão relacionadas a conservação de habitats, uso seletivo de pesticidas, plantio de plantas hospedeiras alternativas para inimigos naturais e adoção de estratégias que favoreçam a biodiversidade e a

resiliência do agroecossistema (Bordini et al. 2021, Chamuene et al. 2018, Chamuene et al. 2020, Zaviezo & Muñoz 2023, Fiedler et al. 2008).

Nesse sentido, devemos buscar áreas mais diversificadas, que proporcionam maior equilíbrio entre a população de pragas e inimigos naturais (Tillman et al. 2004). Além disso, é importante a integração das táticas de controle, utilização de sistemas de tomada de decisão e o uso de seletividade de inseticidas e acaricidas.

As principais espécies de predadores relatadas nos cultivos de algodão são os percevejos *Podisus nigrispinus*, *Geocoris* spp., *Nabis* spp., *Orius* spp. e *Zelus* spp., o bicho-lixeiro *Chrysoperla* spp., as joaninhas *Cycloneda sanguinea* e *Scymnus* spp., os besouros *Calosoma* sp. e *Lebia concinna* e tesourinhas *Dorus* sp. Entre os parasitoides, as espécies relatadas nos cultivos de algodão são *Trichogramma pretiosum* e *Cerastomicra intmaculata*. Entre os entomopatógenos as espécies observadas nos cultivos de algodão são os fungos *Beauveria bassiana*, *Nomuraea rileyi* (Moniliales: Moniliaceae) e o vírus da

poliedrose nuclear (doença preta) (Chamuene et al. 2018, Chamuene et al. 2020, Parra 2023, Sujii et al. 2022, Sousa & Matta 2019, Vandervoet et al. 2018).

3.3.3.2. Controle biológico aumentativo

Essa modalidade é também conhecida como controle biológico aplicado ou artificial. Nessa modalidade de controle biológico os inimigos são provenientes de criações e eles são aplicados nos cultivos para o controle das pragas (Sujii et al. 2022).

Na Tabela 1.4 estão listados os inimigos naturais registrados no Brasil para uso no controle biológico aumentativo em cultivos de algodão. *Amblyseius tamatavensis* Blommers (Acari: Phytoseiidae) é um ácaro predador que controla ovos e ninfas da mosca branca *B. tabaci*. Já as larvas do bicho lixeiro *Chrysoperla externa* Hagen (Neuroptera: Chrysopidae) predam ninfas e adultos do pulgão do algodoeiro. A vespa *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasita ovos de Lepidoptera. A vespa *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera: Pteromalidae) parasita as larvas do bicudo do algodoeiro.

Tabela 1.4. Inimigos naturais registrados no Brasil para uso no controle biológico aumentativo em cultivos de algodão.

Inimigo natural	Praga alvo
Predadores	
<i>Amblyseius tamatavensis</i>	Mosca branca
<i>Chrysoperla externa</i>	Pulgão do algodoeiro
Parasitoides	
<i>Trichogramma pretiosum</i>	Lepidoptera
<i>Catolaccus grandis</i>	Bicudo do algodoeiro
Entomopatógenos	
<i>Bacillus thuringiensis</i>	Lepidoptera
<i>Pseudomonas fluorescens</i> + <i>Pseudomonas chlororaphis</i>	Pulgão do algodoeiro
<i>Beauveria bassiana</i>	Mosca branca
<i>Cordyceps fumosorosea</i>	Mosca branca
<i>Cordyceps javanica</i>	Mosca branca
<i>Baculovírus Chrysodeixes</i>	<i>C. includens</i>
<i>Baculovírus Helicoverpa</i>	<i>H. armigera</i>
<i>Baculovírus Spodoptera</i>	<i>S. frugiperda</i>

Fonte: MAPA (2023).

A bactéria *Bacillus thuringiensis* pode ser usada no controle de larvas de Lepidoptera, sobretudo de lagartas desfolhadoras. As bactérias *Pseudomonas fluorescens* e *Pseudomonas chlororaphis* podem ser usadas no controle de ninfas e adultos do pulgão do algodoeiro. Os fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana*, *Cordyceps fumosorosea* e *Cordyceps javanica* podem ser usados no controle de ninfas e adultos da mosca branca *B. tabaci*. Os vírus Baculovírus *Chrysodeixes*, Baculovírus *Helicoverpa* e Baculovírus *Spodoptera* são específicos para casarem mortalidade às lagartas de *C. includens*, *H. armigera* e *S. frugiperda*, respectivamente (Heimpel & Mills 2017, Howell 2006, Luo et al. 2014, Sujii et al. 2022).

3.3.3.3. Controle biológico inoculativo

Essa modalidade também conhecida como controle biológico clássico. Ela consiste na inoculação de espécie de inimigo natural que não está presente na área de cultivo. Ao longo dos anos de forma oficial e

forma acidental várias espécies de inimigos naturais exóticos foram introduzidas no Brasil (Parra et al. 2002).

3.3.4. Controle comportamental

Nesse método são usadas substâncias que alteram o comportamento das pragas e dos inimigos naturais com o objetivo de reduzir os danos causados pelas pragas nos cultivos. As substâncias envolvidas na comunicação dos insetos e ácaros são chamadas de semioquímicos. Os dois principais grupos de semioquímicos são os aleloquímicos e os feromônios. Os aleloquímicos estão envolvidos na comunicação entre indivíduos de espécies diferentes. Por exemplo as substâncias emitidas pelas plantas com efeitos atraentes ou repelentes sobre os insetos praga são aleloquímicos. Já os feromônios estão envolvidos na comunicação entre indivíduos da mesma espécie. Os dois principais tipos de feromônios são os sexuais e os de agregação. Os feromônios sexuais dos insetos são produzidos por suas fêmeas para atrair os machos para o acasalamento. Já os feromônios de agregação são produzidos por indivíduos de ambos os sexos e eles atraem indivíduos dos dois sexos (Dickens 1989).

Os feromônios registrados no Brasil para uso nos programas de manejo integrado das pragas nos cultivos de algodão estão listados na Tabela 1.5. Esses feromônios podem ser utilizados tanto na amostragem como no controle das pragas. No controle de pragas os feromônios podem ser usados pelas técnicas de confusão sexual, atrai e mata, coleta massal e push-pull (El-Ghany 2019). A confusão sexual ou a interrupção do acasalamento com feromônios consiste na liberação de feromônios sintéticos por pulverização, armadilhas adesivas, iscas ou sachês, com objetivo de evitar a busca por acasalamento das pragas. Três mecanismos principais podem explicar a técnica de confusão sexual (1) a competição entre o feromônio natural liberado pelos insetos com os feromônios sintéticos aplicados, (2) a camuflagem da pluma de feromônio natural pela homogeneização das altas concentrações de feromônio sintético aplicada no cultivo (3) os insetos podem adaptar sensorialmente aos receptores periféricos ou desenvolver habituação de respostas do sistema nervoso central impedindo as respostas ao feromônio e assim diminuem a capacidade de encontrar o parceiro (Vickers & Baker 1994).

Tabela 1.5. Feromônios registrados no Brasil para uso de controle por comportamento de insetos praga em cultivos de algodão.

Tipo de feromônio	Composição química do feromônio	Praga alvo
Sexual	(Z)- 11- hexadecenal + (Z)-9-hexadecenal + (Z)-7-hexadecenal	<i>H. armigera</i>
Sexual	Acetato de (Z)-11-hexadecenila + acetato de (Z)-7-dodecenil + acetato de (Z)-9-tetradecenila	<i>S. frugiperda</i>
Agregação	Grandlure	<i>A. grandis</i>
Sexual	Gossiplure	<i>P. gossypiella</i>
Sexual	Acetato de (Z)-7-dodecenila	<i>C. includens</i>

Fonte: MAPA (2023).

A técnica atrai e mata, consiste em atrair pragas com feromônios e usar inseticidas para controlar os insetos atraídos (El-Sayed et al. 2009). Essa técnica é utilizada para o controle do bicudo *A. grandis* nos cultivos de algodão. Nela são utilizadas armadilhas de PVC (cloreto de polivinila) contendo o feromônio de agregação, e um inseticida. É recomendado o uso de 14 armadilhas por hectare com espaçamento de 15 a 200 metros (Ridgway et al. 1990).

A técnica atrai e mata, consiste em atrair pragas com feromônios e usar inseticidas para controlar os insetos atraídos (El-Sayed et al. 2009). Essa técnica é utilizada para o controle do bicudo *A. grandis* nos cultivos de algodão. Nela são utilizadas armadilhas de PVC (cloreto de polivinila), tubo mata-bicudo (TMB) contendo o feromônio de agregação, e um inseticida. É recomendado o uso com espaçamento de 30 a 50 metros a cada armadilha (Gallo et al. 2002).

A técnica do push-pull, também conhecida como direcionamento por estímulo inibição, é a mais nova entre aquelas de uso de semioquímicos nos cultivos. Ela consiste na interação de estímulos de repelência e atração, alterando o comportamento das pragas. Os insetos são inibidos ou repelidos das plantas e simultaneamente são atraídos por outro chamariz instalados em outra área onde são capturados

ou eliminados de maneira controlada. Esta técnica requer um maior estudo da interação entre os hospedeiros, inimigos naturais e coespecíficos (Khan et al. 2020).

Entre essas vantagens está o fato dos feromônios serem específicos atuando sobre uma única espécie. Eles não são tóxicos e, portanto, não representam riscos à saúde humana e a outras espécies benéficas como inimigos naturais e polinizadores. Entre as limitações de seu uso está o baixo período de sua ação, muitas vezes eles têm baixa eficiência, alto custo em algumas situações e as diferenças de sensibilidade das populações da praga de diferentes locais a uma determinada formulação do semioquímico (Witzgall et al. 2010).

3.3.5. Controle químico

O controle químico é o principal método usado no controle das pragas de algodão. Se usado corretamente ele é eficiente e de ação rápida. Entretanto, o seu uso inadequado não controla eficientemente às pragas, aumenta o custo de produção causa impactos negativos a organismos benéficos como os inimigos naturais e polinizadores, polui o ambiente e prejudica a saúde das pessoas. No

controle químico podem ser usados produtos organossintéticos (controle químico convencional) ou produtos naturais (controle químico alternativo) (Kuhar et al. 2022, Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a). A seguir descreveremos os principais critérios que devem ser utilizados para uma seleção adequada dos inseticidas e acaricidas a serem usados no controle das pragas nos cultivos de algodão.

O inseticida a ser usado no controle de determinada praga nos cultivos de algodão deve ser registrado no Ministério da Agricultura e Pecuária e no órgão estadual pertinente. Na recomendação deve-se levar em consideração a classe toxicológica do produto que indica seu perigo ao aplicador no momento da aplicação. Outra característica toxicológica importante é a classe de periculosidade ambiental do produto que indica o perigo do pesticida aplicado ao ambiente. Assim, em locais de maiores problemas ambientais como próximo a cursos d'água, instalações, vegetação natural deve-se evitar o uso de produtos de maior periculosidade ambiental (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

As aplicações de inseticidas e acaricidas para o controle de insetos e ácaros em cultivos de algodão só devem ser usadas quando a densidade da praga alvo for igual ou maior que o nível de controle. Essas aplicações são feitas usando pulverizações ou pelo tratamento de sementes. O tratamento de sementes pode ser realizado com inseticidas de ação de contato ou sistêmicos. As sementes devem ser tratadas com inseticidas de contato quando o alvo é uma praga subterrânea. Já as sementes devem ser tratadas com inseticidas sistêmicos quando o alvo é uma praga que ataca a parte aérea da planta de algodão, sobretudo pragas sugadoras da seiva das plantas (pulgões, moscas brancas e percevejos) (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

As pulverizações devem ser aplicadas usando tecnologia adequada e elas devem ser dirigidas para o órgão da planta atacado pela praga. O alvo principal das pulverizações deve ser o estágio (ovo, fases imaturas ou adultos) do ciclo de vida da praga que causa danos à planta de algodão. Além disso, esse estágio da praga tem que estar exposto às

pulverizações, quando isso não acontece o alvo das pulverizações têm que ser os estágios da praga que estão expostos a ação do controle químico. Isso acontece para o bicudo do algodoeiro já que os seus ovos, larvas e pupas se encontram protegidos no interior dos órgãos reprodutivos das plantas de algodão atacados por este inseto. O único estágio do ciclo de vida do bicudo exposto às pulverizações aplicadas é o adulto. Assim, no controle do bicudo do algodão o alvo das pulverizações é o adulto desta praga (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

No controle químico de algumas pragas do algodão pode-se ter mais de um estágio que são alvos das pulverizações. É o que acontece como os Lepidoptera e as moscas brancas. Para os Lepidoptera pragas nos cultivos de algodão o alvo principal é a lagarta (que é o estágio praga) e os alvos secundários são os ovos e adultos desses insetos. Assim, na seleção de inseticidas a serem utilizados no controle de Lepidoptera pragas em cultivos de algodão deve-se selecionar um lagartocida eficiente e se o ataque dessa praga é muito alto pode-se também usar um inseticida

com ação ovicida ou adulticida. Para as moscas brancas os alvos principais são os adultos e ninfas dessa praga e os alvos secundários são os ovos desses insetos (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

Durante os estágios fenológicos das plantas de algodão sua parte aérea tem diferentes tamanhos. Para que se tenha um controle eficiente das pragas é necessário que nas pulverizações realizadas se obtenha uma densidade de gotas aplicadas suficientes para que as pragas quando entrem em contato com os órgãos da planta adquiram uma concentração de inseticidas suficiente para causar a sua mortalidade. Para que isso aconteça geralmente é maior a quantidade de produtos aplicada quando a planta atinge maior tamanho, isso acontece para aqueles inseticidas em que em sua bula é recomendado uma faixa de dose. Além disso, quando as plantas crescem as gotas de pulverização atingem com menor eficiência as partes medianas e basais da parte aérea das plantas. Assim, é muito importante o controle eficiente das pragas quando as plantas algodão estão nos estágios iniciais, quando portanto o custo de

controle é menor e a eficiência de controle é maior. Outro ponto importante é usar uma tecnologia adequada nas pulverizações dos inseticidas (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

Um componente importante nas pulverizações utilizadas para o controle de pragas nos cultivos de algodão são os adjuvantes. Nesse contexto, dois grupos de adjuvantes são muito importante: os desalojantes de pragas e aqueles possibilitam a penetração dos inseticidas no corpo de pragas que possuem camada cerosa na superfície corporal. Os desalojantes são utilizados nas aplicações de inseticidas para o controle do bicudo do algodoeiro. O uso de desalojantes faz com que os adultos do bicudo do algodoeiro saiam dos locais que se encontram escondidos como as brácteas das plantas de algodão. Os adjuvantes contendo enxofre são comercializados como desalojantes, devido principalmente devido a liberação de gases sulfídricos (MAPA 2023). Entretanto, não existem trabalhos científicos comprovando esse efeito. Já entre os adjuvantes que possibilitam a penetração dos inseticidas no corpo de

pragas como os adultos e ninfas das moscas brancas que possuem camada cerosa na superfície corporal estão os óleos vegetais e minerais. Esses óleos aumentam a eficiência dos inseticidas aplicados no controle das moscas brancas, prolongam seu período residual de controle e reduzem seu impacto às populações de inimigos naturais (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

As espécies de insetos e ácaros praga podem variar suas atividades e modificam suas localizações na planta em função do horário do dia. Com relação a esse tipo de comportamento as pragas podem ser divididas em três grupos. No primeiro grupo está a maioria de espécies de insetos e ácaros praga e elas não variam sua localização na planta em função do horário do dia. Portanto, para esse grupo de pragas o horário de aplicação dos inseticidas não interfere na eficiência de controle. No segundo grupo estão as pragas que ficam na superfície na planta nos horários de temperatura amena e ficam escondidas nos horários quentes do dia. Entre essas pragas estão os tripses e as lagartas desfolhadoras. Para esse grupo de

pragas as pulverizações realizadas durante o final do período da tarde e durante à noite aumentam a eficiência de controle. Além dessas pragas, o controle das lagartas broqueadoras dos órgãos reprodutivos das plantas de algodão é mais eficiente quando as pulverizações são realizadas no final do período da tarde ou à noite. No terceiro grupo estão as pragas com maior atividade nas horas do dia com maiores temperaturas (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

A eficiência e velocidade de ação dos inseticidas e acaricidas são características que devem ser usados na seleção dos produtos a serem usados no controle das pragas. Os produtos mais eficientes e de ação rápida são considerados de primeira linha de defesa e eles devem ser usados nas primeiras aplicações para o controle das pragas. Já os produtos de eficiência intermediária e de ação menos rápida como os inseticidas reguladores do crescimento dos insetos são considerados de segunda linha de defesa e eles devem ser utilizados nas aplicações dos produtos de primeira linha. Finalmente os produtos de menor eficiência e de

ação lenta como ocorre com os inseticidas microbianos fazem parte da terceira linha de defesa e eles devem ser usados nas últimas aplicações de controle das pragas (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

O uso da seletividade de inseticidas possibilita que as pragas sejam mais atingidas pelos produtos aplicados e se preserve as populações de espécies benéficas como os inimigos naturais e polinizadores. Assim, produtos com seletividade fisiológica como as diamidas, inseticidas reguladores do crescimento dos insetos e produtos microbianos possuem essas características. Por outro lado, o uso de práticas que reduza o contato dos inseticidas e acaricidas aplicados com espécies benéficas são importantes ferramentas na seletividade ecológica. Entre essas práticas, estão a aplicação de pulverizações em horários de temperatura mais amena quando é menor a atividade dos inimigos naturais e polinizadores, uso de óleo mineral ou vegetal como adjuvante, o sistema de tomada de decisão de controle e aplicações via solo possibilitam maior preservação das populações de

espécies benéficas (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

No controle químico de pragas é importante o manejo da resistência das pragas aos inseticidas e acaricidas. Isso deve ser feito para se retardar a seleção de populações de pragas resistentes a esses produtos. No manejo da resistência das pragas aos inseticidas é importante o uso de outros métodos além do químico, uso de sistema de tomada de decisão de controle, detecção de populações de pragas resistentes aos inseticidas e rotação de produtos de diferentes modos de ação. Entre as pragas mais importantes nos cultivos de algodão existem relatos de resistência a inseticidas ao pulgão *A. gossypii*, ao bicudo do algodoeiro *A. grandis*, a mosca branca *B. tabaci*, a lagarta falsa medideira *C. includens*, a lagarta das maçãs *C. virescens* e *H. armigera* (Horowitz et al. 2020, Hussain et al. 2015, Oliveira-Marra et al. 2019, Stacke et al. 2019, Walsh et al. 2022, Wang et al. 2021).

A forma mais comum de uso de inseticidas e acaricidas no controle de pragas nos cultivos de

algodão é em misturas. Essas misturas podem ser de produtos comerciais ou de tanque. Se o cotonicultor optar pelo uso de misturas ela deve conter ingredientes ativos que são eficientes para as pragas alvo, além disso é importante o local de aplicação (solo ou na parte aérea da planta). Por exemplo, para o tratamento de sementes que visem o controle de pragas que atacam a parte aérea das plantas a mistura só deve conter inseticidas que são sistêmicos para que eles transloquem para a parte aérea da planta e assim atinjam os alvos desejados (Picanço et al. 2014b, Picanço et al. 2022a).

4. Desafios para o controle eficiente e sustentável das pragas nos cultivos de algodão

Devido a avanços tecnológicos e exigências da sociedade consumidora deverão ocorrer avanços nos sistemas produtivos e nos programas de controle de pragas. Para que isso aconteça existem muitos desafios a serem enfrentados pelos programas de manejo integrado de pragas. Uma das mudanças que está ocorrendo nos sistemas produtivos

agrosilvopastoril de todo o mundo é o estabelecimento de processos de certificação dos produtos. Na certificação os produtos têm que ser produzidos de acordo com normas técnicas adequadas e ambientalmente sustentáveis. Nesse contexto, os produtos tem que serem produzidos de forma a preservar o ambiente, seguir critérios ambientais e sociais adequados. Portanto com os avanços dos sistemas de certificação o controle de pragas nos cultivos de algodão deverá ser feito usando sistema de tomada de decisão e os métodos de controle deverão ser sustentáveis (Picanço et al. 2016, 2022b).

As inovações que deverão acontecer nos programas de manejo integrado de pragas deverão atingir tanto produtos, processos de sua produção e educativos. Com relação aos produtos o uso de drones e sensores serão cada vez mais utilizados pelos produtores e técnicos na tomada de decisão e aplicação dos métodos de controle de pragas. Além disso, os celulares por sua boa capacidade de processamento de dados, poder de comunicação e conexão com a internet é uma ferramenta que cada

vez mais será utilizada nesses processos (Picanço et al. 2016, 2022b).

Os sistemas especialistas, ferramentas de inteligência artificial, automação e de agricultura de precisão serão cada vez mais utilizados nos programas de manejo integrado de pragas. Os sistemas especialistas são softwares que simulam a atuação de especialistas nas diversas áreas técnico-científicas e nos programas de manejo integrado de pragas eles serão utilizados na diagnose, tomada de decisão e na seleção de métodos de controle eficientes e sustentáveis. Já a inteligência artificial são programas de informática que simulam a mente humana. Essas ferramentas cada vez mais serão utilizadas nas pesquisas para o estabelecimento dos componentes dos programas de controle de pragas e em suas atividades. Além disso, processos de automação na diagnose de pragas, tomadas de decisão e aplicação dos métodos de controle também serão realizadas (Picanço et al. 2016, 2022b).

Outros setores importantes que avançarão cada vez mais são os de educação e de comunicação.

Nessas áreas irão acontecer tanto ações presenciais com de comunicação e educação à distância. Nessas ações estudantes, agricultores, produtores rurais, técnicos do setor e pesquisadores estarão envolvidos. Nestes processos o uso das mídias sociais ferramentas tecnológicas e de educação à distância serão cada vez mais utilizadas para promoverão comunicação cada vez mais rápida eficiente e reduzir seus custos (Picanço et al. 2016, 2022b).

Às mudanças climáticas globais previstas e o aumento da produtividade nos cultivos agrícolas afetarão em muito os programas de manejo integrado de pragas. Devido ao aumento da temperatura do ar e prolongamento do período do ano com baixa intensidade de chuvas haverá o aumento da intensidade de ataque de vários grupos de pragas e a diminuição do ataque de outros grupos de pragas. Por outro lado, os sistemas de tomada de decisão de controle das pragas sofrerão grandes mudanças que possibilitem decisões melhores, rápidas, econômicas e adequadas ao usuário (Picanço et al. 2016, 2022b).

Os desafios e inovações nos programas de manejo integrado de pragas nos cultivos de algodão ocorrerão em todos os seus componentes. Isto é, na diagnose, tomada de decisão e métodos de controle das pragas. No componente diagnose é necessário a proposição de sistemas e redes inteligentes de identificação das pragas, sistemas de previsão do ataque de pragas e realização de pesquisas sobre a dinâmica das populações de pragas e inimigos naturais diante das mudanças climáticas globais previstas. No componente tomada decisão de controle é necessário a determinação de planos de amostragem e índices de tomada de decisão adaptados aos sistemas atuais de cultivo de algodão. Além disso, é importante a proposição de sistemas especialistas de tomada de decisão precisa, econômica e rápida de controle das pragas nos cultivos de algodão. Já com relação aos métodos de controle é importante a seleção de métodos eficientes, econômicos, sustentáveis e adaptados aos diversos sistemas de cultivo de algodão (Picanço et al. 2016, 2022b).

5. Referências

Ahmad A., Ghouri M.A., Jamil A., Khan S.H., Ahmad N., Mehboob-ur-Rahman. (2022). First-generation transgenic cotton crops. In: Mehboob-ur-Rahman, Zafar Y., Zhang, T. Cotton precision breeding. Cham: Springer. p.229-256.

Ahmad M., Muhammad W., Sajjad A. (2020). Ecological management of cotton insect pests. In: Ahmad S., Hasanuzzaman M. (Eds.). Cotton production and uses - Agronomy, crop protection, and postharvest technologies. Singapore: Springer. p. 213-238.

Allen K.C., Luttrell R.G., Sappington T.W., Hesler L.S., Papiernik S.K. (2018). Frequency and abundance of selected early-season insect pests of cotton. *Journal of Integrated Pest Management*, 9(1), doi: 10.1093/jipm/pmy010.

Araújo T.A., Araújo L.H.A., Silva N.R., Luz C.E.A., Silva É.M., Moreira M.D., Suinaga F., Picanço M.C., Bastos C.S. (2019). Standardized sampling plan for *Aphis gossypii* based on the cotton cultivar, plant phenology and crop size. *Journal of Applied Entomology*, 143(8), 893-901.

Arif M.J., Rafiq M., Ghaffar A., Sial A.A., Javed N. (2006). Impact of plant spacing and abiotic factors on population dynamics of sucking insect pests of cotton. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 9(7), 1364-1369.

Bacci L., Picanço M.C., Queiroz R.B.; Silva E.M. (2007). Sistemas de tomada de decisão de controle dos principais grupos de ácaros e insetos-praga em hortaliças no Brasil. In: Zambolim L., Lopes C.A., Picanço M.C., Costa H. Manejo Integrado de doenças e pragas: Hortaliças. Viçosa: UFV, p.423-462.

Beasley R.M., Adams W.G. (1995). Use of cultural practices in insect pest management in cotton. In: Cultural practices used in insect pest management. Boca Raton: CRC Press. p.53-71.

Bélot J.L. (2015). O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: Biologia e medidas de controle. Cuiabá: IMAmt. 254p.

Bélot J.L., Vilela P.M.C.A. (2020). Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso. 4 ed. Cuiabá: IMAmt. 461p.

Bordini I., Ellsworth P.C., Naranjo S.E., Fournier A.(2021). Novel insecticides and generalist predators support conservation biological control in cotton. *Biological Control*, 154, 104502.

Chamuene A., Araújo T.A., Silva G., Costa T.L., Berger P.G., Picanço M.C. (2018). Performance of the natural mortality factors of *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae) as a function of cotton plant variety and phenology. *Environmental Entomology*, 47(2), 440-447.

Chamuene A., Araújo T.A., Lopes M.C., Pereira R.R., Berger P.G., Picanço M.C. (2020). Investigating the natural mortality of *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae) on cotton crops in tropical regions using ecological life tables. *Environmental Entomology*, 49(1), 66-72.

Dar W.D., Sharma H.C., Thakur R.P., Gowda C.L.L. (2006). Developing varieties resistant to insect pest and diseases: An eco-friendly approach for pest management and environment protection. *Crop Research and Environmental Challenges*. 1-6 pp.

Denton S., Raper T., Stewart S., Dodds D. (2023). Cover crop termination timings and methods effect on cotton (*Gossypium hirsutum* L.) development and yield. *Crop, Forage & Turfgrass Management*, 9(1), e20206.

Dickens J.C. (1989). Green leaf volatiles enhance aggregation pheromone of boll weevil, *Anthonomus grandis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 52(3), 191-203.

El-Ghany N.M.A. (2019). Semiochemicals for controlling insect pests. *Journal of Plant Protection Research*, 59(1), doi: 10.24425/jppr.2019.126036.

El-Sayed A.M., Suckling D.M., Byers J.A., Jang E.B., Wearing C.H. (2009). Potential of "lure and kill" in long-term pest management and eradication of invasive species. *Journal of Economic Entomology*, 102(3), 815-835.

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2023). FAOSTAT: Food and agriculture data. Disponível em <https://www.fao.org/faostat/en/#home>. Acesso em 25/09/2023.

Fiedler A.K., Landis D.A., Wratten S.D. (2008). Maximizing ecosystem services from conservation biological control: the role of habitat management. *Biological Control*, 45(2), 254-271.

Gallo D., Nakano O., Silveira Neto S., Carvalho R.P.L., Baptista G.C., Berti Filho E., Parra J.R.P., Zucchi R.A., Alves S.B., Vendramin J.D., Marchini L.C., Lopes J.R.S., Omoto C. (2002). *Entomologia agrícola*. Piracicaba: FEALQ. 920p.

Hariprasad K.V., van Emden H.F. (2010). Mechanisms of partial plant resistance to diamondback moth (*Plutella xylostella*) in brassicas. *International Journal of Pest Management*, 56(1), 15-22.

Heimpel G.E., Mills N.J. (2017). *Biological control*. Cambridge University Press.

Horowitz A.R., Ghanim M., Roditakis E., Nauen R., Ishaaya I. (2020). Insecticide resistance and its management in *Bemisia tabaci* species. *Journal of Pest Science*, 93, 893-910.

Howell C.R. (2006). Understanding the mechanisms employed by *Trichoderma virens* to effect biological control of cotton diseases. *Phytopathology*, 96(2), 178-180.

Hussain D., Saleem M., Ghouse G., Abbas M. (2015). Insecticide resistance in field populations of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Entomological Science*, 50(2), 119-128.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. (2023). PAM - Produção Agrícola Municipal. Disponível em <https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9117-producao-agricola-municipal-culturas-temporarias-e-permanentes.html>. Acesso em 07/03/2023.

Khan, Z. R.; Midega, C. A. O.; Pittchar J. O.; Murage A. W.; Birkett, M. A., Bruce, T. J.A.; Pickett, J. A. Achieving food security for one million sub-Saharan African poor through push-pull innovation by 2020. *Philosophical Transactions of the Royal Society B* 2014, 369, 20120284.

Kuhar T.P., Philips C., Wallingford A., Aigner J.D., Wimer A. (2022). Chemical control. In: *Insect pests of potato*. Academic Press. p.201-218.

Luo S., Naranjo S.E., Wu K. (2014). Biological control of cotton pests in China. *Biological Control*, 68(1), 6-14.

MAPA - Ministério da Agricultura e Pecuária. (2023). AGROFIT: Sistemas de agrotóxicos fitossanitários. Disponível em

https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em 25/09/2023.

Miranda J.E., Borin A.L.D.C., Ferreira A.C.B., Nascimento Neto O.G. (2015). Amostragem de percevejos castanhos em solos cultivadas com algodoeiro. In: Anais do X Congresso Brasileiro do Algodão. Brasília: ABRAPA, p.240-243.

Mitchell C., Brennan R.M., Graham J., Karley A.J. (2016). Plant defense against herbivorous pests: exploiting resistance and tolerance traits for sustainable crop protection. *Frontiers in Plant Science* 7: doi 10.3389/fpls.2016.01132.

Montecelli A., Liuti A., Freire E.C., Yamaoka R.S., Almeida W.P., Lellis O., Montecelli P., Correia A.S. (2022). Resultados do projeto viabilidade técnica e econômica de um novo modelo para retomada do algodão no Paraná: SAFRA 2021/2022. Ibiporã: Acopar. 25p.

Naeem-Ullah U., Ramzan M., Bokhari S.H.M., Saleem A., Qayyum M.A., Iqbal N., Rahman M.H., Fahad S., Saeed S. (2020). Insect pests of cotton crop and management under climate change scenarios. In: Fahad S., Hasanuzzaman M., Alam M., Ullah H., Saeed M., Khan I.A., Adnan M. (Eds.). *Environment, climate, plant and vegetation growth*. p.367-396.

Nagrare V.S., Naikwadi B., Deshmukh V., Kranthi S. (2018). Biology and population growth parameters of the cotton mealybug, *Phenacoccus solenopsis* Tinsley

(Hemiptera: Pseudococcidae), on five host plant species. *Animal Biology*, 68(4), 333-352.

Ofuya T.I., Okunlola A.I., Mbata G.N. (2023). A review of insect pest management in vegetable crop production in Nigeria. *Insects*, 14(2), doi 10.3390/insects14020111.

Oliveira L.J., Ávila C.J., Nunes Jr J., Santos A.A., Bueno A.F. (2006). Percevejo-castanho em sistemas de produção de grãos e algodão. In: Resultados de Pesquisa da Embrapa Soja 2006. Londrina: Embrapa. p.97-102.

Oliveira-Marra S.O.D., Guedes R.N.C., Bastos C.S., Marra P.H.A., Vivan L.M., Zanine A.M.(2019). Insecticide resistance and control failure likelihood among populations of the boll weevil (*Anthonomus grandis*) from Mato Grosso (Brazil). *Acta Scientiarum. Agronomy*, 41, e42714.

Painter R.H. (1951). Insect resistance in crop plants. Lawrence: The University Press of Kansas. 520p.

Palle S.R., Campbell L.M., Pandeyal D., Puckhaber L., Tollack, L.K., Marcel S., Sundaram S., Stipanovic R.D., Wedegaertner T.C., Hinze L., Rathore K.S. (2013). RNAi-mediated Ultra-low gossypol cottonseed trait: performance of transgenic lines under field conditions. *Plant Biotechnology Journal*,11, 296–304.

Panda N., Khush G.A. (1995). Host plant resistance to insects. Wallingford: CAB international. 431p.

Parra J.R.P. (2023). Biological control in Brazil: state of art and perspectives. *Scientia Agricola*, 80, e20230080.

Parra J.R.P., Botelho P.S.M., Corrêa-Ferreira B.S., Bento J.M.S. (2002). Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores. Barueri: Manole. 635p.

Pedigo L.P., Rice M.E., Krell R.K. (2021). Entomology and pest management. 7ed. Long Grove: Waveland, 584p.

Picanço M.C., Arcanjo L.P., Picanço M.M., Guedes A.G. (2022b). Controle químico de percevejos. In: Picanço M.C., Carmo D.G., Picanço M.M., Arcanjo L.P.; Paes S.P. (Eds.). Programas de manejo integrado de percevejos em cultivos de soja e milho. Viçosa: UFV. p.28-55.

Picanço M.C., Galdino T.V.S., Silva R.S., Benevenuto J.S., Bacci L., Pereira R.R., Dionizio M.D. (2014a). Manejo integrado de pragas. In: Zambolim L., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. Viçosa: UFV, p.389-436.

Picanço M.C., Leite G.L.D., Mendes M.C., Borges V.E. (1999). Ataque de *Atarsocoris brachiariae* Becker, uma nova praga das pastagens em Mato Grosso, Brasil. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 34(5), 885-890.

Picanço M.C., Picanço M.M., Silva R.S. (2022a). Implementation challenges of integrated pest

management programs in agricultural systems. In: Topics in agricultural entomology. Atena: Ponta Grossa, p.36-42.

Picanço M.C.; Morais E.G.F., Silva G.A., Barros R., Sousa Jr. R.C., Chediak M., Moreira M.D. (2014b). Controle químico de pragas. In: Zambolim L., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. Viçosa: UFV. p.355-370.

Ridgway R.L., Inscoe M.N., Dickerson W.A. (1990). Role of the boll weevil pheromone in pest management. In: Ridgway R.L., Silverstein R.M., Inscoe M.N. (Eds.). Behavior modifying chemicals for insect management. New York: Marcel Dekker. p.437-471.

Ridgway R.L., Lloyd E.P., Cross W.H. (1983). Cotton insect management with special reference to the boll weevil. Washington: USDA. 591p.

Sharma H C, Agarwal R A. (1983). Factors affecting genotypic susceptibility to spotted bollworm (*Earias vittella* Fab.) in cotton. Insect Science and its Application 4, 363-372.

Showler A.T., Greenberg S.M., Scott Jr A.W., Robinson J.R.C. (2005). Effects of planting dates on boll weevils (Coleoptera: Curculionidae) and cotton fruit in the subtropics. Journal of Economic Entomology, 98(3), 796-804.

Silvie, P. J., Renou, A., & Badji, C. A. (2006). Controle das pragas do algodão por práticas culturais e manipulação do habitat. *Revista Brasileira de Oleaginosas e Fibrosas*, 10(3), 1183-1196.

Soares J.J., Busoli A.C., Yamamoto P.T. (1994). Efeito de práticas culturais de pós-colheita sobre populações do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 29(3), 375-379.

Sogawa K., Pathak M.D. (1970). Mechanisms of brown planthopper resistance in Mudgo variety of rice (Hemiptera: Delphacidae). *Applied Entomology and Zoology* 5: 145-158.

Sousa J.M.A., Matta D.H. (2019). Conservative biological control: herbaceous plants on diversity and abundance of Dermaptera in colored cotton. *EntomoBrasilis*, 12(3), 132-140.

Sujii E.R., Beserra V.A., Ribeiro P.H., Silva-Santos P.V., Pires C.S.S., Schmidt F.G. V., Fontes E.M.G., Laumann, R.A. (2022). Community of natural enemies and natural biological control of the aphid *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) and cotton leafworm *Alabama argillacea* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) in the cotton crop. *Arquivos do Instituto Biológico*, 74, 329-336.

Summy K.R., King E.G. (1992). Cultural control of cotton insect pests in the United States. *Crop Protection*, 11(4), 307-319.

Tillman G., Schomberg H., Phatak S., Mullinix B., Lachnicht S., Timper P., Olson D. (2004). Influence of cover crops on insect pests and predators in conservation tillage cotton. *Journal of Economic Entomology*, 97(4), 1217-1232.

Vandervoet T.F., Ellsworth P.C., Carrière Y., Naranjo S.E. (2018). Quantifying conservation biological control for management of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in cotton. *Journal of Economic Entomology*, 111(3), 1056-1068.

Vickers N.J., Baker T.C. (1994). Reiterative responses to single strands of odor promote sustained upwind flight and odor source location by moths. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA* 91, 5756-5760.

Walsh T.K., Heckel D.G., Wu Y., Downes S., Gordon K.H.J., Oakeshott J.G. (2022). Determinants of insecticide resistance evolution: comparative analysis among Heliothines. *Annual Review of Entomology*, 67, 387-406.

Wang Q., Rui C., Wang L., Nahiyoon S.A., Huang W., Zhu J., Ji X., Yang Q., Yuana H., Cui L. (2021). Field-evolved resistance to 11 insecticides and the mechanisms involved in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *Pest Management Science*, 77(11), 5086-5095.

Witzgall P., Kirsch P., Cork A. (2010). Sex pheromones and their impact on pest management. *Journal of Chemical Ecology*, 36, 80-100.

Zambolim, L., Picanço, M. (2009). *Controle biológico: pragas e doenças: exemplos práticos*. Viçosa: UFV. 310p.

Zaviezo T., Muñoz A.E. (2023). Conservation biological control of arthropod pests using native plants. *Current Opinion in Insect Science*, 56, doi 10.1016/j.cois.2023.101022.

CAPÍTULO 2

Sistemas de tomada de decisão de controle de pragas em cultivos de algodão

Marcelo C. Picanço, Daiane G. Carmo, Natália S. Ribas, Guilherme P. Pancieri, Emílio S. Pimentel, Samara A. Carvalho, Flaviane R. Carvalho

1. Introdução

Os sistemas de tomada de tomada de decisão de controle são partes essenciais dos programas de manejo integrado das pragas nos cultivos. O uso desses sistemas possibilita a realização de controle das pragas antes que elas causem danos econômicos. Além disso, o seu uso possibilita a seleção local de métodos que sejam eficientes no controle das pragas nos cultivos. Muitas pessoas sem conhecimento sobre esse assunto imaginam que o uso dos sistemas de tomada de decisão no controle de pragas é uma perda de tempo e dinheiro. Porém, elas estão totalmente erradas quando pensam dessa forma! Os sistemas de tomada de decisão são de execução rápida (as vezes alguns minutos por hectare), de baixo custo (poucos

reais por hectare) e altamente confiáveis quando eles são determinados usando critérios científicos adequados (Bacci et al. 2007, Pedigo et al. 2021, Picanço et al. 2014).

Pesquisas atuais realizadas em cultivos no Brasil tem se verificado que a cada quatro decisões de controle de pragas sem o uso desses sistemas três estão erradas! Portanto, o seu uso garante a obtenção de altas produtividades, valoriza a atuação dos profissionais envolvidos nesse mercado de trabalho. Além disso, muitas empresas que atuam no mercado agrossilvopastoril em todo o mundo imaginam que a venda de produtos usados no controle de pragas, doenças e plantas daninhas diminuiria com o uso de sistemas de sistemas de tomada de decisão. Fato esse que não acontece! Pois no uso de métodos de controle sem a adoção de sistemas de tomada de decisão dois erros acontecem. O primeiro e o mais grave deles é o de se deixar de controlar pragas que estão causando danos econômicos e cuja alta intensidade de ataque não é percebida sem o uso de sistemas de tomada de decisão. O segundo erro é o de controlar pragas que

causam injúrias muito visíveis (como os desfolhadores) quando eles não estão causando danos econômicos (Bacci et al. 2007, Pedigo et al. 2021, Picanço et al. 2014).

Assim, nesse capítulo de livro será abordado sobre os componentes dos sistemas tomada de decisão de controle de pragas, os planos de amostragem de pragas e inimigos naturais, os índices de tomada de decisão de controle de pragas e as inovações e desafios para os sistemas de tomada de decisão de controle de pragas em cultivos de algodão.

2. Componentes dos sistemas tomada de decisão de controle de pragas

Os sistemas de tomada de decisão de controle de pragas têm dois componentes: os planos de amostragem e os índices de tomada de decisão. Os planos de amostragem são usados para determinar as densidades das pragas e dos inimigos naturais nas lavouras. Já os índices de tomada de decisão indicam se as populações de pragas e de inimigos naturais nas

lavouras estão baixas ou não (Bacci et al. 2007, Lopes et al. 2019a).

Os sistemas de tomada de decisão de controle das pragas têm duas funções. A primeira delas é tomar decisões de controle ou não das pragas. A segunda delas é selecionar localmente métodos eficientes no controle das pragas. Nessa seleção quando se aplica métodos eficientes ocorre redução das populações das pragas para densidades que não causem danos econômicos. Isso pode ser verificado quando se realiza amostragens das densidades das pragas antes e após a aplicação dos métodos de controle (Pedigo et al. 2021, Picanço et al. 2014).

3. Planos de amostragem de pragas e inimigos naturais

Os planos de amostragem podem ser convencionais ou sequenciais. Os planos de amostragem convencionais possuem um número de amostras fixo por talhão. Ele é o plano padrão para amostragem das populações de pragas e de inimigos naturais nos cultivos. Os planos de amostragem

convencional são usados nas determinações dos índices de tomada de decisão e na validação dos planos de amostragem sequencial (Bacci et al. 2007, Lopes et al., 2019b, Pereira et al. 2017, Pinto et al. 2017).

Os planos de amostragem devem ser precisos e representativos da densidade absoluta das pragas nos cultivos. A precisão dos componentes dos planos de amostragem é medida pela variância relativa das densidades avaliadas. Essas variâncias relativas devem ter valores menores que 25%. Além disso, os planos de amostragem devem ser de execução simples, rápida e de baixo custo. A duração máxima de execução de um plano de amostragem é um período do dia (manhã ou tarde). O ideal é que eles tenham duração de até uma hora. O tempo de execução dos planos de amostragem tem dois componentes. O primeiro componente é o tempo gasto para percorrer o talhão e o segundo é o tempo para avaliação das amostras (Araújo et al. 2019, Bacci et al. 2007, Moura et al. 2007, Pedigo & Buntin 1993).

Muitas pessoas erroneamente imaginam que o principal componente do tempo de execução dos

planos de amostragem é o tempo de avaliação das amostras. Assim elas pensam que os planos de amostragem com menor número de amostras são melhores por serem de execução rápida e conseqüentemente com menores custos para sua execução. Porém isso não acontece! Cerca de 70 a 90% do tempo de amostragem é gasto para se percorrer cada talhão. Por outro lado, um número de amostragem muito pequeno faz com que as densidades das pragas determinadas pelos planos de amostragem tenham um grande erro e elas não representam as densidades absolutas das pragas nas lavouras (Araújo et al. 2019, Lopes et al. 2019b, Santos et al. 2021).

Os componentes dos planos de amostragem são os talhões, unidade e técnica amostral, característica avaliada, número de amostras por talhão e frequência de amostragem. Para avaliação da intensidade de ataque de pragas as áreas das lavouras devem ser divididas em talhões variam de menos de 1 hectare a até 100 hectares. Os talhões devem possuir características uniformes como mesma topografia, cultivar, espaçamento, sistema de cultivo. O talhão

usado para outras atividades nos cultivos como controle da produtividade, manejo de doenças, plantas daninhas e da nutrição das plantas deve ser o mesmo usado para avaliação da intensidade de ataque das pragas (Araújo et al. 2019, Bacci et al. 2007, Picanço et al. 2014).

A unidade amostral representa o órgão da planta atacado pela praga. Assim para pragas subterrâneas a unidade amostral é a raiz da planta. Para pragas que atacam o caule, folhas, flores e frutos a unidade amostral é cada um desses órgãos da planta. Já a técnica é o aparato usado na avaliação da intensidade de ataque das pragas na unidade amostral. A técnica mais usada na avaliação da intensidade de ataque das pragas nos cultivos é a contagem direta. Nessa técnica a avaliação da intensidade de ataque é realizada sem o uso de nenhum aparato. Entretanto outros aparatos como lupas, bandejas, armadilhas, pano e rede também podem ser utilizadas na avaliação das populações de pragas e seus inimigos naturais nas lavouras (Bacci et al. 2007, Huber et al. 1979, Pedigo & Buntin 1993, Sosa & Almada 2015).

A característica avaliada nos planos de amostragem pode ser a injúria da praga ou a densidade do inseto ou ácaro. A escolha da característica a ser avaliada depende da precisão, representatividade e tempo gasto na sua avaliação. Assim, a característica que possibilite a avaliação de dados com maior precisão, maior representatividade da densidade absoluta e que gaste menor tempo de amostragem deve ser a escolhida (Bacci et al. 2007, Gusmão et al. 2005, Pedigo & Buntin 1993).

O número de amostras por talhão deve possibilitar a determinação de densidade da praga com um erro menor possível. O erro máximo aceitável nessas determinações é de 25%. O erro escolhido para determinação do número de amostras deve ser o menor possível e a ele deve estar associado um baixo número de amostras do plano de amostragem. Já a frequência de amostragem deve possibilitar a avaliação da população da praga antes que ela cause danos econômicos. A frequência de amostragem mais usada nos planos de amostragem é a avaliação das populações de pragas uma vez por semana. Em casos

de pragas severas e em períodos críticos de controle das pragas essas amostragens podem ser realizadas até três vezes por semana (Araújo et al. 2019, Bacci et al. 2007, Southwood 1978).

4. Índices de tomada de decisão de controle de pragas

Os índices de tomada de decisão são usados para determinar se as populações das pragas e dos inimigos naturais estão baixas ou altas nas lavouras. Os dois principais índices usados nessas determinações para as pragas são o nível de dano econômico e o nível de controle. O nível de dano econômico é a menor densidade da praga capaz de causar danos econômicos nas lavouras. Esse é o índice tomada de decisão mais usado nos programas de manejo integrado de pragas. O nível de dano econômico é diretamente proporcional ao custo de controle da praga e inversamente proporcional ao valor da produção dos cultivos. Já o nível de controle corresponde a uma densidade da praga menor que o nível de dano econômico. Quando a densidade da

praga atinge o nível de controle deve ser aplicado um método de controle para se evitar que a população desse organismo ultrapasse o nível de dano econômico. O nível de controle é diretamente proporcional ao nível de dano econômico e a velocidade de ação do método de controle. Por outro lado, o nível de controle é inversamente proporcional a severidade do dano causado pela praga. Para pragas severas como as pragas diretas (aquelas que atacam o órgão da planta comercializado) e aquelas que são vetoras de doenças para as plantas os níveis de controle são menores (Bacci et al. 2007, Higley & Pedigo 1996, Picanço et al. 2014).

5. Planos de amostragem das populações das pragas em cultivos de algodão

Os planos de amostragem usados na avaliação das intensidades de ataque das pragas nos cultivos de algodão são convencionais. Neles as áreas das lavouras de algodão devem ser divididas em talhões com características uniformes. Esses talhões devem ter até 150 hectares. O ideal é que eles tenham até 20

hectares. Nos talhões deve-se caminhar de forma que toda a sua área seja avaliada. O ideal é que os pontos de avaliação das amostras sejam georreferenciados. Deve-se avaliar 58 plantas em cada talhão (Araújo et al. 2019, Bacci et al. 2007, Matthews & Miller 2021, Picanço et al. 2014).

Em cada planta a intensidade de ataque de cada praga deve ser avaliada numa unidade amostral usando uma técnica de amostragem. As características avaliadas devem ser anotadas em uma planilha. Essa planilha pode ser eletrônica ou de papel. Nas Tabelas 2.1 e 2.2 estão listadas as unidades amostrais, técnicas amostrais e características avaliadas nos planos de amostragem de pragas nos cultivos de algodão. Além disso, deve-se anotar o estágio fenológico das plantas de algodão. A frequência de realização das amostragens das intensidades de ataque das pragas nos cultivos de algodão deve ser semanal. Porém em épocas críticas de ataque de pragas como acontece no início dos cultivos de algodão e no estágio reprodutivo dessas plantas pode-se realizar amostragens até três vezes por semana (Araújo et al. 2019, Bacci et al. 2007, Matthews & Miller 2021, Picanço et al. 2014).

Tabela 2.1. Unidade amostral, técnica de amostragem e características avaliadas nos planos de amostragem de pragas nos cultivos de algodão.

Praga	Unidade amostral	Técnica de amostragem	Característica avaliada	Rf*
Percevejo castanho	Raízes	Contagem direta	Praga	1
Broca do algodoeiro	Soqueira	Contagem direta	Praga ou injúrias	2
Curuquerê do algodão	3ª folha apical expandida	Contagem direta	Ovos ou lagartas	2
Lagarta falsa medideira	Folhas dos terços	Contagem direta	Lagartas ou desfolha	3
Acaro branco	3ª folha apical expandida	Contagem direta	Acaros	4
Acaro rajado	3ª folha apical expandida	Contagem direta	Acaros	4
Tripes	Folhas apicais	Bandeja ou contagem direta	Tripes	2, 4

* Rf = Referências: 1 = Miranda et al. (2015), 2 = Bastos et al. (2006), 3 = Funichello et al. (2019), 4 = Miranda (2010).

Tabela 2.2. Unidade amostral, técnica de amostragem e características avaliadas nos planos de amostragem de pragas nos cultivos de algodão.

Praga	Unidade amostral	Técnica de amostragem	Características avaliadas	Rf*
Mosca branca	Folhas do terço apical	Contagem direta	Moscas brancas	1
Percevejos	Flores apicais	Contagem direta	Percevejos e injúrias	2
Pulgão do algodoeiro	Folhas apicais	Contagem direta	Pulgões	3
Bicudo do algodoeiro	Flores do terço apical	Contagem direta ou armadilha com feromônio	Flores com danos ou	4
Lagarta das maçãs	Estruturas reprodutivas	Contagem direta	Ovos ou lagartas	5
Lagarta do cartucho	Estruturas reprodutivas	Contagem direta e armadilha com feromônio	Lagartas	5
Lagarta rosada	Maçãs do terço inferior	Contagem direta ou armadilha com feromônio	Lagartas ou maçãs atacadas	5

* Rf = Referências: 1 = Sequeira & Naranjo (2008), 2 = Bleicher et al. (1981), 3 = Araújo et al. (2019), 4 = Oliveira et al. (2022), 5 = Bastos et al. (2006).

Na Figura 2.1 são apresentadas as principais técnicas usadas na amostragem das pragas nos cultivos de algodão. A técnica mais utilizada é a contagem direta. Nessa técnica não é usado nenhum aparato e durante a sua realização são avaliadas as densidades das pragas ou as injúrias causadas por elas (Figura 1A). Essa técnica é usada nos cultivos de algodão para a avaliação da intensidade de ataque do percevejo castanho, broca do algodoeiro, curuquerê do algodão, lagarta falsa medideira, ácaro, branco, ácaro, rajado, mosca, branca, percevejos, pulgão do algodoeiro, bicudo do algodoeiro, lagarta das maçãs, lagarta do, cartucho e lagarta, rosada. A técnica de contagem direta também pode ser utilizada na avaliação das densidades dos inimigos naturais nos cultivos de algodão. A avaliação das populações desses organismos benéficos possibilita a determinação do impacto dos sistemas de cultivo e dos métodos de controle sobre eles (Bacci et al. 2007, Matthews & Miller 2021, Pedigo & Buntin 1993).

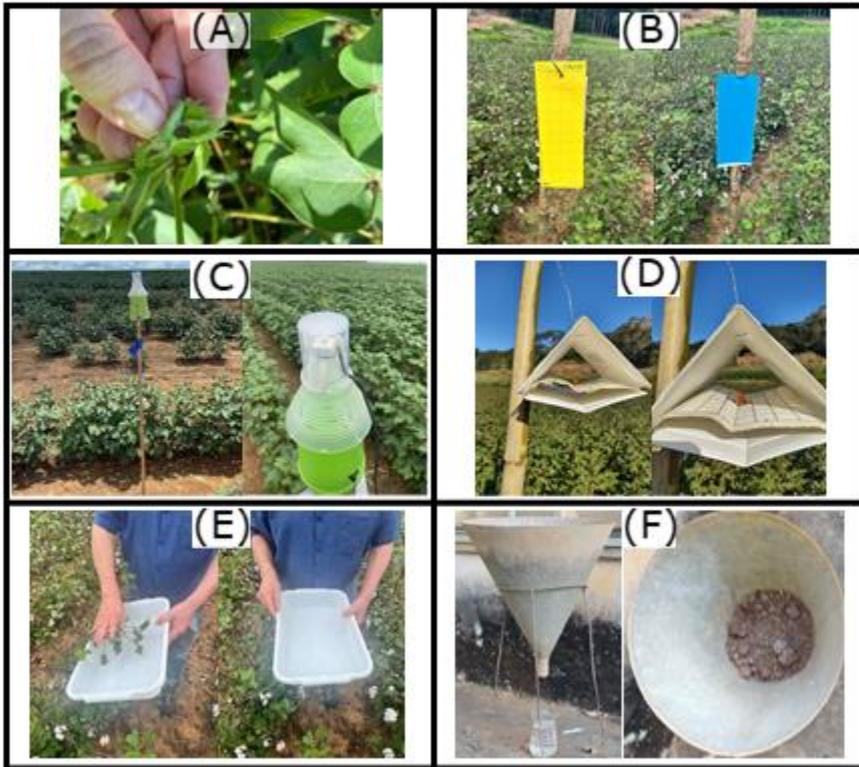


Figura 2.1. Técnicas usadas na amostragem de pragas e inimigos naturais nos cultivos de algodão. (A) contagem direta, (B) armadilhas adesivas amarela e azul, (C) armadilha com feromônio de agregação do bicudo do algodoeiro, (D) armadilha com feromônio sexual para amostragem de machos adultos de Lepidoptera, (E) bandeja plástica branca e (F) funil berlezel.

As armadilhas adesivas são utilizadas para avaliação de insetos que estão voando acima das plantas. A armadilha adesiva amarela é usada na amostragem de moscas brancas e pulgões. Já a armadilha adesiva azul é usada na amostragem dos tripses (Figura 1B).

A segunda técnica mais utilizada para avaliação da intensidade de ataque das pragas nos cultivos de algodão são as armadilhas com feromônios. Nessa técnica é o usado o feromônio de agregação do bicudo do algodoeiro. Nessas armadilhas de cor verde são capturados adultos do bicudo do algodoeiro (Figura 1C) (Silva 2002, Spurgeon & Raulston 2006). Também são utilizadas armadilhas com feromônios sexuais para amostragem para os Lepidoptera pragas. Nesse contexto são usados feromônios sexuais para a avaliação da intensidade de ataque da lagarta do cartucho e da lagarta rosa. Nessa armadilha são atraídas mariposas do sexo masculino as quais ficam aderidas no cartão adesivo que é inserido no fundo dessas armadilhas (Figura 1D) (Pair et al. 1989, Silva 2002).

A técnica de batida da parte apical das plantas em bandeja plástica branca pode ser utilizada na amostragem de moscas brancas, pulgões e tripes (Figura 1E). Já a técnica usando o funil berleze (Figura 1F) pode ser utilizada em cultivos para avaliação de populações de pragas e de seus inimigos naturais que são subterrâneos. Nessa técnica é coletada uma amostra de solo. Geralmente é coletada uma amostra de 1000 cm³ (10 x 10 x 10 cm). O mais usado é que essa amostra seja contenha parte do sistema radicular das plantas. Essa amostra é depositada num saco plástico e transportada para o laboratório. No laboratório essa amostra de solo é colocada num funil berleze. Devido a perda de umidade dessa amostra de solo os artrópodes presentes nela se movimentam para baixo até caírem no pote plástico contendo solução etanólica a 90%. Posteriormente, os artrópodes que caírem nesse pote são identificados e contados em lupa estereoscópica (Figura 1D) (Marques et al. 2021).

Também o uso de armadilha tipo pitfall também conhecida como armadilha de interceptação e queda

pode ser usada para avaliações de populações de pragas e de inimigos naturais que estão presentes na superfície dos solos nos cultivos. Os artrópodes ao caminharem na superfície do solo caem nessa armadilha. Esses artrópodes são coletados no pote plástico contendo solução etanólica a 90% existente no fundo dessa armadilha. Essa armadilha geralmente fica instalada por 2 a 7 dias, o mais frequente é que ela fique instalada por dois dias (Liu & Chen 2015).

6. Índices de tomada de decisão de controle das pragas em cultivos de algodão

Os níveis de controle das pragas nos cultivos de algodão são apresentados na Tabela 2.3. Em situações onde a intensidade de ataque da praga no talhão for menor que o nível de controle deve-se tomar decisão de não realização do controle da praga neste local. Já em situações em que a intensidade de ataque da praga no talhão for igual ou maior que o nível de controle deve-se tomar a decisão de controlar a praga nesse local (Bacci et al. 2007, Higley & Pedigo 1996, Matthews & Miller 2021, Picanço et al. 2014).

Tabela 2.3. Níveis de controle propostos para serem usados na tomada de decisão de controle das pragas em cultivos de algodão.

Praga	Níveis de controle	Rf*
Ácaro branco	30% de ataque	1
Ácaro rajado	30% de ataque	1
Tripes	70% de plantas atacadas	2
Percevejos	20% de plantas atacadas	2
Pulgão do algodoeiro	Cultivares resistentes à virose da nervura: 70% de ataque. Cultivares suscetíveis à virose da nervura: 10% de ataque	1
Mosca branca	Adultos (60% de ataque); ninfas (40% de ataque)	2
Curuquerê do algodoeiro	25% de desfolha ou 20% das plantas atacadas por lagartas	2
Bicudo do algodoeiro	10% de botões florais atacados ou 1 adulto/armadilha de feromônio	2
Lagarta rosada	11% de plantas atacadas	2
Lagarta das maçãs	6% de plantas atacadas ou 13% de plantas com lagartas	2

* Rf = Referências: 1 = Miranda (2010), 2 = Silva & Almeida (1998).

A grande maioria dos níveis de controle usados no Brasil nos sistemas de tomada de decisão foram estabelecidos baseados na experiência de técnicos e pesquisadores. Assim, esses índices carecem de base científica adequada. Portanto, é muito importante a realização de pesquisas com base científica adequada para a determinação de níveis de dano econômico e níveis de controle para as pragas nos cultivos de algodão no Brasil.

O uso de critérios científicos adequados na determinação desses índices possibilitará a tomada de decisão de controle das pragas antes que elas causem danos econômicos, redução do impacto ambiental devido ao uso inadequado dos métodos de controle de pragas, preservação da saúde dos trabalhadores e produtores rurais, redução dos custos de produção e a obtenção de altas produtividades nos cultivos de algodão (Bacci et al. 2007, Higley & Pedigo 1996, Matthews & Miller 2021, Picanço et al. 2014).

7. Inovações e desafios para os sistemas de tomada de decisão de controle de pragas em cultivos de algodão

No momento os sistemas de tomada de decisão de controle de pragas usados no Brasil nos cultivos de algodão têm praticamente todos os seus componentes propostos baseados apenas na experiência de técnicos e pesquisadores. Assim, é importante que sejam desenvolvidas pesquisas para a determinação dos componentes desses sistemas. Esses novos sistemas devem refletir a realidade das diversas situações dos cultivos e neles serem usadas ferramentas modernas.

Entre as mudanças que estão acontecendo nos sistemas agrícolas de produção estão as maiores exigências dos consumidores, o aumento do uso de tecnologias nas lavouras e acesso maior e mais a rápido às informações. As mudanças climáticas globais previstas impactarão as tomadas de decisão de controle das pragas nas lavouras. Além disso, a globalização cada vez maior e o fluxo de pessoas também terão impacto sobre os sistemas de decisão

de controle das pragas (Basso et al. 2018, Picanço et al. 2022, Skendžić et al. 2021).

As exigências do consumidor têm como consequência a certificação dos produtos agrícolas o que possibilita a rastreabilidade do processo produtivo realizado. Para que o produto agrícola seja certificado ele tem que ser produzido de acordo com normas de certificação. Entre essas normas se inclui a obrigatoriedade de uso de sistema de tomada de decisão para o uso dos métodos de controle das pragas (Basso et al. 2018, Picanço et al. 2022).

Os avanços tecnológicos nos cultivos afetarão os dois componentes dos sistemas de tomada de controle. Isto é, eles vão trazer mudanças tanto para os planos de amostragem como para os índices de tomada de decisão de controle das pragas. As ferramentas de análise de imagens serão cada vez mais utilizadas na identificação das pragas e das suas injúrias. Essas ferramentas serão também utilizadas nas contagens realizadas para avaliação das densidades das pragas. Além disso, sistemas especialistas serão utilizados na amostragem e nas

tomadas de decisão de controle. Os níveis de controle serão determinados em função das densidades das pragas, tecnologia de aplicação, métodos de controle, preços e intensidade de uso dos insumos agrícolas, produtividade das lavouras e preço do produto agrícola (Chakravarthy 2020, Picanço et al. 2022, Shah & Razaq 2021).

Nos sistemas agrícolas de produção estudantes, trabalhadores, técnicos, pesquisadores, produtores, gestores e educadores terão cada dia maior acesso a informações mais detalhadas e confiáveis. Eles terão acesso a informações sobre tecnologias que possibilitem o controle eficiente e sustentável das pragas e sobre os custos dos métodos de controle a serem utilizados como dos produtos agrícolas a serem comercializados. Além disso, com o aumento da velocidade e área de cobertura da internet será possível às pessoas envolvidas nos sistemas produtivos se comunicarem e obterem informações em tempo real (Picanço et al. 2022, Shah & Razaq 2021).

As mudanças climáticas globais previstas impactarão as tomadas de decisão de controle das

pragas nas lavouras de forma direta e indireta. Elas impactarão esses sistemas de forma direta por elas afetarem as densidades das pragas nas lavouras. Nesse contexto, existirão grupos de pragas que aumentarão suas populações enquanto que com outros grupos de pragas acontecerá o contrário. Além disso, as áreas de favorabilidade ecológica às espécies de insetos e ácaros praga e a seus inimigos naturais serão modificadas. Por outro lado, as mudanças climáticas afetarão de forma indireta esses sistemas de tomada de decisão por seu impacto sobre a produtividade das lavouras (Jin et al. 2022, Picanço et al. 2022, Ramos et al. 2018, Skendžić et al. 2021).

No processo de globalização será cada vez maior o comércio e o fluxo de pessoas no planeta. Esses maiores fluxos de produtos possibilitará a introdução de pragas exóticas para as quais deverão ser determinados sistemas adequados de tomada de decisão. Além disso, também o maior fluxo migratório de também aumentarão a introdução de novas pragas nos cultivos (Picanço et al. 2022, Skendžić et al. 2021).

9. Referências

Araújo T.A., Araújo L.H.A., Silva N.R., Luz C.E.A., Silva E.M., Moreira M.D., Suinaga F.A., Picanço M.C., Bastos C.S. (2019). Standardized sampling plan for *Aphis gossypii* based on the cotton cultivar, plant phenology and crop size. *Journal of Applied Entomology*, 143(8), 893-901.

Bacci L., Picanço M.C., Queiroz R.B.; Silva E.M. (2007). Sistemas de tomada de decisão de controle dos principais grupos de ácaros e insetos-praga em hortaliças no Brasil. In: Zambolim L., Lopes C.A., Picanço M.C., Costa H. Manejo Integrado de doenças e pragas: Hortaliças. Viçosa: UFV, p.423-462.

Basso V.M., Jacovine L.A.G., Nardelli A.M.B., Alves R.R., Silva E.D., Silva M.L., Andrade B.G. (2018). FSC forest management certification in the Americas. *International Forestry Review*, 20(1), 31-42.

Bastos C.S., Picanço M.C., Silva T.B.M. (2006). Sistemas de amostragem e tomada de decisão no manejo integrado de pragas do algodoeiro. *Revista Brasileira de Oleaginosas e Fibrosas*, 10(3), 1119-1146.

Bleicher, E., Silva, A.L., Santos W.J., Gravena S., Nakano O., Ferreira L. (1981). Conheça os insetos da sua lavoura de algodão. Campina Grande: Embrapa, 21p.

Chakravarthy A.K. (2020). Innovative pest management approaches for the 21st century: Harnessing automated unmanned technologies. Singapore: Springer, 519p.

Funichello M., Fraga D.F., Prado E.P., Aguirre-Gil O.J., Busoli A.C. (2019). Distribuição vertical de *Crysoideixis includens* (Lepidoptera: Noctuidae) em cultivar transgênica e convencional de algodoeiro. *Revista de Ciências Agroveterinárias*, 18(1), 150-153.

Gusmão M.R., Picanço M.C., Zanuncio J.C., Silva D.J.H., Barrigossi J.A.F. (2005). Standardised sampling plan for *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in outdoor tomatoes. *Scientia Horticulturae*, 103(4), 403-412.

Higley L.G., Pedigo L.P. (1996). Economic thresholds for integrated pest management. Lincoln: UNL, 327p.

Huber R.T., Moore L., Hoffmann M.P. (1979). Feasibility study of area-wide pheromone trapping of male pink bollworm moths in a cotton insect pest management program. *Journal of Economic Entomology*, 72(2), 222-227.

Jin Z., Yu W., Zhao H., Xian X., Jing K., Yang N., ...& Liu W. (2022). Potential global distribution of invasive alien species, *Anthonomus grandis* Boheman, under current and future climate using optimal MaxEnt Model. *Agriculture*, 12(11), 1759.

Liu J., Chen J. (2015). Effects of transgenic Bt cotton on ground-dwelling spider assemblages by pitfall traps. *Acta Phytologica Sinica*, 42(1), 59-65.

Lopes M.C., Farias E.S., Costa T.L., Arcanjo L.P., Santos A.A., Ribeiro A.V., Santos R.C., Picanço M.C. (2019a). Economic injury level and sequential sampling plan for *Liriomyza huidobrensis* management in tomato crops. *Crop Protection*, 124, 104848.

Lopes M.C., Ribeiro A.V., Costa T.L., Arcanjo L.P., Farias E.S., Santos A.A., Ramos R.S., Araújo T.A., Picanço M.C. (2019b). Practical sampling plan for *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) in tomato crops. *Journal of Economic Entomology*, 112(4), 1946-1952.

Marques L.H., Lepping M., Castro B.A., Santos A.C., Rossetto J., Nunes M.Z., Silva A.B.N., Moscardini V.F., Sá V.G.M., Nowatzki T., Dahmer M.L., Gontijo P.C. (2021). Field efficacy of Bt cotton containing events DAS-21023-5× DAS-24236-5× SYN-IR102-7 against lepidopteran pests and impact on the non-target arthropod community in Brazil. *Plos one*, 16(5), e0251134.

Matthews G.A., Miller T.A. (2021). *Pest management in cotton: A global perspective*. Wallingford: CABI, 312p.

Miranda J.E. (2010). *Manejo integrado de pragas do algodoeiro no cerrado brasileiro*. Campina Grande: Embrapa, 36p.

Miranda J.E., Borin A.L.D.C., Ferreira A.C.B., Nascimento Neto O.G. (2015). Amostragem de percevejos castanhos em solos cultivadas com algodoeiro. In: *Anais do X Congresso Brasileiro do Algodão*. Brasília: ABRAPA, p. 240-3.

Moura M.F., Picanço M.C., Guedes R.N.C., Barros E.C., Chediak M., Morais E.G.F. (2007). Conventional sampling plan for the green leafhopper *Empoasca kraemeri* in common beans. *Journal of Applied Entomology*, 131(3), 215-220.

Oliveira A.A., Araújo T.A., Showler A.T., Araújo A.C., Almeida I.S., Aguiar R.S., Miranda J.E., Fernandes F.L., Bastos C.S. (2022). Spatio-temporal distribution of *Anthonomus grandis grandis* Boh. in tropical cotton fields. *Pest Management Science*, 78(6), 2492-2501.

Pair S.D., Raulston J.R., Sparks A.N., Sims S.R., Sprenkel R.K., Douce G.K., Carpenter J.E. (1989). Pheromone traps for monitoring fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), populations. *Journal of Entomological Science*, 24(1), 34-39.

Pedigo L.P., Buntin G. D. (1993). Handbook of sampling methods for arthropods in agriculture. Boca Raton: CRC, 728p.

Pedigo L.P., Rice M.E., Krell R.K. (2021). Entomology and pest management. 7ed. Long Grove: Waveland, 584p.

Picanço M.C., Galdino T.V.S., Silva R.S., Benevenuto J.S., Bacci L., Pereira R.R., Dionizio M.D. (2014). Manejo integrado de pragas. In: Zambolim L., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. Viçosa: UFV, p.389-436.

Picanço M.C., Picanço M.M., Silva R.S. (2022). Implementation challenges of integrated pest management programs in agricultural systems. In: Topics in agricultural entomology. Atena: Ponta Grossa, p.36-42.

Pinto C.B., Sarmiento R.A., Galdino T.V.S., Pereira P.S., Barbosa B.G., Lima C.H.O., Silva N.R., Picanço M.C. (2017). Standardized sampling plan for the thrips

Frankliniella schultzei (Thysanoptera: Thripidae) on watermelon crops. *Journal of Economic Entomology*, 110(2), 748-754.

Ramos R.S., Kumar L., Shabani F., Picanço M.C. (2018). Mapping global risk levels of *Bemisia tabaci* in areas of suitability for open field tomato cultivation under current and future climates. *PloS One*, 13(6), e0198925.

Santos R.C., Lopes M.C., Sarmiento R.A., Pereira P.S., Picanço M.M., Pires W.S., Noletto L.R., Araújo T.A., Picanço M.C. (2021). Conventional sampling plan for thrips in tropical soybean fields. *Crop Protection*, 148, 105740.

Sequeira R.V., Naranjo S.E. (2008). Sampling and management of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B in Australian cotton. *Crop Protection*, 27(9), 1262-1268.

Shah F.M., Razaq M. (2021). From agriculture to sustainable agriculture: Prospects for improving pest management in industrial revolution 4.0. In: Hussain C.M., Di Sia P. (Eds.). *Handbook of smart materials, technologies, and devices*. Cham: Springer, 18p.

Silva C. A., Almeida R.P. (1998). *Manejo integrado de pragas do algodoeiro no Brasil*. Campina Grande: Embrapa, 64p.

Silva C.A. (2002). *Feromônios para o controle de pragas do algodoeiro*. Campina Grande: Embrapa, 48p.

Skendžić S., Zovko M., Živković I.P., Lešić V., Lemić D. (2021). The impact of climate change on agricultural insect pests. *Insects*, 12(5), 440.

Sosa M.A., Almada M.S. (2015). Diversity of arthropods communities in transgenic cotton varieties in Santa Fe province, Argentina. *Revista de la Facultad de Agronomía, La Plata*, 113(2), 147-156.

Southwood T.R.E. (1978). *Ecological methods with particular reference to the study of insect populations*. 2ed. New York: Chapman and Hall, 524p.

Spurgeon D.W., Raulston J.R. (2006). Captures of boll weevils (Coleoptera: Curculionidae) in traps associated with different habitats. *Journal of Economic Entomology*, 99(3), 752-756.

CAPÍTULO 3

Reguladores de crescimento na cultura do algodoeiro

Fernando M. Lamas

1. Introdução

O algodoeiro é cultivado em diversos ambientes e, devido ao seu hábito de crescimento indeterminado, associado ao número de cultivares que são introduzidas anualmente, não é possível definir uma única estratégia de manejo (Rafael & Echer 2022). No caso do estado de Mato Grosso, maior produtor brasileiro de algodão, o algodoeiro é cultivado após a colheita da soja, o que exige práticas de manejo, muitas vezes diferentes daquelas utilizadas quando a semeadura se dá entre novembro e dezembro, como no caso da maioria dos estados produtores.

Para que o algodoeiro alcance boa produtividade e produza fibra de boa qualidade, é preciso que as condições ambientais e o manejo realizado durante o ciclo sejam adequados.

Em solos sem limitações de natureza física, química e biológica, os fatores ambientais temperatura e radiação solar interferem significativamente no crescimento e desenvolvimento do algodoeiro. Cultivar, época de semeadura e população de plantas também interferem na produtividade tanto nos aspectos quantitativos como qualitativos (Beltrão et al. 2015).

Por ser uma planta perene, com hábito de crescimento indeterminado, o algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.), com adequadas temperatura, disponibilidade de água e de nutrientes, dependendo da fase fenológica, apresenta crescimento vegetativo excessivo, o que leva a aumento da abscisão de estruturas reprodutivas, apodrecimento de frutos e interfere negativamente na produtividade (Cothren & Osterhuis 2010, Ritchie et al. 2004. Echer & Rosolem 2022).

Na cultura do algodoeiro, os reguladores de crescimento são utilizados como estratégia para melhorar o equilíbrio entre o crescimento vegetativo e reprodutivo, que é fundamental para assegurar

adequada produção de fibra (Lamas & Ferreira 2015). Como isto, tem-se melhor índice de colheita e plantas mais eficientes do ponto vista fisiológico.

2. Reguladores de crescimento

A utilização de reguladores vegetais é uma das estratégias agrônômicas para a manipulação da arquitetura das plantas, que pode contribuir para o aumento da produtividade (Hodges et al. 1991). Barbosa & Castro (1983) relatam que a aplicação exógena de reguladores vegetais poderia uniformizar as plantas, facilitando a colheita manual ou mecanizada.

Em áreas que apresentam alto potencial produtivo, o número de nós da haste principal, acima da primeira flor estará entre oito e dez. Quando menor que oito, a planta estará com crescimento menor que o desejável e, quando maior que dez, o crescimento está excessivo. Conforme as flores são abertas e se transformam em maçãs, os fotoassimilados são redistribuídos prioritariamente para seu crescimento, diminuindo gradativamente o crescimento vegetativo

da planta até um momento específico do ciclo em que a produção fotossintética se iguala à demanda pelos drenos.

Em trabalhos desenvolvidos por Lamas et al. (1999), foi observado que, com o aumento da dose de cloreto de mepiquat até 100 g ha⁻¹, a relação entre a matéria seca da parte reprodutiva/vegetativa, aumentou, tendo-se uma planta mais equilibrada. Em função da alteração na arquitetura das plantas provocada pelos reguladores, têm-se plantas mais compactas, o que permite o uso de maiores populações (Reddy et al. 1990). Atenção especial deve ser dispensada quando das primeiras aplicações de regulador (época e dose). Quando nas primeiras aplicações a dose de regulador não é adequada, sendo aplicadas doses excessivamente elevadas para gerenciar o crescimento das plantas, estas podem ficar com aspecto achatado ao invés de piramidal, que é o mais adequado. Quando isso acontece, a penetração de luz ao longo do dossel da planta é prejudicada, impactando negativamente o

crescimento dos frutos do terço inferior das plantas (Chiavegato et al. 2014).

A ação do regulador de crescimento se dá pela inibição da síntese de giberelinas nas plantas, hormônio que tem a função de divisão e expansão das células. O cloreto de mepiquat inibe uma das enzimas que está envolvida na biossíntese de ácido giberélico, a caureno sintetase (Taiz & Zeiger 2004). O cloreto de cloromequat, outro regulador de crescimento em uso para o algodoeiro no Brasil, é um composto do grupo químico amônia quaternária, que atua na primeira etapa da biossíntese de giberelinas, atuando em diferentes estágios dessa etapa, bloqueando a síntese do ent-kaureno que é precursor das giberelinas, inibindo a síntese das mesmas (Hopkins & Huner 2004, Rademacher 2016). Com isso, a divisão e expansão celular são diminuídas; conseqüentemente, o crescimento das plantas é reduzido, tornando-as mais compactas. Plantas tratadas com reguladores de crescimento têm o comprimento dos internódios reduzidos. Doses muito elevadas podem também reduzir o número de nós, o que não é desejável, pois

haverá assim, redução do número de ramos reprodutivos. O ideal é que o comprimento dos internódios seja mantido entre 4 a 5 cm. O efeito dos reguladores de crescimento nas plantas depende fundamentalmente da concentração dos mesmos no interior da planta. Com a redução da concentração, o seu efeito é diminuído. Reddy et al. (1992) ao avaliarem o efeito do cloreto de mepiquat na fotossíntese e crescimento de plantas de algodão, admitiram que o regulador é um produto sistêmico que entra na planta através das folhas, é transcolado de forma ascendente e descendente através do xilema e floema e distribuído uniformemente por todas as partes da planta e que o regulador não é degradado pelo algodoeiro.

Mais recentemente, no Brasil, tem-se um produto utilizado como regulador de crescimento para o algodoeiro, que consiste em uma mistura de cloreto de mepiquat + ciclanilida (Soares et al. 2015). O efeito desse produto é muito semelhante ao do cloreto de mepiquat e do cloreto de cloromequat.

O regulador de crescimento deve ser aplicado no algodoeiro de forma parcelada. Laca-Buendia (1989) estudou os efeitos do cloreto de mepiquat nas doses de 0, 75 e 100 g ha⁻¹, aplicado em uma única vez, quando as plantas apresentavam 65 cm de altura com 40 dias após a emergência e 25 + 25, 50 + 25 e 50 + 50 g ha⁻¹, com a segunda aplicação realizada 15 dias após a primeira. Para altura de planta e rendimento de algodão em caroço, não houve diferença significativa entre os tratamentos; no entanto, o parcelamento das doses proporcionou maior redução na altura das plantas do que quando a aplicação foi feita em uma única vez. Comparando os efeitos do cloreto de mepiquat, aplicado em uma única vez com o parcelamento das doses, Wallace et al. (1993) concluíram que o parcelamento teve efeito mais marcante sobre a altura das plantas, número de nós, comprimento de entrenós e que a retenção de frutos foi maior nas aplicações parceladas.

Quando aplicar regulador de crescimento? Vários são os fatores que interferem no crescimento e desenvolvimento do algodoeiro, assim, a tomada de

decisão sobre quando aplicar e que dose aplicar é algo da maior relevância quando se pensa em resultados de acordo com o objetivo da aplicação de regulador de crescimento, que é modular o crescimento das plantas. Por isso, os reguladores são aplicados no algodoeiro de forma parcelada (sequencial), através de pulverizações foliares. O algodoeiro apresenta maior taxa de crescimento entre o aparecimento dos primeiros botões florais e as primeiras flores. Assim, as primeiras aplicações de reguladores de crescimento no algodoeiro devem ser iniciadas quando do surgimento dos primeiros botões florais (B1).

De acordo Lamas (2001), o momento da primeira aplicação é decisivo para que se obtenha sucesso com a aplicação de regulador de crescimento do algodoeiro. Em trabalhos desenvolvidos por este mesmo autor, para uma mesma dose de cloreto de mepiquat, quando houve atraso no momento da primeira aplicação, a altura das plantas por ocasião da colheita foi semelhante à do tratamento que não recebeu regulador de crescimento (Figura 3.1).

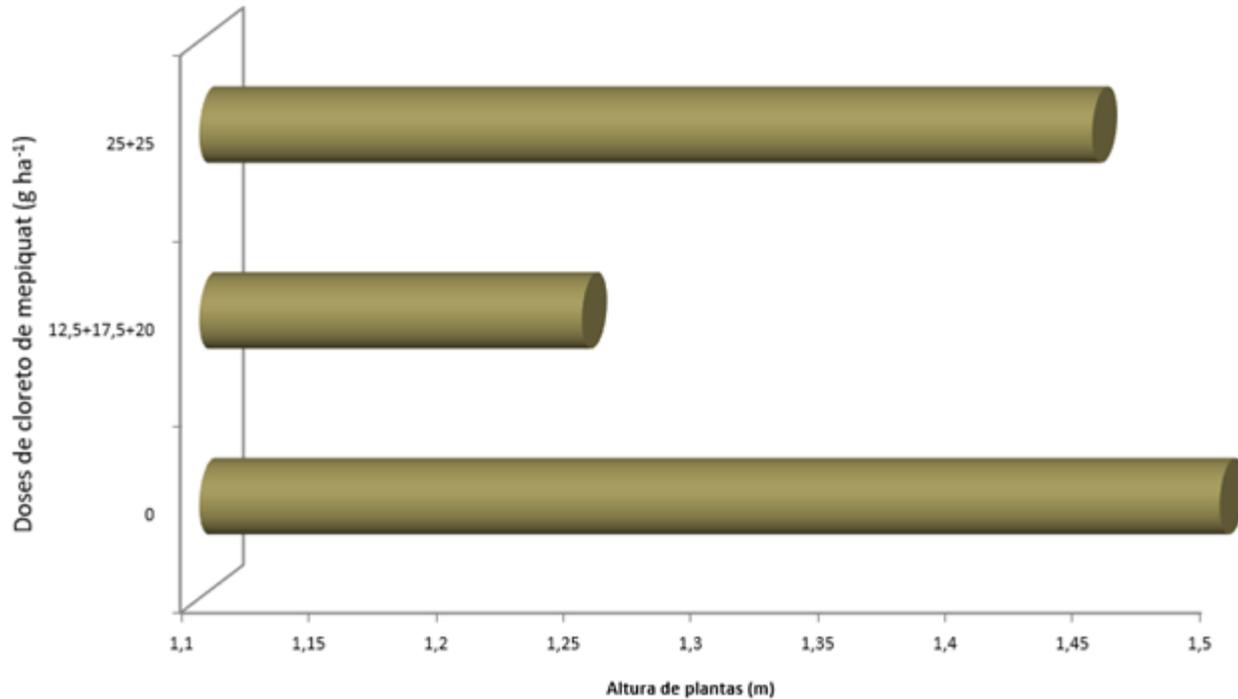


Figura 3.1. Efeito do atraso da primeira aplicação de cloreto de mepiquat na altura das plantas. Fonte: Lamas (2001).

Portanto, o momento da primeira aplicação é fundamental para o êxito no manejo do crescimento das plantas. O critério para a tomada de decisão é o crescimento das plantas. Para cultivares de crescimento inicial vigoroso, recomenda-se fazer a primeira aplicação de regulador de crescimento, quando as plantas estiverem com altura entre 0,30 – 0,35 m; para aquelas de porte médio a primeira aplicação deve ser realizada quando a alturas das estiver entre 0,35 -0,40 m e para as de porte baixo entre 0,40 – 0,45 m. Considerando que a dose total a ser aplicada seja esteja entre 250- 300 g de i.a ha⁻¹, sugere-se entre 25 a 30 g de i.a. ha⁻¹ na primeira aplicação. Doses maiores podem interferir negativamente no crescimento das raízes (Cordeiro et al. 2021). Para as aplicações subsequentes, monitorar o crescimento das plantas que não deve ser superior a 1,5 cm dia⁻¹. Outro critério é medir a altura das plantas, contar o número de nós da haste principal, acima do nó cotiledonar. A razão deve ser entre 3,5 - 4,0. Abaixo de 3,5 o crescimento é pouco vigoroso e acima de 4,0, muito vigoroso, devendo nessas

condições aplicar o regulador de crescimento. Fundamentado na altura das plantas, na taxa de crescimento e nas condições ambientais Echer et al. (2014), desenvolveram um modelo matemático para estimar a dose de regulador a ser aplicada. Para uma cultivar de porte alto, em ambiente favorável ao crescimento, com taxa de crescimento de 1,5 cm dia⁻¹, a dose estima de PIX HC= (0,0089 x altura) - 0,448. No modelo em questão, altura das plantas e condições favoráveis ao crescimento das plantas, são parâmetros fundamentais.

Bogiani & Rosolem (2009), avaliando o efeito do regulador de crescimento sobre cultivares com diferentes características, concluíram que existe diferença significativa entre cultivares, em relação à resposta ao regulador de crescimento. Desta forma, é fundamental conhecer o potencial de crescimento da cultivar e o ambiente de produção para que se possa gerenciar o crescimento do algodoeiro com o uso de reguladores de crescimento (Lamas & Ferreira 2015).

Para a tomada de decisão sobre a aplicação de regulador de crescimento, é indispensável analisar o

potencial crescimento vegetativo das plantas, o estágio de desenvolvimento, a taxa de crescimento diária, a retenção de estruturas reprodutivas, a fertilidade do solo (química, física e biológica), a cultivar utilizados, as condições climáticas (temperatura e umidade) e o histórico da área. O crescimento do algodoeiro é mais vigoroso até que acima da flor mais alta a planta, na haste principal tenha de 4 a 5 nós (Ritchie et al. 2004).

Para o manejo dos reguladores de crescimento na cultura do algodoeiro, é necessário o monitoramento permanente durante cada fase do desenvolvimento das plantas (Chiavegato et al. 2014). Como o crescimento e a frutificação do algodoeiro é muito dinâmica, devido ao seu hábito de crescimento indeterminado, faz-se necessário o monitoramento periódico das plantas, com o objetivo de avaliar o seu crescimento.

Deve ser considerada para aplicação de regulador de crescimento a retenção estruturas reprodutivas especialmente aquelas localizadas nas primeiras posições dos ramos reprodutivos. Quando a retenção

é alta, a taxa de crescimento vegetativo é baixa; o contrário se verifica quando se tem baixa taxa de retenção de estruturas reprodutivas. Nessas condições a dose de regulador deve ser maior (Lamas & Ferreira 2015). Também deve ser considerada a temperatura ambiente. Quando a temperatura diurna é superior a 35 °C e a noturna superior a 25 °C, o crescimento do algodoeiro é muito elevado, e o efeito do regulador é prejudicado (Echer & Rosolem 2015). Assim, em condições de temperaturas elevadas a dose de regulador deve ser maior. A translocação do regulador no interior das plantas se dá somente a curtas distâncias.

A adoção de cultivares transgênicas, resistentes a lepidópteros, permitem que as plantas tenham mais energia para o crescimento, uma vez que não são danificadas por esse grupo de insetos. A redução da injúria de herbicidas seletivos ou não, aplicados em jato dirigido ou em área total, exige que o início das aplicações de regulador sejam mais cedo (Andrade Jr. et al. 2020).

Havendo boa retenção de frutos nos ramos das primeiras posições, estes atuaram com reguladores de crescimento em função da demanda por fotoassimilados para completarem o seu crescimento. Normalmente, quando acima da flor branca mais alta, a planta está com 4 a 5 nós (NAFB) é um indicativo que taxa de crescimento vegetativo está bastante reduzida. Há certo equilíbrio entre o produzido via fotossíntese e o consumido para o crescimento dos frutos. A partir desse momento, não é necessário aplicação de regulador de crescimento. Exceto se retenção de frutos no terço inferior e médio for pequena, em função de algum tipo de estresse.

Mais recentemente surgiu no Brasil, o uso de reguladores de crescimento para fazer a “capação química”. Neste caso o regulador de crescimento é aplicado mais tardiamente, com o objetivo de reduzir a emissão de mais nós. No entanto, ainda não existe consenso sobre o melhor momento e a dose a ser utilizada para a “capação”. Normalmente a dose de regulador é alta, podendo chegar até 250 g i.a ha⁻¹ (Echer et al. 2020). O uso de reguladores de

crescimento com esse propósito deve ser feito após uma boa análise, ou seja, não pode e nem deve ser uma prática rotineira.

Com relação à forma de aplicação de regulador de crescimento, o recomendado é aplicação, sequencial, através de pulverização foliar. Muitos trabalhos de pesquisa com aplicação de reguladores de crescimento foram desenvolvidos (Nagashima et al. 2005, Lamas 2006, Chiavegato et al. 2009, Ferreira et al. 2013). Na maioria dos trabalhos constatou-se redução do crescimento do algodoeiro, especialmente até o aparecimento das primeiras flores. No entanto, quando ocorre um estresse hídrico durante o período em que o regulador está efetivamente atuando na planta, o efeito negativo do estresse poderá ser maior. Assim, recomenda-se a aplicação via pulverização foliar, que é mais segura.

É importante destacar que estão sendo desenvolvidos estudos visando subsidiar a aplicação de reguladores de crescimento em taxa variável. Em trabalhos desenvolvidos por Vaz et al. (2023), com a aplicação de regulador de crescimento em taxa

variável constatou-se ganho de produtividade em função normalização da altura de plantas.

No Brasil, são comercializados os seguintes reguladores de crescimento para uso no algodoeiro: a- cloreto de mepiquat; b- cloreto de chlormequat; c- cloreto de mepiquat + ciclanida. Segundo Soares et al. (2015), a ciclanilida intensifica o efeito do cloreto de mepiquat. Cabe destacar que, entre os diversos produtos comerciais, existem diferenças de concentrações do ingrediente ativo.

Em resumo: os reguladores de crescimento na cultura do algodoeiro apresentam as vantagens já comentadas, especialmente melhorando o porte e arquitetura das plantas; não existe uma recomendação de uso geral; o sucesso da aplicação de reguladores de crescimento depende de um adequado monitoramento das plantas.

3. Desfolhantes e maturadores

Sendo o algodoeiro uma planta perene de hábito de crescimento indeterminado, não havendo a ocorrência de algum tipo de estresse que interfira

negativamente no crescimento e desenvolvimento das plantas, estas continuam o crescimento vegetativo e reprodutivo. As estruturas reprodutivas produzidas no final do ciclo não contribuem com o aumento da produtividade, mas servem como alimento, local para oviposição e de abrigo, principalmente para a lagarta-rosada (*Pectinophora gossypiella*, Saund., 1844) e para o bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis*, Boheman, 1843) (Bariola et al. 1990).

Os desfolhantes podem ser considerados como uma estratégia importante para o manejo integrado da lagarta-rosada e, principalmente, do bicudo do algodoeiro.

Os desfolhantes alteram o balanço hormonal da planta, principalmente na síntese e translocação de auxina e aumento da produção de etileno, levando à formação prematura da zona de abscisão no pecíolo da folha (Lamas 2001).

A aplicação desfolhante quando realizada no momento adequado não interfere produtividade da cultura e elevou a qualidade tecnológica da fibra, alterando o micronaire, resistência, maturidade,

comprimento da fibra e índice de fibra curta (Silva & Nunes 2017). Tanto os desfolhantes como os promotores de abertura de capulhos são muito afetados pelas condições ambientais, especialmente temperatura e umidade (Logan & Gwathmeysi 2002).

Snipes & Baskin (1994) relataram que a desfolha antes de 60% de capulhos abertos resultou em perdas de rendimento de 7 a 15%. Reduções no rendimento de fibra e micronaire foram associadas com a desfolha precoce. A aplicação de desfolhante somente deve ser realizada quando a última maçã que efetivamente irá fazer parte da produção final estiver fisiologicamente madura. Frutos fisiologicamente maduros são aqueles que oferecem resistência ao corte transversal e cujas sementes apresentam tegumento de cor escura (Pazzetti & Fernando 2020)

No Brasil, os produtos recomendados como desfolhantes são: thidiazuron + diuron; piraflufem-etílico; carfentrazone-ethyl. Diferentemente dos dessecantes, estes produtos provocam a abscisão das folhas, enquanto os dessecantes causam a seca das folhas e estas não desprendem das plantas.

Importante destacar que alguns produtos desfolhantes, em doses acima daquelas recomendadas pelo fabricante, podem agir como dessecantes. A presença de folhas secas nas plantas quando da colheita constitui fator que interfere negativamente na qualidade da fibra, formando o que popularmente é conhecido por “pimentinha”, partículas foliares que aderem à fibra. Assim, recomenda-se preferencialmente, quando necessário, o uso de desfolhante em detrimento dos dessecantes.

O principal produto utilizado como maturador é o ethephon, cujos efeitos nos vegetais são: inibe o crescimento celular, induz o florescimento, promove a senescência de tecidos e órgãos, amadurecimento de fruto e formação de camadas de abscisão. O etileno é um hormônio gasoso influenciável por reguladores, capazes de liberá-lo. Entre as substâncias que liberam etileno, a mais utilizada e efetiva é o ácido 2-Cloroetil-fosfônico, conhecido como ethephon, (Felipe 1986). Embora também provoque desfolha no algodoeiro, o principal efeito do ethephon é acelerar e uniformizar a abertura dos frutos.

O ethephon pode diminuir o micronaire quando aplicado precocemente e também pode melhorar ligeiramente a eficácia do desfolhamento (Collins et al. 2008).

De acordo com Sores & Busoli (1996), o ethephon torna a abertura dos frutos mais uniforme e precoce, antecipando a colheita e, conseqüentemente, auxiliando no controle de *Antohonomus grandis* e *Pectinophora gossypiella*, pela eliminação de sítios de oviposição e de alimentação.

Quando aplicados misturados thidiazurpon + ethephon, não existe antagonismos entre eles, pois há desfolha e aceleração na deiscência dos frutos.

Dentre os elementos do clima, a temperatura é o que mais interfere na eficiência do ethephon. Não se recomenda a aplicação de ethephon em condições onde a temperatura seja inferior a 20 °C (Wil & Snipesl 1996).

Os produtos utilizados para promoverem a abertura dos frutos somente devem ser aplicados quando mais de 90% dos frutos que serão colhidos estiverem abertos (Lamas & Ferreira 2015).

No Brasil, estão disponíveis produtos comerciais, sendo um a base somente de ethephon e o outro de ethephon + ciclanilida.

Substâncias utilizadas para gerenciar o crescimento do algodoeiro, acelerar o processo de desfolha e abertura dos frutos exigem para utilização criterioso monitoramento das plantas, para subsidiar a tomada de decisão sobre a necessidade de aplicar, a dose e momento. Desta forma, não é possível, dada as diferentes cultivares utilizadas, as condições ambientais de cada unidade de produção, dentre outros fatores que interferem no crescimento e desenvolvimento do algodoeiro, estabelecer um critério único para a utilização desses produtos.

4. Referências Bibliográficas

Andrade Jr. E.R., Cavenaghi A.L., Guimarães S. (2020). Manejo de plantas daninhas na cultura do algodão Introdução. In: Bélot J.L., Vilela P.M.C.A. (Eds.). Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso. 4ed. Cuiabá: Ampa. p.230–234.

Barbosa L.M., Castro P.R.C. (1983). Comparação entre diferentes concentrações e épocas de aplicação de cloreto de mepiquat, cloreto de clorocolina e ethephon em algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L. cv. (AC - 17). *Planta Daninha*, 6(1), doi 10.1590/S0100-83581983000100001.

Bariola L.A., Chu C.C., Henneberry T.J. (1990). Timing applications of plant growth regulators and last irrigation for pink bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae) control. *Journal of Economic Entomology*, 83(3), 1074–1079.

Beltrão N.E.M., Fidelis Filho J., Vale L.S., Freire E. (2015). Zoneamento agroclimático do algodoeiro no cerrado brasileiro. In: Freire E. (Ed.). *Algodão no cerrado do Brasil*. 3ed. Brasília: Gráfica e Editora Positiva. p.39-63.

Bogiani J.C., Rosolem C.A. (2009). Sensibilidade de cultivares de algodoeiro ao cloreto de mepiquat. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 44(10), 1246–1253.

Chiavegato E., Melo F.L.A., Carvalho H.D.R. (2014). Manejo de reguladores de crescimento em variedades transgênicas. In: Belot J. (Ed.), *Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso*. 2ed. Cuiabá: IMAmt. p.226-233.

Chiavegato E.J., Carvalho L.H., Gottardo L.C.B., Kondo J.I., Carvalho H.D.R. (2009). Modos de aplicação de regulador de crescimento e trifloxissulfurom-sódico em cultivo adensado do

algodoeiro. In: Congresso Brasileiro do Algodão, 7. Foz do Iguaçu: ABRAPA. , PR.

Collins G.D., Keith L., Edmisten K.L., Llanier J.E., Hamm G.S., Hunt A.D., Riar R., Schmidt M. (2008). The effects of defoliation timing and ethephon rate on harvest date, lint yield. and fiber quality of cotton. In: Proceedings of Beltwide Cotton Conferences. p.12-13.

Cordeiro C.F.S., Santos I.F., Mello P.R., Echer F.R. (2021). Cotton root growth response to mepiquat chloride application in early reproductive stages are cultivar dependent. *Crop Science*, 61(3), 1987–1995.

Cothren J.T., Oosterhuis D.M. (2010). Use of growth regulators in cotton production. In: Stewart J.M., Oosterhuis D.M., Heitholt J.J., Mauney J.R. (Eds.). *Physiology of cotton*. Dordrecht: Springer. p.289-303.

Echer F.R., Bogiani J.C., Rosolem C.A. (2014). Considerações técnicas sobre o manejo de regulador de crescimento no algodoeiro. Cuiabá: IMAm. 8p.

Echer F.R., Rosolem C.A. (2015). Ecofisiologia do algodoeiro: implicações na época de semeadura e qualidade. In: Freire E. (Ed.). *Algodão no cerrado do Brasil*. 3ed. Brasília: Gráfica e Editora Positiva. p.533-558.

Echer F.R., Rosolem C.A. (2022). Reguladores de crescimento: da fisiologia à aplicação. In: Echer F.R., Rosolem C.A. (Eds.). *Fisiologia aplicada ao manejo do algodoeiro*. Cuiabá: IMAm. p.217-231.

Echer F.R., Rosolem C.A., Mello P.R. (2020). Manejo de reguladores de crescimento. In: Belot J.L., Vilela P.M.C.A. (Eds.). Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso. 4ed. Cuiabá: IMAmt. p.312–319.

Felipe G.M. Etileno. (1986). In: Ferri M.G (Ed.). Fisiologia vegetal 2. 2ed. São Paulo: EPU. p.163-192.

Ferreira A.C.B., Lamas F.M., Brito G.G., Borin A.L.D.C. (2013). Water deficit in cotton plant originated from seeds treated with growth regulator. Pesquisa Agropecuária Tropical, 43(4), 417-423.

Hodges H.F., Reddy V.R., Reddy K.R. (1991). Mepiquat chloride and temperature effects on photosynthesis and respiration of fruiting cotton. Crop Science, 31(5), 1302–1308.

Hopkins W.G., Huner N.P.A. (2004). Introduction to plant physiology. 3ed. New York: John Willey & Sons. 560p.

Laca-Buendia J. (1989). Efeito de doses de regulador de crescimento no algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.). Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal, 1(1), 109–113.

Lamas F.M. (2001). Estudo comparativo entre cloreto de mepiquat e cloreto de chlormequat aplicados no algodoeiro. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 36(2), 265-272.

Lamas F.M. (2006). Considerações técnicas sobre o manejo de regulador de crescimento no algodoeiro. Dourados: Embrapa. 16p.

Lamas F.M., Athayde M.L.F., Banzatto D.A., Fortuna P.A. (1999). Cloreto de mepiquat, thidiazuron e ethephon aplicados no algodoeiro em Ponta Porã, MS. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 34(10), 1871-1880.

Lamas F.M.; Ferreira A.C.B. (2015). Reguladores de crescimento, desfolhantes e maturadores. In: Freire E. (Ed.). Algodão no cerrado do Brasil. 3ed. Brasília: Gráfica e Editora Positiva. p.559-582.

Logan J., Gwathmey O. (2002). Effects of weather on cotton responses to harvest-aid chemicals. Journal of Cotton Science, 6(1), 1-12.

Nagashima G.T., Marur C.J., Yamaoka R.S., Miglioranza É. (2005). Desenvolvimento de plantas de algodão provenientes de sementes embebidas em cloreto de mepiquat. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 40(9), 943-946.

Pazzetti G., Fernando F. (2020). Manejo da desfolha. In: Belot J.L., Vilela P.M.C.A. (Eds.). Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso. 4ed. Cuiabá: IMAmt. p.320-325.

Rademacher W. (2016). Chemical regulators of gibberellin status and their application in plant production. Annual Plant Reviews, 49, 359-404.

Reddy V.R., Baker D.N., Hodges H.F. (1990). Temperature and mepiquat chloride effects on cotton canopy architecture. *Agronomy Journal*, 82(2), 190-195.

Reddy V.R., Trent A., Acock B. (1992). Mepiquat chloride and irrigation versus cotton growth and development. *Agronomy Journal*, 84(6), 930-933.

Ritchie G., Bednarz C.W., Jost P.H., Brown S.M. (2004). *Cotton growth and development*. Athens: University of Georgia. 14p.

Silva R., Nunes R.T.C. (2017). Desfolha e qualidade da fibra do algodoeiro submetido aplicação de thidiazuron e diuron associado à ciclinida e etefon. *Tecnologia & Ciência Agropecuária*, 11(6), 137-143.

Snipes C.E., Baskin C.C. (1994). Influence of early defoliation on cotton yield, seed quality, and fiber properties. *Field Crops Research*, 37(2), 137-143.

Snipes C.E., Baskin C.C. (1994). Influence of early defoliation on cotton yield, seed quality, and fiber properties. *Field Crops Research*, 37(2), 137-143.

Soares J.J., Busoli A.C. (1996). Efeito dos reguladores de crescimento nas características agrônômicas do algodoeiro e no controle de insetos. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 90(2), 179-193.

Soares L.C.S., Lorençoni R., Silva A.N., Raphael J.P.A., Chiavegato E.J., Dourado Neto D. (2015). Qualidade fisiológica de sementes de algodoeiro tratadas com

reguladores de crescimento. *Revista de Agricultura*, 90 (2), 179-193.

Taiz L., Zeiger E. (2004). *Fisiologia vegetal*. 3ed. Porto Alegre: Artmed. 719p.

Vaz C.M., Franchini J.C., Speranza E.A., Inamasu R.Y., Jorge L.A.D.C., Rabello L.M., Lopes I.O.N., Chagas S., Souza J.L.R., Souza M., Amandio Pires A., Schepers J. (2023). Zonal Application of Plant Growth Regulator in Cotton to Reduce Variability and Increase Yield in a Highly Variable Field. *The Journal of Cotton Science*, 27,60–73.

Wallace T.P., Snipes C.E., White B.W. (1993). Effect of single and multiple applications of mepiquat chloride on Mississippi cotton Starkville: Mississippi State University, 1993. 5p.

Wills G.D., Snipes C.E. (1996). Influence of various compounds and temperature on activity of dropp defoliant on cotton. Starkville: Mississippi State University. 7p.

CAPÍTULO 4

Manejo de plantas daninhas em cultivos de algodão

Vicente B. Ponte Junior, Ana P.S. Santana, Maria C.G. Paiva, Elisa M.G. Silva, Valter Vaz, Artur S. Lemos, Francisco C.L. Freitas

1. Introdução

Os cultivos de algodão (*Gossypium hirsutum*) são importantes para a produção de fibras vegetais em todo mundo. Os países com maior produção de algodão são respectivamente a China, Índia, Estados Unidos, Brasil e Paquistão (FAO 2023). Esses cinco países responderam por 79,3% do total produzido durante o ano de 2021 (FAO 2023). O Brasil é o quarto produtor mundial de algodão e segundo maior exportador do planeta de algodão, tendo atingindo uma produção de seis milhões de toneladas de fibras

em 2021, numa área colhida de 1,4 milhões de hectares (FAO 2023).

Para se alcançar índices adequados de produtividade e qualidade é necessário que haja a combinação de diversos fatores bióticos e abióticos. Entre esses fatores estão a existência de condições climáticas adequadas, disponibilidade suficiente de nutriente, uso de cultivares com alto potencial produtivo e adaptados às diversas condições de cultivo e a realização de controle eficiente das doenças, plantas daninhas e pragas.

A realização de manejo eficiente das plantas daninhas é importante para se obter altas produtividades nos cultivos de algodão. Esse controle é importante devido as plantas daninhas competirem com as plantas de algodão por água, luz e nutrientes. Além disso, as plantas daninhas podem liberar substâncias com atividade alelopática as quais podem provocar inibição do crescimento das plantas de algodão (Pitelli 1985). Ademais, as plantas daninhas podem prejudicar a colheita e interferir na qualidade do produto quando presentes no final do ciclo da

cultura, uma vez que, algumas espécies de plantas daninhas produzem sementes que se aderem à pluma do algodão, o capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*) e o picão-preto (*Bidens pilosa*) são alguns exemplos dessas plantas.

No controle das plantas daninhas podem ser utilizados vários métodos. Entre esses eles estão o controle biológico, cultural, físico, químico, mecânico e preventivo. Entre esses métodos o controle químico com a aplicação de herbicidas é o mais utilizado nos cultivos de algodão.

Pois o crescimento inicial lento e ciclo longo da cultura a torna vulnerável à interferência das plantas daninhas, além da dificuldade operacional e dos custos elevados para o controle mecânico. Atualmente, há disponibilidade de herbicidas seletivos para a cultura, tanto pela seletividade fisiológica inerente ao algodoeiro para algumas moléculas, quanto devido ao desenvolvimento de organismos geneticamente modificados (OGM) com resistência a diferentes mecanismos de ação. Entretanto, o uso incorreto dessa ferramenta pode provocar impactos negativos

no ambiente. Entre esses efeitos negativos estão a poluição das águas subterrâneas (Jacomini et al. 2009) e a seleção de biótipos e espécies de plantas daninhas resistentes aos herbicidas.

Em face ao exposto, tendo em vista a importância econômica da cultura do algodoeiro e os prejuízos causados pelas plantas daninhas, neste capítulo serão abordadas as relações de interferência entre as diferentes espécies, os métodos de controle e, também, a destruição da soqueira.

2. Interferência das plantas daninhas sobre o algodoeiro

O algodão é uma fibra natural que contribui com um terço do total de fibras comercializada em escala global (NCC 2015). As plantas daninhas nas podem afetar negativamente o rendimento, o beneficiamento e a qualidade das fibras do algodão. De acordo com Oerke (2006), Dogan et al. (2015) e Manalil et al. (2017), o controle ineficiente das plantas daninhas nos cultivos de algodão pode levar a uma redução significativa de 10% a 90% da produtividade. Desse

modo, a adoção de manejo das plantas daninhas é muito importante para a obtenção de altas produtividades nos cultivos de algodão.

Na seleção dos métodos a serem utilizados no controle das plantas daninhas é necessário se conhecer as características da cultura de interesse econômico e as características das comunidades dessas plantas na área de cultivo, a relação cultura-planta daninha e as interações com o ambiente e com o sistema de cultivo (Costa & Sofiatti 2015).

As plantas daninhas são espécies vegetais presentes em determinadas áreas nas quais têm potencial de prejudicar de forma direta ou indireta a atividade do homem. As plantas daninhas podendo ser divididas em dois grupos: comuns e verdadeiras (Aguilar et al. 2022). As plantas daninhas verdadeiras possuem características que podem lhe proporcionar agressividade na competição com o algodoeiro, como: elevada capacidade de produção de diásporos (sementes, bulbos, tubérculos, rizomas e estolões), grande longevidade dos diásporos, desuniformidade

no processo de germinação, capacidade de emergir e germinar em grandes profundidades, viabilidade dos diásporos em condições desfavoráveis, mecanismos alternativos de reprodução, facilidade de dispersão e rápido crescimento e desenvolvimento inicial em comparação a cultura do algodoeiro (Costa & Sofiatti 2015, Aguiar et al. 2022).

Além do mais, o algodoeiro é extremamente sensível à interferência das plantas daninhas, devido ao seu metabolismo fotossintético C_3 , com reduzida taxa fotossintética em alta luminosidade, crescimento inicial lento, raízes superficiais e baixa translocação de fotoassimilados (Costa & Sofiatti 2015). De acordo com Costa & Sofiatti (2015) características inerentes a produção como espaçamento largo e o ciclo longo (Figura 4.1), que pode variar de 130 a 200 dias, dependendo do cultivar, somam-se aos fatores que tornam a cultura menos competitiva em relação as plantas daninhas.

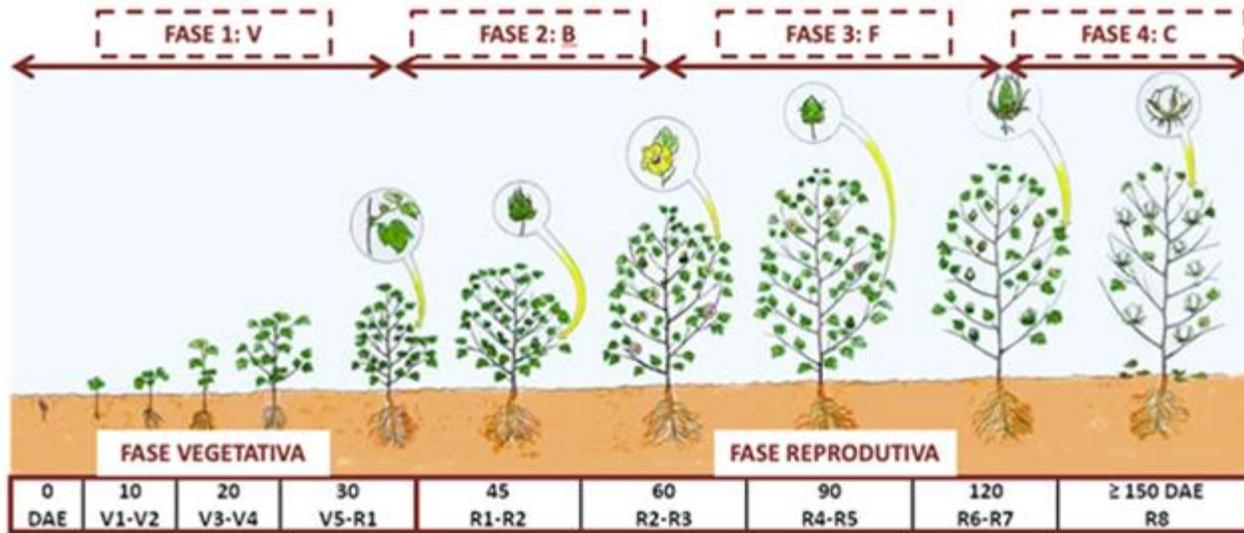


Figura 4.1. Estádios fenológicos da cultura do algodão. Fonte: hagroinsight.com.

Existe uma grande diversidade de espécies de plantas daninhas que ocorrem nas lavouras de algodão em todo o mundo. Algumas delas se destacam pela severidade dos danos, como: o leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), o picão-preto (*Bidens subalternans* e *B. pilosa*), diversas espécies de caruru (*Amaranthus* spp.), trapoeraba (*Commelina benghalensis*), capim-pé-de-galinha (*Eleusine indica*), corda-de-viola (*Ipomoea tribola* e outras), capim-colchão (*Digitaria horinzontalis*), capim-amargoso (*Digitaria insularis*), buva (*Conyza* spp.), e o capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*) (Barcellos 2021).

Todavia, além da agressividade na competição por recursos como água, luz e nutrientes, a redução no crescimento, desenvolvimento e produtividade do algodão se deve também a um conjunto de pressões ambientais que estão ligados à presença de plantas daninhas nos ambientes agrícolas (Costa & Sofiatti 2015). A intensidade dos efeitos negativos provocados pelas plantas daninhas no algodoeiro é influenciada pelas características relacionados a cultura (arranjo das plantas, capacidade competitiva e cultivar), pela

época e extensão do período de convivência e pelas características da comunidade infestante (distribuição, densidade e composição) (Silva et al. 2022).

2.1. Interferência das plantas daninhas na cultura do algodão

As plantas daninhas, constituem fator limitante para que o algodoeiro expresse seu potencial produtivo. Estudos realizados por Silva et al. (2016) em sistema de plantio convencional, mostraram redução de 85% na produtividade do algodoeiro quando em convivência com as plantas daninhas durante todo o ciclo.

Um dos fatores de maior importância no que se refere ao crescimento e desenvolvimento do algodoeiro e conseqüentemente na produtividade final, é a luminosidade (Costa & Sofiatti 2015), pois interferem na fotossíntese reduzindo o acúmulo de matéria seca (Hay & Porter 2006). Em condições de baixa luminosidade, pode ocorrer diminuição da produtividade, uma vez que a taxa de abscisão das estruturas reprodutivas é maior (Guinn 1974, Zhao &

Oosterhuis 2000, Echer & Rosolem 2015). O sombreamento por *Amaranthus palmeri* resultou em redução de 45 e 50% do volume da copa e da biomassa do algodoeiro, respectivamente (Morgan et al. 2001). Enquanto que a produtividade do algodoeiro sombreado por plantas daninhas em diferentes estádios de crescimento por oito ou dez dias diminui o peso e o rendimento do capulho, com maiores perdas quando o sombreamento ocorre durante a floração (Echer & Rosolem 2015).

Além da competição, algumas plantas daninhas têm potencial alelopático, causando redução no crescimento e desenvolvimento e conseqüentemente redução da produtividade do algodoeiro (Costa & Sofiatti 2015). Os efeitos inibitórios dos aleloquímicos dependem de sua concentração e das espécies receptoras. Souza et al. (2006), estudando o efeito alelopático de *Urochloa decumbens* sobre o crescimento inicial do algodoeiro, verificaram que a liberação de compostos da parte aérea quando incorporadas ao solo reduziu o teor e a quantidade de clorofila e o crescimento de raízes e da parte aérea. Estudos realizados por Bouchagier & Efthimiadis

(2003) também demonstraram que a grama-seda (*Cynodon dactylon*) ocasionou a diminuição do crescimento e desenvolvimento do algodoeiro e conseqüentemente diminuição da produtividade devido aos efeitos alelopáticos. Echer et al. (2012), estudando o crescimento inicial e absorção de nutrientes do algodoeiro sobre a palhada de *Urochloa ruziziensis*, também constataram diminuição do acúmulo de matéria seca da parte aérea e do crescimento inicial do algodoeiro, bem como redução no teor e acúmulo de nitrogênio na parte aérea das plantas.

Outro problema das plantas daninhas é a interferência na colheita e na qualidade do algodão, quando presentes no final do ciclo da cultura. As plantas daninhas podem aumentar a umidade dos capulhos, reduzindo a qualidade do linter (Costa & Sofiatti 2015). Além do mais, diásporos de algumas espécies de plantas daninhas como o capim-carrapicho, picão-preto e carrapicho-de-carneiro (Figura 4.2), se fixam na fibra durante a colheita, requerendo um processo de limpeza mais complexo, prejudicando a uniformidade e diminuindo o valor da pluma (Costa & Sofiatti 2015).

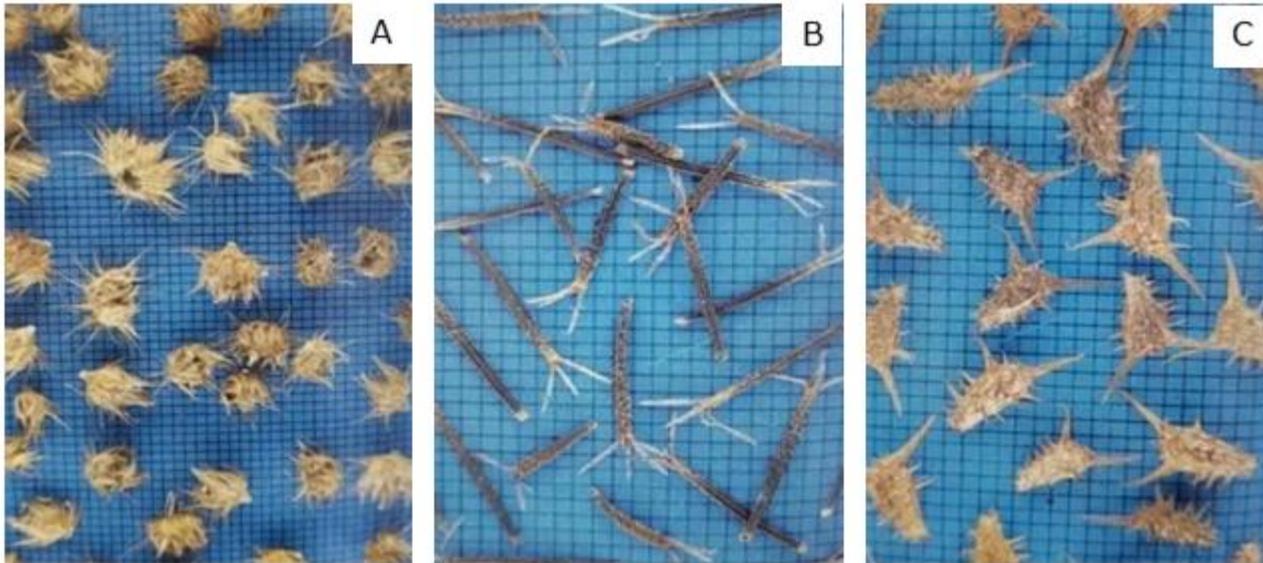


Figura 4.2. Sementes de capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*) (A), sementes de picão preto (*Bidens pilosa*) (B) e sementes de carrapicho-de-carneiro (*Acanthospermum hispidum*) (C). Fonte: Lorenzi (2014).

2.2. Período de interferência

O balanço de interferência entre o algodoeiro e a comunidade infestante é influenciado por vários fatores, relacionados à cultura, à comunidade infestante, condições do ambiente (características do solo, clima e manejo da cultura) e aos períodos de convivência e da cultura com a comunidade infestante. Geralmente, quanto maior for o período de convivência da cultura com as plantas daninhas, maior será o grau de interferência. Entretanto, a extensão ou a diminuição do período de convivência, dependerá das técnicas de manejo empregadas, da época de cultivo e do ciclo do algodoeiro (Pitelli 1985).

Os períodos de interferência e de convivências das plantas daninhas foram descritos por Pitelli & Durigan (1984). Estes sugeriram a terminologia de período anterior à interferência (PAI), período total de prevenção à interferência (PTPI) e período crítico de prevenção à interferência (PCPI).

O PAI é o período de tempo, após a semeadura ou o plantio, em que a cultura pode conviver com a população de plantas daninhas antes que a interferência afete a produtividade e a qualidade da lavoura. Após esse período, a interferência das plantas

daninhas compromete irreversivelmente a produtividade da cultura (Pitelli & Durigan 1984). Na prática, isso significa que medidas de controle como capinas ou aplicação de herbicidas em pós-emergência devem ser realizadas um pouco antes do PAI no sentido de evitar perdas de produtividade.

O PTPI é o período que vai do plantio ou emergência até o momento em que plantas daninhas que emergirem não vão mais afetar o rendimento da cultura, ou seja, a partir desse momento não há mais respostas à adoção de práticas de controle sobre o rendimento da cultura, pois após esse momento, o sombreamento promovido pela cultura impede o estabelecimento e crescimento das plantas daninhas. De acordo Pitelli & Durigan (1984) o PTPI é o período em que o efeito residual dos herbicidas deve atingir, todavia, algumas práticas de manejo do algodoeiro podem promover um maior crescimento inicial da cultura, diminuindo do número de intervenções como capinas e aplicações de herbicidas.

Já o PCPI é o período compreendido entre o final do PAI até o PTPI, que é o momento em que as plantas daninhas que vierem a emergir não mais irão interferir na produtividade da cultura. No PCPI deve ser

realizado o controle de plantas daninhas, uma vez que, a cultura necessita permanecer exclusivamente na ausência de plantas daninhas para que não ocorra perda de produtividade (Aguilar et al. 2022).

Todavia, o PAI, PTPI e conseqüentemente o PCPI, podem variar principalmente em razão do sistema de produção adotado e do nível de perdas estabelecido para que se inicie o controle. Esse nível de perda depende do custo das medidas de controle a serem adotadas e do valor do produto colhido, dessa forma, as medidas de controle serão adotadas quando o prejuízo decorrente das plantas daninhas é maior do que os custos de controle. Sendo assim, quanto maior o valor do produto comercializado e menor o custo de controle, mais baixos serão os níveis de perdas admitidos e vice-versa. Cardoso et al. (2010) estudando o período de interferência das plantas daninhas em algodoeiro verificaram que quando foi admitido a perda de produtividade máxima de 2%, 5% e 10% o PCPI foi de 8 a 108 dias após a emergência, 14 a 96 dias após a emergência e 20 a 80 dias após a emergência, respectivamente (Figura 4.3).

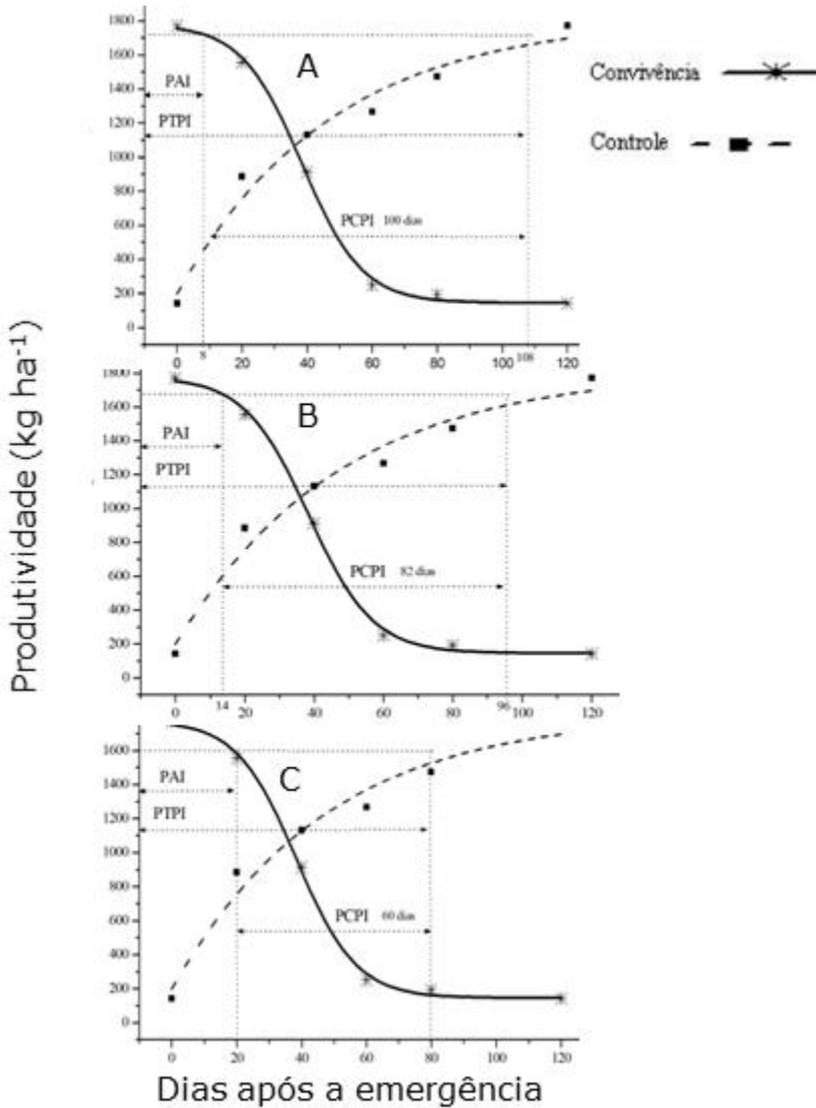


Figura 4.3. Períodos de interferência de plantas daninhas na cultura do algodoeiro (cultivar BRS Safira), considerando-se perdas na produtividade de 2% (A); 5% (B) e 10% (C). Fonte: Cardoso et al. (2010).

Desse modo, as informações sobre a interferência e período de convivência entre plantas daninhas e o algodoeiro devem ser consideradas para o manejo das plantas daninhas, o que permite escolher o método de controle mais eficiente, evitando perdas no rendimento da cultura e garantindo sistemas de produção mais sustentáveis.

3. Métodos de controle de plantas daninhas em cultivos de algodão

Para que os métodos de controle sejam eficientes é preciso, usar estratégias para minimizar o impacto da competição com a cultura de interesse. É necessário identificar as plantas daninhas presentes na área, visto que, cada a capacidade de interferência na cultura varia de uma espécie para outra, influenciando na tomada de decisão quanto ao momento de se realizar o controle e, principalmente, na escolha das medidas de controle a serem adotadas.

Uma vez identificadas as espécies que se deseja controlar e o ambiente no qual estas estão inseridas, deve-se buscar a associação de diferentes métodos de

controle que se adequem à situação, dentro de um programa de manejo integrado das plantas daninhas (MIPD), afim de evitar a seleção de espécies de difícil controle a adaptadas à determinadas estratégias, como plantas de propagação vegetativa que se beneficiam com o controle mecânico e espécies tolerantes e biótipos de plantas daninhas resistentes à herbicidas.

4. Controle preventivo

O controle preventivo é baseado em técnicas e métodos que visam, impedir a entrada, estabelecimento ou dispersão de plantas daninhas de difícil controle em áreas não infestadas por estas, podendo estas áreas serem um país, um estado, um município, ou mesmo uma gleba na propriedade (Pontes Junior et al. 2022). Estas medidas incluem:

- Limpeza de máquinas e implementos agrícolas, com atenção especial às colhedoras que são mais difíceis de limpar e circulam em várias áreas. Esta dificuldade ainda é maior no caso de espécies como *Amaranthus*

spp. que possuem sementes muito pequenas (Pontes Junior et al. 2022);

- Utilização de sementes certificadas livres de propágulos de plantas daninhas;
- Limpeza de canais de irrigação;
- Quarentena e restrição da circulação de animais e pessoas que possam servir de agentes de disseminação de propágulos;
- Adubos orgânicos livres de propágulos de plantas daninhas;
- Medidas legislativas como proibição de transporte de plantas e sementes entre países e estações quarentenárias para materiais de procedência desconhecida.

4.1. Controle cultural

O controle cultural tem como objetivo proporcionar condições favoráveis ao crescimento e estabelecimento da cultura de interesse de modo que esta tenha vantagem competitiva em relação as plantas daninhas.

As estratégias que podem ser adotadas incluem, respeitar o zoneamento agrícola de cada região, o preparo, a adubação e a correção adequada do solo, para assegurar que a cultura seja conduzida em uma área que atenda sua demanda. Deve-se ajustar o espaçamento e a densidade de plantio, mantendo predileção pelo adensamento, devido ao fato de que a redução do espaçamento entre linhas e aumento da densidade populacional, reduzem a interferência das plantas daninha, em função do rápido sombreamento do solo pela parte aérea do algodoeiro (Pellizzaro et al. 2019). Segundo Silva et al. (2006), considera-se que o algodão é semeado em sistema adensado quando o plantio é em espaçamento de 0,39 a 0,76 metros. Em sistema de plantio convencional o espaçamento e densidades indicados para a cultura do algodão são respectivamente de 1 m e de 100.000 a 120.000 plantas ha⁻¹ (Wilson et al. 2007).

É recomendado utilizar cultivares que sejam mais competitivas, essa característica de competitividade está relacionada ao fato de as plantas terem crescimento inicial mais vigoroso, com

fechamento precoce da copa devido ao rápido desenvolvimento da área foliar e dos ramos (Eslami 2015).

Deve-se também, fazer o manejo de plantas daninhas na entressafra com a rotação de culturas. Para a cultura do algodão recomenda-se o uso de leguminosas e gramíneas, que são usadas como plantas de adubação verde, as quais tem como vantagem o controle de plantas daninhas e a melhoria das propriedades físicas e químicas do solo. Em suas pesquisas Wruck et al. (2020) observaram que o uso de gramíneas forrageiras na entre safra pode ser usada na alimentação de bovinos no período da seca e posteriormente, ser usada como palhada para o plantio direto. É indicado também a rotação de algodão com culturas alternativas, essa prática proporciona a descontinuidade do ciclo de pragas e doenças possibilitando o uso de diferentes métodos de controle, o que diminui a seleção biótipos de plantas daninhas resistentes a herbicidas.

O controle de pragas e doenças também são estratégias de controle cultural para o algodão, visto

que, quando há infestação com potencial de afetar a crescimento da cultura, a mesma passa a perder sua capacidade competitiva contra as plantas daninhas.

4.2. Controle mecânico

A monda ou arranque manual e a capina com enxada de plantas daninha, são as estratégias mais antigas de controle mecânico utilizados pelo homem, no entanto, é pouco eficiente em grandes áreas, sendo indicado apenas em pequenas propriedades e para locais que contém características topográficas que inviabilizam a locomoção de máquinas agrícolas. Estima-se que para essa operação são necessários 15 dias homem para capinar 1,0 ha (Beltrão & Azevedo 1994).

A roçada é utilizada para o controle de plantas daninhas nas áreas de bordadura e carregadores das áreas cultivadas com algodão, evitando com isso o estabelecimento e a dispersão de plantas de difícil controle.

A aração e gradagem são estratégias de controle mecânico muito utilizadas no controle de plantas

daninhas em pré-plantio, nas áreas com sistema de preparo convencional do solo. Entretanto, esse revolvimento não controla de forma eficiente espécies de plantas daninhas de propagação vegetativa, como a grama-seda (*Cynodon dactylon*) e a tiririca (*Cyperus rotundus*) e ainda expõe o solo à ação da erosão.

Outros equipamentos muito utilizados no passado em cultivos de algodão foram os cultivadores tracionados por animais ou tratorizados. Entretanto, eles não funcionam em solos úmidos, não controlam plantas daninhas nas linhas de plantio e podem afetar o sistema radicular do algodoeiro, além de facilitarem a dispersão, dentro da área, de plantas daninhas de propagação vegetativa.

4.3. Controle físico

O controle físico consiste em no uso de barreiras físicas no sentido de inibir a germinação e emergência de plantas daninhas. No caso do algodoeiro, tem-se a adoção do sistema de plantio direto com o solo coberto por uma camada de cobertura morta (palhada), que além de reduzir a germinação das sementes,

especialmente as de espécies fotoblásticas positivas, pode liberar substâncias alelopáticas que comprometem a germinação e crescimento das plantas daninhas.

4.4. Controle químico

O controle químico, caracterizado pelo uso de herbicidas, é uma ferramenta muito importante e utilizada no controle de plantas daninhas no algodão (Singh et al. 2022). Em 2022, o algodão foi a terceira principal cultura em termos de área tratada no Brasil, com pesticidas – dentre eles os herbicidas – correspondendo a 7% do total, atrás somente da soja e do milho (Sindiveg 2023).

Existem no mercado 43 ingredientes ativos (i.a.) recomendados para a cultura do algodão no Brasil, distribuídos em 12 mecanismos de ação, em diferentes formulações e produtos comerciais, conforme o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA (MAPA 2023). Diante desse grande portfólio de moléculas registradas para o algodão, há i.a. recomendados para todas as etapas

do ciclo da cultura, abrangendo a dessecação em pré-plantio, aplicações em pré-emergência das plantas daninhas e da cultura, pós-emergência e destruição das soqueiras do algodão.

5. Dessecação em pré-plantio

A dessecação em pré-plantio constitui etapa fundamental na implantação da cultura, pois permite o plantio do algodão sem competição com plantas daninhas. É importante que as moléculas recomendadas não apresentem efeito residual prolongado, e, caso o possuam, que sejam seletivas para o algodão. Para dessecação em pré-plantio do algodão, há 9 ingredientes ativos (i.a.), distribuídos em 5 mecanismos de ação, em diferentes formulações e produtos comerciais (MAPA 2023). Na Tabela 4.1 estão listados os herbicidas recomendados para dessecação em pré-plantio para a cultura do algodão no Brasil.

Tabela 4.1. Herbicidas recomendados para dessecação em pré-plantio para a cultura do algodão no Brasil.

Mecanismo de ação	Ingrediente ativo
	2,4-D
Auxina sintética	Dicamba Fluroxypyr
Inibidor da 5-enolpiruvilchiquimato-3-fosato sintase (EPSPS)	Glyphosate
Inibidor do fotossistema I (FSI)	Diquat
Inibidor da glutamina sintetase (GS)	Amônio- Glufosinate
Inibidor da protoporfirinogênio oxidase (PROTOX ou PPO)	Flumioxazin Saflufenacil Tiafenacil

Fonte: Adaptado de MAPA (2023).

É muito comum o uso da mistura glyphosate + 2,4-D na dessecação em pré-plantio, em que o glyphosate é um herbicida sistêmico que controla com eficiência a maioria das espécies gramíneas e eudicotiledôneas e o 2,4-D tem a função de auxiliar no controle de espécies tolerantes ao glyphosate, como a trapoeraba (*Commelina* sp.) e a erva-quente (*Spermacoce latifolia*). No caso da aplicação de 2,4-D em associação ao glyphosate deve-se esperar em torno de 15 dias para se realizar o semeio do algodão.

O dicamba, recentemente reintroduzido no Brasil, pode ser utilizado em substituição ao 2,4-D, tomando-se o cuidado de aguardar 20 dias para que se inicie a semeadura nos casos de variedades sensíveis, no entanto, pode ser aplicado sem restrição para o caso de cultivares transgênicas resistentes ao referido herbicida (algodão Xtend®) (MAPA 2023).

O amônio-glufosinate é um herbicida de contato muito utilizado como dessecante. Pode ser utilizado tanto isoladamente, em plantas jovens ou sem estrutura de reserva, como em mistura com outros herbicidas, como o glyphosate, controlando de forma

eficiente as espécies tolerantes ao glyphosate como é o caso da erva-de-santa-luzia (*Chamaesyce hirta*), trapoeraba (*Commelina bengalensis*), corda-de-viola (*Ipomoea grandifolia*), dentre outras (Lisboa et al. 2023).

O flumioxazin pode ser utilizado na dessecação em pré-plantio para o controle de espécies tolerantes ao glyphosate como corda-de-viola (*Ipomoea grandifolia*), erva-quente (*Spermacoce latifolia*) poaia-branca (*Richardia brasiliensis*) picão-preto (*Bidens pilosa*) trapoeraba (*Commelina benghalensis*), sem restrição de tempo para semeio (MAPA 2023). Enquanto que o tiafenacil e o saflufenacil necessitam de um intervalo de segurança de 15 a 20 dias após a aplicação para que se realize o plantio do algodão (MAPA 2023).

É comum também a adição de herbicidas pré-emergentes, os quais serão discutidos a seguir, juntamente com os desseccantes, com o intuito de evitar a reinfestação no período que compreende a dessecação e o semeio da cultura.

6. Herbicidas recomendados para uso em pré-emergência

O uso de herbicidas recomendados em pré-emergência das plantas daninhas é uma alternativa para o controle de biótipos de plantas daninhas resistentes a herbicidas utilizados na pós-emergência, como o glyphosate por exemplo. É interessante que estas moléculas apresentem efeito residual para controlar fluxos de germinação das plantas daninhas ao longo do tempo. No entanto, esse efeito não pode exceder o tempo do ciclo do algodão, a fim de evitar a intoxicação da cultura seguinte (*carryover*). No Brasil, há registro para 10 i.a., distribuídos em 4 mecanismos de ação, em diferentes formulações e produtos comerciais (MAPA 2023). Na Tabela 4.2 são listados os herbicidas recomendados para uso em pré-emergência para a cultura do algodão no Brasil.

É comum a utilização de mistura de moléculas em tanque para aumentar o espectro de controle das plantas daninhas. Como exemplo, as misturas prometryne + trifluralin, diuron + trifluralin e prometryne + s-metolachlor foram eficientes no controle de erva-de-santa-luzia (*C. hirta*), trapoeraba (*C. bengalensis*), erva-quente (*Spermacoce latifolia*) e capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*) (Santos et al. 2018).

Tabela 4.2. Herbicidas recomendados para uso em pré-emergência para a cultura do algodão no Brasil.

Mecanismo de ação	Ingrediente ativo
Inibidor de ácido graxo de cadeia muito longa (AGCML)	Acetochlor
	Alachlor
	Metolachlor
	S-metolachlor
Inibidor da biossíntese de carotenoide	Clomazone ¹
Inibidor da formação de microtúbulos	Pendimethalin
	Trifluralin
Inibidor do fotossistema II (FSII)	Ametryn ²
	Diuron
	Prometryne
Inibidor da protoporfirinogênio oxidase (PROTOX ou PPO)	Fomesafen

Fonte: Adaptado de MAPA (2023). ¹ Recomendado somente para sementes tratadas com safeners. ² Recomendado somente em mistura com clomazone.

Santos et al. (2018) verificaram um controle eficiente dessas espécies até os 35 dias após a emergência (DAE) do algodão. A mistura de pendimetalin + fomesafen foi eficiente no controle de caruru-palmeri (*Amaranthus palmeri*) e buva (*Conyza canadensis*) resistentes ao glyphosate, além de capim-colchão (*Digitaria horizontalis*), beldroega (*Portulaca oleracea*), corda-de-viola (*Ipomoea* sp.), dentre outras (Price et al. 2021).

O clomazone é recomendado para o algodão apenas com a utilização de *safener* na semente. Tal fato ocorre porque o clomazone é um pró-herbicida e, quando absorvido pelas plantas, é oxidado pelo complexo enzimático citocromo P-450, transformando-o em 5-ceto-clomazone, este sendo efetivamente a molécula herbicida (Ferhatoglu et al. 2005, Tenbrook & Tjeerdema 2006). Os protetores de sementes, como o dietholate, muito utilizado no algodão, inibem a ação do complexo enzimático P-450, impedindo a transformação do clomazone na sua forma herbicida e conferindo a seletividade para a cultura (Oliveira Jr. 2011, Mendes et al. 2022).

Os herbicidas inibidores do FSII, quando aplicados em pré-emergência do algodão, devem ser aplicados em solos com textura média ou pesada e com bom teor de matéria orgânica, como previsto em bula (MAPA 2023). Tal fato se dá porque a seletividade, nesse caso específico, é do tipo toponômica ou por posição, quando a molécula não entra em contato diretamente com a cultura (Silva & Silva 2007). Em solos com as características citadas acima, os herbicidas tendem a ficar mais sorvidos aos coloides da camada superficial. Como a profundidade de plantio do algodão é de 3 a 5 cm, o herbicida não atinge o local de absorção pela planta (sistema radicular) (Silva & Silva 2007).

O fomesafen pode ser aplicado e o algodão pode ser semeado em sequência, sendo eficiente no controle de eudicotiledôneas (MAPA 2023). Todavia, sua aplicação é recomendada quando as plantas daninhas estão em estágio vegetativo inicial.

7. Herbicidas recomendados para uso em pós-emergência das plantas daninhas

O controle de plantas daninhas em pós-emergência do algodoeiro deve ser realizado de acordo com o PCPI estabelecido para a cultura. Entretanto, algumas espécies podem ser problemáticas mesmo após esse período, podendo dificultar a colheita e depreciar o produto de interesse, nesse caso as fibras têxteis. Picão-preto (*B. pilosa*), capim-carrapicho (*C. echinatus*) e carrapicho-de-carneiro (*A. hispidum*) são exemplos de espécies de plantas daninhas com estruturas capazes de aderir ao capulho do algodoeiro (Aguiar et al. 2022), devendo ser controladas em todo o ciclo da cultura.

No Brasil, há registro para 21 herbicidas recomendados para uso em pós-emergência do algodoeiro. Para fins didáticos, neste capítulo serão divididos em i.a. seletivos para as plantas de algodão e i.a. recomendados para aplicação em jato dirigido.

8. Herbicidas seletivos para o algodoeiro em pós-emergência

A aplicação em pós-emergência do algodoeiro é possível por conta da seletividade fisiológica das plantas às moléculas dos herbicidas (Mendes et al. 2022). Tal seletividade pode ser um fator inerente da espécie ou a partir do desenvolvimento de cultivares transgênicas geneticamente modificadas, resistentes a alguns herbicidas (abordadas neste capítulo em tópico a parte). Na Tabela 4.3 são listados os herbicidas seletivos recomendados na pós-emergência da cultura do algodão.

Todos os herbicidas inibidores da ACCase são graminicidas. Tal fato ocorre pelas diferenças encontradas nos tipos de enzima ACCase presentes em gramíneas (forma eucariótica, sensível aos herbicidas) e não gramíneas (predominantemente forma procariótica, tolerante aos herbicidas) (Mendes et al. 2022). Diante do alto número de moléculas registradas para o algodão, há i.a. eficientes no controle de diversas gramíneas, anuais e perenes (MAPA 2023).

Tabela 4.3. Herbicidas seletivos recomendados na pós-emergência de cultivos de algodão convencional e transgênico no Brasil.

Algodão convencional	
Mecanismo de ação	Ingrediente ativo
Inibidor da acetil-CoA carboxilase (ACCase)	Clethodim
	Fenoxaprop-P-ethyl
	Fluazifop-P-butil
	Haloxyfop-methyl
	Propaquizafop
	Quizalofop-P-ethyl
	Quizalofop-P-tefuryl
	Sethoxydim
	Tepraloxymidim
Inibidor da acetolactato sintase (ALS)	Pyrithiobac-Na
	Trifloxysulfurom-sodium
Algodão transgênico*	
Mecanismo de ação	Ingrediente ativo
Inibidor da 5-enolpiruvilchiquimato-3-fosato sintase (EPSPs)	Glyphosate
Inibidor da glutamina sintetase (GS)	Amônio-glufosinate

Fonte: Adaptado de MAPA (2023). * Os herbicidas recomendados para o algodão convencional são recomendados para o algodão transgênico.

O pyriithiobac-Na e o trifloxysulfurom-sodium são os únicos i.a. recomendados para aplicação em área total em cultivares convencionais de algodão para o controle de plantas daninhas eudicotiledôneas (Tabela 4.4). São eficientes no controle de trapoeraba (*C. benghalensis*), picão-preto (*B. pilosa*), capim-carrapicho (*C. echinatus*), amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla*), corda-de-viola (*Ipomoea grandifolia*), erva-de-touro (*Tridax procumbens*), dentre outras (Silva et al. 2013, MAPA 2023).

9. Herbicidas recomendados para aplicação em jato dirigido

De forma geral, herbicidas não seletivos para a cultura do algodão podem ser aplicados nessa modalidade. O ideal é a aplicação de i.a. ou mistura destes que possuam amplo espectro de controle e efeito residual, para evitar fluxos de germinação de plantas daninhas. A Tabela 4 apresenta os herbicidas recomendados para aplicação em jato dirigido na cultura do algodão.

Tabela 4.4. Herbicidas seletivos recomendados para aplicação em jato dirigido em cultivos de algodão no Brasil.

Mecanismo de ação	Ingredienteativo
Inibidor da biossíntese de carotenoide	Isoxaflutole
Inibidor do fotossistema II (FSII)	Ametryn Diuron Prometryne
Inibidor da glutamina (GS)	Amônio-glufosinato*
Inibidor da protoporfirinogêniooxidase (PROTOX ou PPO)	Carfentrazone-ethyl Oxyfluorfen
Mecanismo de ação desconhecido	MSMA

Fonte: Adaptado de MAPA (2023). * Para algodão sem a tecnologia Liberty Link®.

Semelhante ao que ocorre na aplicação em pré-emergência dos inibidores do FSII, todos os herbicidas recomendados para aplicação em jato dirigido apresentarão seletividade toponômica ou por posição. Como a aplicação é em pós-emergência do algodoeiro, é necessário a utilização de equipamentos como pingentes com pontas de pulverização de grande ângulo, como as defletoras, de modo a permitir aplicação mais próxima do solo sem atingir as plantas (Freitas et al. 2022), além de aparatos que visam proteger a cultura das gotas pulverizadas (Figura 4.4).

10. Manejo de plantas daninhas em cultivos de algodão geneticamente modificado com resistência a herbicidas

A cultura do algodão apresenta crescimento vegetativo lento e permanece por longo período no campo, esses fatores aliados ao banco de sementes do solo, torna o controle de plantas daninhas um desafio. O desenvolvimento de cultivares geneticamente modificadas para resistência a herbicidas facilitou o manejo de plantas daninhas em pós-emergência, o que tornou o uso dessa tecnologia comum em muitas culturas, incluindo o algodão.



Figura 4.4. Aplicação de herbicidas em jato dirigido na cultura do algodão.
Fonte: (A) Foloni et al. (2006), (B) Christoffoleti (2017).

No Brasil já foram liberadas cultivares de algodão melhoradas geneticamente para resistência a quatro herbicidas: glyphosate (Roundup Ready® "RR" e Roundup Ready Flex® "RF"); glyphosate e glufosinato de amônio (Glytol®); glufosinato de amônio (Liberty link® "RF") e dicamba (Xtend®).

10.1. Manejo de plantas daninhas em cultivos de algodão Roundup Ready®

A tecnologia Roundup Ready® (RR) no algodão foi autorizada pela CTNBio a ser usada no Brasil pela Monsanto em 2008, essas cultivares possuem o gene que confere resistência ao herbicida glyphosate, o qual pode ser aplicado até o estágio de quatro folhas verdadeiras, após este estágio de desenvolvimento a sua aplicação pode resultar em redução da produtividade, uma vez que, o herbicida é translocado rapidamente para os frutos causando abortamento (CTNBio 2008, Ranjan et al. 2020, Raphael 2019, Xavier et al. 2018).

Em 2011 foi autorizada pela CTNBio a ser usada no Brasil pela Monsanto uma nova geração da

tecnologia Roundup Ready®, a Roundup Ready Flex®, que possui maior expressão gênica da resistência nos tecidos reprodutivos. A introdução dessa tecnologia permitiu a aplicação de glyphosate em área total com doses maiores até sete dias antes da colheita do algodão. A dose de glyphosate máxima recomendada por aplicação é de 1.267 g ha⁻¹ do equivalente ácido, com o máximo de 5.438 g ha⁻¹ do equivalente ácido durante todo ciclo da cultura (Christoffoleti et al. 2015, CTNBio 2011, Ranjan et al. 2020, Raphael 2019, Xavier et al. 2018).

O uso dessa tecnologia deve ser realizado com cautela, uma vez que, aplicações sucessivas do mesmo herbicida ou de herbicidas pertencentes ao mesmo mecanismo de ação, aumenta a pressão de seleção de espécies resistentes, como é o caso de caruru palmeri (*Amaranthus palmeri*) e capim-pé-de-galinha (*Eleusine indica*) na cultura do algodão, além de azevém (*Lolium perenne* ssp. *Multiflorum*), buva (*Conyza canadensis*, *C. bonariensis* e *C. sumatrensis*), capim amargoso (*Digitaria insularis*), leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), capim-branco (*Chloris*

elata) em outras culturas como soja, milho, feijão dentre outras (HRAC 2023).

O manejo de plantas daninhas resistentes ao glyphosate, inclui a aplicação dirigida de outros herbicidas de diferentes mecanismos de ação, uso de herbicidas pré-emergentes, que reduz o fluxo de germinação de plantas daninhas e reduz o número de aplicações em pós emergência do glyphosate, além de permitir aplicações mais tardias. A mistura de glyphosate com outras moléculas (trifloxysulfuron e s-metolachlor) nas aplicações em área total e dirigida pode ser uma alternativa para manejar biótipos resistentes (Christoffoleti et al. 2015).

Outro manejo importante é o de culturas voluntárias como soja e milho resistentes ao glyphosate e oriundas da sucessão das culturas. Para eliminação do milho voluntário, recomenda-se o uso de algum graminicida como cletodim ou fluazifop. No caso da soja, a aplicação de trifloxysulfuron no estágio de seis folhas trifolioladas proporciona bom controle, outras alternativas é a aplicação de 2,4 D e Dicamba

no caso do algodão resistente a esses herbicidas (Takahashi et al. 2020).

10.2. Manejo de plantas daninhas em cultivos de algodão Liberty Link®

A tecnologia Liberty Link no Algodão, foi autorizada pela CTNBio a ser usada no Brasil pela Bayer em 2012, e confere resistência ao herbicida Glufosinato de Amônio. O modo de ação deste herbicida, está relacionado com a inibição da glutamina sintetase, enzima que converte o glutamato e amônia em glutamina, o acumulo desta enzima leva a formação de espécies reativas de oxigênio, o que causa à peroxidação de lipídeos das membranas celulares e à rápida morte celular (CTNBio 2012, Takano et al. 2019).

O amônio-glufosinate é um herbicida de contato com amplo espectro de controle, pode ser aplicado da emergência até a fase de florescimento do algodão Liberty Link®, no entanto, sua aplicação deve ser realizada nos estágios iniciais de desenvolvimento das plantas daninhas, folhas largas de quatro a seis folhas

e gramíneas até o primeiro perfilho. Como o herbicida não tem efeito residual no solo, são realizadas várias aplicações para atender ao estágio ideal de desenvolvimento e aos vários fluxos de emergência de plantas daninhas (Christoffoleti et al. 2015).

O glufosinato de amônio pode ser aplicado, desde a emergência até o florescimento do algodão, no entanto como se trata de um herbicida de contato, há necessidade de boa cobertura das plantas daninhas para melhor eficácia de controle, portanto, nos estágios mais avançados de desenvolvimento do algodão, é recomendado aplicações semidirigidas para evitar o efeito guarda-chuva (Christoffoleti et al. 2015).

10.3. Manejo de plantas daninhas em cultivos de algodão Glytol®

A tecnologia Glytol® foi autorizada pela CTNBio a ser usada no Brasil pela Bayer em 2010, e é o primeiro evento transgênico aprovado pela CTNBio para a cultura do algodão com resistência a dois herbicidas (glyphosate e glufosinato de amônio)

(CTNBio 2010, Ranjan et al. 2020, Raphael 2019, Xavier et al. 2018). O manejo de plantas daninhas na cultura se tornou mais fácil, uma vez que, se trabalha com herbicidas de contato (glufosinato de amônio) e sistêmico (glifosato), o que aumenta o espectro de controle e reduz a pressão de seleção de plantas resistentes. Vale ressaltar que a mistura desses produtos em tanque, causa antagonismo, portanto a aplicação deve ser realizada de maneira sequencial com intervalos de 7 a 10 dias (Christoffoleti et al. 2015).

10.4. Manejo de Plantas daninhas em cultivos de algodão Xtend®

A tecnologia Xtend® no algodão foi autorizada pela CTNBio em 2018 a ser usada no Brasil pela Monsanto, e confere resistência ao dicamba, herbicida pertencente ao grupo das auxinas sintéticas (CTNBio 2018). Esse herbicida atua sobre o metabolismo de ácidos nucleicos e a plasticidade da parede celular, o que causa proliferação e o alongamento celular em tecidos, a epinastia de folhas e caule e a interrupção

do floema. É uma alternativa importante no manejo de plantas daninhas eudicotiledôneas resistentes e tolerantes ao glyphosate no algodão (Spaunhorst & Bradley 2013, Cahoon et al. 2015).

O dicamba pode ser aplicado em dessecação na pré-emergência da cultura e pós-emergência em área total. No algodão transgênico, as aplicações em pós-emergência devem ser realizadas em plantas daninhas nos estágios iniciais de desenvolvimento, para o algodão não transgênico a aplicação só pode ser realizada na pré-emergência da cultura de 15 a 20 dias antes do plantio (MAPA 2023).

No ano de 2018, além da resistência ao dicamba e amônio-glufosinate, houve a inserção do gene de resistência ao glyphosate em uma mesma cultivar, o que possibilita a aplicação desses três herbicidas de mecanismos de ação diferentes na pós-emergência do algodão.

11. Manejo integrado de plantas daninhas

A associação de um ou mais métodos de manejo, visando diminuir custos de produção,

sustentabilidade ambiental, eficiência no controle de plantas daninhas, prevenção de seleção de biotipos resistentes a herbicidas, dentre outros, constitui a base dos programas de Manejo integrado de plantas daninhas (MIPD) (Pontes Junior et al. 2022). Um bom manejo da área, com adubação e calagem de acordo com as demandas das culturas, sementes de alta qualidade, espaçamento e densidade de plantio adequados, posicionamento correto dos herbicidas ao longo do ciclo da cultura, etc., constituem um bom planejamento de manejo integrado para o algodão (Ferreira et al. 2006).

A integração dos outros métodos de controle com o químico pode reduzir a infestação de diversas espécies de plantas daninhas. Como exemplo, a utilização de palha de centeio como cultura de cobertura associado com herbicidas pré-emergentes (S-metolalclor e acetolclor) e pós-emergentes (glyphosate e amônio-glufosinate) diminuíram em mais de 70% a incidência de *A. palmeri* em plantio de algodão (Farr et al. 2022). Em outro estudo, a associação da palha de centeio com menor

espaçamento entre linhas, aplicação de pendimetalin + fomesafen em pré-emergência e glyphosate e diuron em pós-emergência do algodão resultaram em controle eficiente de plantas daninhas (Price et al. 2021).

Portanto, deve-se pensar em um programa de manejo a longo prazo, que inclua outros métodos de controle como preventivo, cultural e mecânico, além do controle químico. Pois diante do cenário agrícola atual, depender somente do controle químico é inviável do ponto de vista agrônômico, social e ambiental.

Todavia ao usar o controle químico deve-se associar herbicidas de diferentes mecanismos de ação, os quais devem ser intercalados desde a dessecação em pré-plantio, com herbicidas aplicados em pré-emergência, pós-emergência em área total e jato dirigido, de modo a evitar a seleção de espécies tolerantes e biótipos de plantas daninhas resistentes a herbicidas.

12. Destruição da soqueira do algodoeiro

A destruição da soqueira do algodão constitui a última etapa do ciclo da cultura, sendo obrigatória por Lei. A Instrução Normativa - IN nº 44, de 29 de julho de 2008, institui o Programa Nacional de Controle do Bicudo do Algodoeiro - PNCB, no MAPA (MAPA 2008). A IN 44/2008 traz em seu texto as diretrizes para o controle eficiente do bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis*), bem como define grupos de trabalho para manejar adequadamente a praga em cada Estado produtor. Esses estados, por meio de Legislação própria, definem a época adequada para o plantio, colheita, destruição da soqueira e vazio sanitário para a cultura do algodoeiro (Azambuja & Degrande 2014).

Para a destruição da soqueira, os controles mecânico e químico são muito utilizados. A prática de aração e gradagem ou arranquio, enleiramento e gradagem constituem práticas fundamentais para expor os vasos condutores do algodão, visando maior eficiência do controle químico (Oliveira et al. 2006). Tais práticas mecânicas são necessárias porque as plantas do algodoeiro já estão desfolhadas, o que pode diminuir a absorção e translocação do herbicida.

O herbicida mais utilizado para a destruição da soqueira é o 2,4-D, geralmente com uma aplicação

sequencial, para controlar a rebrota da planta. Uma única aplicação de 2,4-D ou 2,4-D seguido de amônio-glufosinato, carfentrazone e saflufenacil não são eficientes para o controle da rebrota do algodão (Oliveira 2022). Em outro trabalho, Ferreira et al. (2018) avaliaram a rebrota de algodão geneticamente modificado resistente ao glyphosate em duas safras na região de Santa Helena de Goiás - GO e uma safra em Luiz Eduardo Magalhães - BA. Na Tabela 4.5 contém a eficiência de aplicação de 2,4-D isolado e em associação com outros herbicidas no controle da rebrota do algodão.

13. Resistência de plantas daninhas a herbicidas

Antes de iniciar a discussão sobre resistência, é preciso deixar claro que as plantas daninhas podem ser agrupadas em espécies sensíveis, espécies tolerantes e biótipos resistentes aos herbicidas. As espécies sensíveis são aquelas controladas pelos herbicidas nas doses usuais recomendadas em bula, enquanto que as espécies tolerantes e biótipos resistentes não são controladas nas referidas doses. Todavia é fundamental que se entenda a diferença entre tolerância e resistência a herbicidas.

Tabela 4.5. Porcentagem de rebrota de algodão geneticamente modificado resistente ao glifosato, em função de herbicidas e ambientes.

Primeira ¹ aplicação	Segunda ² aplicação	Rebrota (%) ³ *		
		SHGO 2013	SHGO 2014	LEM 2014
Controle - sem herbicida		82,4 a	57,5 a	76,4 a
2,4-D	2,4-D	4,9 d	16,9 c	36,9 b
2,4-D	Amônio-glufosinato	22,2 cd	22,4 bc	41,2 b
2,4-D	Carfentrazone	29,4 c	28,9 bc	60,7 ab
2,4-D	Saflufenacil	26,0 c	36,7 b	49,8 ab
2,4-D	-	52,2 b	31,2 bc	57,8 ab

Fonte: Adaptado de Ferreira et al. (2018).

¹ Pulverizações realizadas após o uso do triturador de caules, quando pelo menos 50% dos caules apresentavam brotos com comprimento superior a 3 cm ou folhas com diâmetro maior que 2,5 cm.

² Pulverizações aos 41, 34 e 31 dias após a primeira aplicação, respectivamente para Santa Helena, GO (SHGO) em 2013 e 2014, e LEM-BA (LEM) em 2014.

³ Avaliação 20 dias após a segunda aplicação dos herbicidas.

* As médias numa coluna seguidas pela mesma letra não diferem, entre si, de acordo com teste Tukey a $p < 0,05$.

Tolerância é uma característica inata da espécie, ou seja, o herbicida não possui nem nunca possui eficácia no controle daquela espécie na dose usual, como é o caso da trapoeraba (*Commelina benghalensis*) para o glyphosate.

A resistência das plantas aos herbicidas é a capacidade herdável de biótipos de uma população de sobreviver e reproduzir após a exposição à uma dose desse pesticida que seria letal a uma população normal dessa espécie de planta (HRAC 2023). Ou seja, biótipos resistentes são indivíduos dentro de uma população da espécie sensível que não são controlados mediante à aplicação de determinado herbicida na dose usual, recomendada em bula. Ressaltando que estes biótipos já existem na natureza em baixa densidade populacional e os herbicidas são os agentes selecionadores, quando aplicados repetidamente. A resistência pode ser classificada em resistência cruzada e múltipla. A resistência cruzada ocorre quando o biótipo é resistente a dois ou mais herbicidas pertencentes ao mesmo mecanismo de ação, como é o caso da capim-pé-de-galinha resistente aos herbicidas dos inibidores da ACCase (Andrade Junior et. al 2018).

A resistência múltipla ocorre quando o biótipo possui resistência a dois ou mais herbicidas com mecanismos de ação diferentes. Como por exemplo o picão-preto (*Bidens pilosa*) resistente aos herbicidas inibidores do fotossistema II e os Inibidores da ALS (Takano et al. 2016).

No Brasil existem atualmente 54 espécies de plantas daninhas com biótipos resistentes a herbicidas. Dentro desse grupo, já foram relatados oito casos de resistência em cinco espécies em áreas de cultivos de algodão (Tabela 4.6), dos quais, quatro biótipos possuem resistência múltipla a dois mecanismos de ação (Heap 2023).

O surgimento de biótipos resistentes ocorre devido a utilização intensiva de um mesmo herbicida ou de diferentes herbicidas pertencentes ao mesmo mecanismo de ação, que seleciona indivíduos resistentes, pré-existentes dentro de uma população de plantas daninhas (Christoffoleti & López-Ovejero 2003). Na cultura do algodão essa pressão de seleção pode ser acentuada, devido ao alto número de aplicações durante o ciclo de condução da cultura, pois são realizadas aproximadamente 3 a 7 aplicações, considerando os processos de dessecação para plantio, controle de plantas daninhas e destruição da soqueira (Christoffoleti et al. 2014).

Tabela 4.6. Plantas daninhas resistentes a herbicidas identificadas em lavouras de algodão no Brasil

Espécie	Mecanismo de ação	Ano
Caruru (<i>Amaranthus retroflexus</i>)	ALS / FSII	2011
Caruru (<i>Amaranthus viridis</i>)	ALS / FSII	2011
Caruru (<i>Amaranthus retroflexus</i>)	ALS	2012
Mentrasto (<i>Ageratum conyzoides</i>)	ALS	2013
Caruru (<i>Amaranthus retroflexus</i>)	Protox	2014
Caruru (<i>Amaranthus palmeri</i>)	EPSPS	2015
Caruru (<i>Amaranthus palmeri</i>)	ALS/ EPSPS	2016
Capim pé-de-galinha (<i>Eleusine indica</i>)	ACCCase / EPSPS	2017

Fonte: Heap (2023).

Além do elevado número de aplicações, outras práticas podem contribuir para a seleção de biotipos de plantas daninhas resistentes e a dificuldade de controle das já instaladas na área. A utilização exclusiva do controle químico para o manejo das plantas daninhas, aplicação repetitiva do mesmo herbicida ou de herbicidas com o mesmo mecanismo de ação durante diversos anos agrícolas e sistemas de monocultura.

A fim de reduzir a seleção de plantas daninhas e controlar as espécies resistentes, é importante adotar práticas de manejo como:

13.1. Identificação e monitoramento das plantas daninhas resistentes a herbicidas

Atualmente a EMBRABA e BAYER em associação disponibilizaram na internet um mapa do Brasil (Embrapa/Bayer 2023) onde é possível pesquisar plantas daninhas resistentes, os mecanismos de ação e as regiões onde essas espécies estão presentes, todo esse resultado é mostrado de forma visual por pontos dentro de um mapa do Brasil. Ao identificar as

espécies de plantas daninhas presentes e mapear sua distribuição na área cultivada, é possível direcionar as estratégias de manejo de forma mais precisa.

13.2. Uso de herbicidas com diferentes modos de ação

A utilização de herbicidas pertencentes à diferentes mecanismos de ação envolvendo mistura, aplicações sequenciais na dessecação em pré-plantio, em pré-emergência, em pós-emergência e em jato dirigido é fundamental para manejar as plantas daninhas resistentes e evitar a seleção de novos biotipos resistentes na área. Outra atitude importante é seguir as recomendações de dosagens e forma de aplicação adequada (Mendes et al. 2022).

13.3. Utilização do manejo integrado de plantas daninhas

A integração e o planejamento de diferentes formas de manejo são altamente eficazes e proporcionam um controle sustentável sendo ainda mais necessário, devido as espécies de plantas daninhas resistentes (Christoffoleti et al. 2014). A

adoção do manejo integrado de plantas daninhas inclui diversas práticas de manejo desde do manejo preventivo evitando evitar a entrada de espécies de difícil controle e práticas de manejo cultural e físico que vão favorecer a cultura e dificultar o desenvolvimento das plantas daninhas.

13.4. Rotação de culturas

A rotação de culturas é uma estratégia importante pois favorece a utilização de herbicidas com diferentes mecanismos de ação, essa atividade reduz a pressão de seleção de plantas daninhas resistentes. No caso de culturas geneticamente modificadas, é necessário além de mudança da cultura a alteração dos herbicidas, ou seja, de nada adianta rotacionar soja com algodão e aplicar glyphosate nas duas culturas. É importante incluir culturas com variedades que possibilitem aplicação de herbicidas pertencentes mecanismos de ação diferentes.

13.5. Adoção de tecnologias modernas

A agricultura de precisão e uso de tecnologias modernas, como sistemas de navegação por GPS, aplicação de herbicidas em taxa variável e aplicação localizada de herbicidas, favorece o controle eficiente das plantas daninhas impedindo que essas plantas completem o ciclo e deixem descendentes.

14. Referências Bibliográficas

Aguiar A.C.M., Mendes K.F., Barcellos Junior L.H., Silva E.M.G., Silva A.A. (2022). Aspectos da biologia e ecofisiologia de plantas daninhas. In: Mendes K.F., Silva A.A. Plantas daninhas: biologia e manejo. São Paulo: Oficina de Textos. p.9-39.

Andrade Jr E.R., Cavenaghi A.L Guimarães S.C., Scoz L.B. (2018). Capim-pé-de-galinha (*Eleusine indica*) resistente a herbicidas inibidores da ACCase em áreas algodoeiras de Mato Grosso. Cuiabá: IMAmt. 12p.

Azambuja R., Degrande P.E. (2014). Trinta anos do bicudo-do-algodoeiro no Brasil. Arquivos do Instituto Biológico, 81(4), 377-410.

Barcellos, T. (2021) As 6 principais plantas daninhas do algodão e como controla-las. Disponível em: <https://blog.aegro.com.br/plantas-daninhas-do-algodao/>. Acesso em: 20/05/2023.

Beltrão N.E.M., Azevedo D.M.P. (1994). Controle de plantas daninhas na cultura do algodoeiro. Campina Grande: EMBRAPA.154p.

Cahoon C.W., York A.C., Jordan D.L., Everman W.J., Seagroves R.W., Culpepper A.S. Euse P.M. (2015). Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) management in dicamba-resistant cotton. *Weed Technology*, 29(4), 758-770.

Cardoso G.D., Alves P.L.C.A., Beltrão N.E.M., Vale L.S.(2010) Períodos de interferência das plantas daninhas em algodoeiro de fibra colorida 'BRS Safira'. *Revista Ciência Agronômica*, 41(3), p.456-462.

Christoffoleti P.J. (2017). Manejo de plantas daninhas em algodão. Disponível em: https://edisciplinas.usp.br/pluginfile.php/4331461/mod_resource/content/2/1b%20-%20Manejo%20de%20plantas%20daninhas%20na%20cultura%20de%20algodao%202018.pdf. Acesso em: 20/05/2023.

Christoffoleti P.J., Brunharo C.A.C.G., Melo M.S.C., Nicolai M., Romano M. (2014). Manejo de plantas daninhas. In: Borém A., Freire E.C. (Eds.). *Algodão do plantio à colheita*. Viçosa: UFV. p.199-201.

Christoffoleti P.J., Carvalho S.J.P., Nicolai M., Souza R.C. (2015). Manejo de plantas daninhas na cultura do algodão. In: Freire E. (Ed.). *Algodão no cerrado do Brasil*. 3ed. Brasília: Gráfica e Editora Positiva. p. 523-550.

Christoffoleti P.J., López-Ovejero R. (2003). Principais aspectos da resistência de plantas daninhas ao herbicida glyphosate. *Planta Daninha*, 21(3), 507-515.

Costa A.G.F., Sofiatti V. (2015). Manejo de plantas daninhas na cultura do algodoeiro. Brasília: Embrapa. 231p.

CTNBio - Comissão Técnica Nacional de Biossegurança. (2008). Parecer técnico nº 1521/2008. Disponível em http://ctnbio.mctic.gov.br/liberacao-comercial/-/document_library_display/SqhWdohU4BvU/view/614407#/liberacao-comercial/consultar-processo. Acesso em 24/05/2023.

CTNBio - Comissão Técnica Nacional de Biossegurança. (2010). Parecer Técnico nº 2754-2010. Disponível em http://ctnbio.mctic.gov.br/liberacao-comercial/-/document_library_display/SqhWdohU4BvU/view/614407#/liberacao-comercial/consultar-processo. Acesso em 24/05/2023.

CTNBio - Comissão Técnica Nacional de Biossegurança. (2011). Parecer Técnico nº 2956 – 2011. Disponível em http://ctnbio.mctic.gov.br/liberacao-comercial/-/document_library_display/SqhWdohU4BvU/view/614407#/liberacao-comercial/consultar-processo. Acesso em 24/05/2023.

CTNBio - Comissão Técnica Nacional de Biossegurança. (2011). Parecer Técnico nº 2956 – 2011. Disponível em http://ctnbio.mctic.gov.br/liberacao-comercial/-/document_library_display/SqhWdohU4BvU/view/614407#/liberacao-comercial/consultar-processo.

407#/liberacao-comercial/consultar-processo. Acesso em 24/05/2023.

CTNBio - Comissão Técnica Nacional de Biossegurança. (2012). Parecer Técnico nº 3290-2012. Disponível em http://ctnbio.mctic.gov.br/liberacao-comercial/-/document_library_display/SqhWdohU4BvU/view/614407#/liberacao-comercial/consultar-processo. Acesso em 24/05/2023.

CTNBio - Comissão Técnica Nacional de Biossegurança. (2012a). Parecer Técnico nº 3365/2012. Disponível em http://ctnbio.mctic.gov.br/liberacao-comercial/-/document_library_display/SqhWdohU4BvU/view/614407#/liberacao-comercial/consultar-processo. Acesso em 24/05/2023.

CTNBio - Comissão Técnica Nacional de Biossegurança. (2012b). Parecer Técnico nº 3290-2012. Disponível em http://ctnbio.mctic.gov.br/liberacao-comercial/-/document_library_display/SqhWdohU4BvU/view/614407#/liberacao-comercial/consultar-processo. Acesso em 24/05/2023.

CTNBio - Comissão Técnica Nacional Parecer Técnico nº 6139 - 2018. Disponível em http://ctnbio.mctic.gov.br/liberacao-comercial/-/document_library_display/SqhWdohU4BvU/view/614407#/liberacao-comercial/consultar-processo. Acesso em 24/05/2023.

Dogan M.N., Jabran A., Unay A. (2015). Integrated weed management in cotton. In: Chauhan B.S., Mahajan G. (Eds). Recent advances in weed management. New York: Springer. p.197-222.

Echer F.R., Castro G.S.A., Bogiani J.C., Rosolem C.A. (2012). Crescimento inicial e absorção de nutrientes pelo algodoeiro cultivado sobre a palhada de *Brachiaria ruziziensis*. Planta Daninha, 30(4), 783-790.

Echer F.R., Rosolem C.A. (2015). Cotton yield and fiber quality affected by row spacing and shading at different growth stages. European Journal of Agronomy, 65, 18-26.

Embrapa/Bayer. (2023). Plantas daninhas resistentes a herbicidas. Disponível em <https://mapas.cnpm.embrapa.br/apps/bayer/#/home>. Acesso em 01/10/2023.

Eslami S.V. (2015). Weed Management in conservation agriculture systems. In: Chauhan B.S., Mahajan G. (Eds). Recent advances in weed management. New York: Springer. p.87-124.

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2023). FAOSTAT: Food and agriculture data. Disponível em <https://www.fao.org/faostat/en/#home>. Acesso em 25/09/2023.

Farr R., Norsworthy J.K., Kouame K.B.J., Barber L.T., Butts T.R., Roberts T. (2022). Impact of integrated

weed management practices on cotton economics and Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) populations. *Weed Technology*, 36(6), 863-875.

Ferhatoglu Y., Avdiushko S., Barrett M.(2005). The basis for the safening of clomazone by phorate insecticide in cotton and inhibitors of cytochrome P450s. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 81(1), p.59-70.

Ferreira A.C.B., Barros A.C., Lamas F.M. (2006). Manejo de plantas daninhas na cultura do algodoeiro. Campina Grande: Embrapa. 8p.

Ferreira A.C.B., Bogiani J.C., Sofiatti V., Silva Filho J.L.D. (2018). Chemical control of stalk regrowth in glyphosate-resistant transgenic cotton. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, 22(8), 530-534.

Foloni L.L., Christoffoleti P.J., Carvalho S.J.P. (2006). Controle químico deve auxiliar o combate a plantas daninhas. *Visão Agrícola*, 3(6), p.64-67,

Freitas F.C.L., Ferreira L.N., Souza W.M., Moraes H.M.F., Paiva M.C.G. (2022). Classificação, seletividade e mecanismos de ação de herbicidas. In: Mendes K.F., Silva A.A. *Plantas daninhas: Herbicidas*. São Paulo: Oficina de Textos. p.7-56.

Guinn G. (1974). Abscission of cotton floral buds and bolls as influenced by factors affecting photosynthesis and respiration. *Crop Science*, 14(2), 291-293.

Hay R.K., Porter J.R. (2006). The physiology of crop yield. 2ed. Oxford: Blackwell. 328p.

Heap I. (2023) The international survey of herbicide resistant weeds. Disponível em: <https://www.weedscience.org/Pages/crop.aspx>. Acesso em 24/05/2023.

Jacomini A.E., Camargo P.B., Avelar W.E., Bonato P.S. (2009). Determination of ametryn in river water, river sediment and bivalve mussels by liquid chromatography-tandem mass spectrometry. Journal of the Brazilian Chemical Society, 20(1), 107-116.

Lisboa R.H., Côrrea F.R., Silva N.F., Cavalcante W.S.S., Ribeiro D.F., Rodrigues E. (2023). Herbicidas com potencial para dessecação em pré-semeadura na cultura do algodão. Brazilian Journal of Science, 2(3), 54-66.

Lorenzi H. (2014). Manual de identificação e controle de plantas daninhas: plantio direto e convencional. 4ed. Nova Odessa: Editora Plantarum. 336p.

Manalil S., Coast O., Werth J., Chauhan B.S. (2017). Weed management in cotton (*Gossypium hirsutum* L.) through weed-crop competition: A review. Crop Protection, 95, 53-59.

MAPA - Ministério da agricultura, pecuária e abastecimento. (2023). Agrofit - Sistemas de agrotóxicos fitossanitários. Disponível em https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Aceso em 24/05/2023.

Mendes K.F Mielke K.C., La Cruz., R.A., Silva., A.A Vargas L. (2022). Evolução da resistência de plantas daninhas a herbicidas. In: Mendes K.F, Silva A.A. Plantas daninhas herbicidas. v.2. São Paulo: Oficina de textos. p.74 - 99.

Morgan G.D., Baumann P.A., Chandler J.M. (2001). Competitive impact of Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) on cotton (*Gossypium hirsutum*) development and yield. Weed Technology, 15(3), 408-412.

NCC - National cotton council of America. (2015). Cotton growing countries-ranking by production. Disponível em <http://www.cotton.org/econ/cropinfo/cropdata/rankings.cfm>. Acessado: 20/05/2023.

Oerke E.C. (2006). Crop losses to pests. The Journal of Agricultural Science, 144(1), 31-43.

Oliveira I.R., Carvalho H.W.L., Moreira M.A.B., Ribeiro S.S. (2006). Manejo dos restos culturais (soqueira) do algodoeiro como ferramenta de combate às pragas. Aracaju: Embrapa. 8p.

Oliveira Jr. R.S. Mecanismos de ação de herbicidas. (2011). In: Oliveira Jr. R.S., Constantin J., Inoue M.H. (Eds.). Biologia e manejo de plantas daninhas. Curitiba: Omnipax Editora, p.141-192.

Oliveira R.M. (2022). "Carryover" de herbicidas para destruição de soqueiras de algodão na sucessão

algodão-soja. Rio Verde: IF Goiano. 67p. (Dissertação em Bioenergia e Grãos).

Pellizzaro E.C., Albrecht L.P., Krenchinski F.H., Albrecht A.J.P., Migliavacca R.A. (2019). Redução no espaçamento do milho em solos de baixa altitude. *Revista de Ciências Agrárias*, 42(2), 492-501.

Pitelli R.A. (1985). Interferência de plantas daninhas em culturas agrícolas. *Informe Agropecuário*, 11(129), 16-27.

Pitelli R.A., Durigan J.C. (1984). Terminologia para períodos de controle e de convivência das plantas daninhas em culturas anuais e bianuais. In: Congresso Brasileiro de Herbicidas e Plantas Daninhas. v15, p.37.

Pontes Jr V.B., Silva A.A., D'antonino L., Mendes K.F. (2022). Métodos de controle e manejo integrado de plantas daninhas na agricultura. In: Mendes K.F., Silva A.A. *Plantas daninhas: Biologia e manejo*. São Paulo: Oficina de textos. p.100-128.

Price A.J., Nichols R.L., Morton T.A., Balkcom K.S., Grey T.L., Li S. (2021). Effect of cover-crop biomass, strip-tillage residue disturbance width, and PRE herbicide placement on cotton weed control, yield, and economics. *Weed Technology*, 35(3), 385-393.

Ranjan P.N., Ram C.J., Anurag T., Nilesh J., Kumar P.B., Suresh Y., Santosh K., Rahul K. (2020). Breeding for herbicide tolerance in crops: A review. *Research Journal of Biotechnology*, 15(4), 154-162.

Raphael J.P.A. (2019). Transgenic traits in the cotton crop in Brazil: a review. *Colloquium Agrariae*, 15(1), 115-129.

Santos S.M.S., Gusmão M.S., Oliveira L.S., Carvalho F.D., Teixeira E.C., Silva R.A.(2018). Controle do complexo de plantas daninhas com herbicidas pré-emergentes na cultura do algodão. *Revista Cultivando o Saber*, 11(3), 69-80.

Silva A.A., Silva J.F. (2007). Tópicos em manejo de plantas daninhas. Viçosa: UFV. 367p.

Silva A.V., Chiavegato E.J., Carvalho L.H., Kubiak D.M. (2006). Crescimento e desenvolvimento do algodoeiro em diferentes configurações de semeadura. *Bragantia*, 65(3), 407-411.

Silva E.M.G., Aguiar A.C.M., Mendes K.F., Silva A.A. (2022). Competição e interferência de plantas daninhas em culturas. In: Mendes K.F., Silva A.A. (Eds.). *Plantas daninhas: Biologia e manejo*. São Paulo: Oficina de Textos. p.56-81

Silva E.M.G., Aguiar A.C.M., Mendes K.F., Silva A.A. (2022). Competição e interferência de plantas daninhas em culturas. In: Mendes K.F., Silva A.A. (Eds.). *Plantas daninhas: Biologia e manejo*. São Paulo: Oficina de Textos. p.56-81

Silva M.P., Parreira M.C., Bressanin F.N., Alves P.L.C.A.(2016). Periods of weed interference on transgenic cotton 'IMACD 6001LL'. *Revista Caatinga*, 29(2), 375-383.

Silva R.A., Magalhães G.C., Silva W.L., Oliveira L.S., Costa A.A. (2013). Épocas de aplicação de trifloxysulfuron-sodium e piritiobaque-sódico em pós-emergência na cultura do algodão. *Revista Cultivando o Saber*, 6(2), 135-141.

SINDIVEG - Sindicato Nacional da Indústria de Produtos para Defesa Vegetal. (2023). Mercado total de defensivos agrícolas por produto aplicado. Disponível em <https://sindiveg.org.br/mercado-total/>. Acesso em 24/05/2023.

Singh B., Garg R., Satpal J.K., Kumar S. (2022). Integrated weed management in Bt-cotton under semi arid conditions–A review. *Journal of Agriculture Research and Technology*, 47(3), 353-372.

Souza L.S., Velini E.D., Martins D., Rosolem C.A. (2006). Efeito alelopático de capim-braquiária (*Brachiaria decumbens*) sobre o crescimento inicial de sete espécies de plantas cultivadas. *Planta Daninha*, 24(4), p.657-688.

Spaunhorst D.J., Bradley K.W. (2013). Influence of dicamba and dicamba plus glyphosate combinations on the control of glifosato-resistant waterhemp (*Amaranthus rudis*). *Weed Technology*, 27(4), 675-681.

Takahashi G.O., Braz G.B.P., Machado F.G., Barroso A.L.L., Solino A.J.S. (2020). Controle de soja voluntária com herbicidas registrados para algodoeiro. *Revista Brasileira de Herbicidas*, 19(4), doi 10.7824/rbh.v19i4.707.

Takano H.K., Beffa R., Preston C., Westra P., Dayan F.E. (2019). Reactive oxygen species trigger the fast action of glufosinate. *Planta*, 249, 1837-1849.

Takano H.K., Oliveira Jr R.S., Constantin J., Braz G.B.P., Franchini L.H.M., Burgos N.R. (2016). Multiple resistance to atrazine and imazethapyr in hairy beggarticks (*Bidens pilosa*). *Ciência e Agrotecnologia*, 40(5), 547-554.

Tenbrook P.L., Tjeerdema R.S. (2006). Biotransformation of clomazone in rice (*Oryza sativa*) and early watergrass (*Echinochloa oryzoides*). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 85(1), 38-45.

Wilson D.G., York A.C., Jordan D.L. (2007). Effect of row spacing on weed management in glufosinate-resistant cotton. *Weed Technology*, 21(2), 489-495.

Wruck F.J., Pedreira B.C., Oliveira Jr O.L., Behling Neto A., Domiciano L.F. (2020). Integração lavoura-pecuária: Consórcios forrageiros na entressafra. *Anuário de Pesquisas Agricultura*, 3, 25-34.

Xavier T.D.A., Nunes Filho L., Lopes S.S.S. (2018). Análise prospectiva do algodão transgênico no Brasil. *Cadernos de Prospecção*, 11(3), 927-927.

Zhao D., Oosterhuis D.M. (2000). Respostas do algodão ao sombreamento em diferentes estádios de crescimento: crescimento, produção de fibra e qualidade da fibra. *Agricultura Experimental*, 36(1), 27-39.

Este livro possui quatro capítulos:

Desafios para o controle eficiente e sustentável das pragas nos cultivos de algodão.

Sistemas de tomada de decisão de controle de pragas em cultivos de algodão.

Reguladores de crescimento na cultura do algodoeiro.

Manejo das plantas daninhas em cultivos de algodão.