



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA

FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**PRODUÇÃO DE ALGODÃO E INFESTAÇÃO DO BICUDO-DO-
ALGODOEIRO EM FUNÇÃO DA UTILIZAÇÃO DE INDUTORES DE
RESISTÊNCIA**

MAYCON VINÍCIUS LAIA DE AQUINO

DISSERTAÇÃO

DE MESTRADO EM AGRONOMIA

BRASÍLIA/DF

2020



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA

FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**PRODUÇÃO DE ALGODÃO E INFESTAÇÃO DO BICUDO-DO-
ALGODOEIRO EM FUNÇÃO DA UTILIZAÇÃO DE INDUTORES DE
RESISTÊNCIA**

MAYCON VINÍCIUS LAIA DE AQUINO

ORIENTADORA: CRISTINA SCHETINO BASTOS

DISSERTAÇÃO

DE MESTRADO EM AGRONOMIA

BRASÍLIA/DF

2020



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA

FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**PRODUÇÃO DE ALGODÃO E INFESTAÇÃO DO BICUDO-DO-
ALGODOEIRO EM FUNÇÃO DA UTILIZAÇÃO DE INDUTORES DE
RESISTÊNCIA**

MAYCON VINÍCIUS LAIA DE AQUINO



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO SUBMETIDA AO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA, COMO PARTE DOS REQUISITOS NECESSÁRIOS À OBTENÇÃO DO GRAU DE MESTRE EM AGRONOMIA.

APROVADO POR:

CRISTINA SCHETINO BASTOS, DSc. Fitotecnia – Entomologia/ Universidade de Brasília/ ORIENTADORA

MARIA CAROLINA BLASSIOLI MORAES, Dr. Química Analítica/ Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia/ EXAMINADOR INTERNO

JORGE BRAZ TORRES, PhD. Entomologia/ Universidade Federal Rural do Pernambuco/ EXAMINADOR EXTERNO

BRASÍLIA/DF, 2020.

FICHA CATALOGRÁFICA

LAIA, Maycon Vinícius de Aquino

“PRODUÇÃO DE ALGODÃO E INFESTAÇÃO DO BICUDO-DO-ALGODOEIRO EM FUNÇÃO DA UTILIZAÇÃO DE INDUTORES DE RESISTÊNCIA”. Orientação: Cristina Schetino Bastos, Brasília 2020. 56p.

Dissertação de mestrado – Universidade de Brasília/ Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2020.

1. *Anthonomus grandis grandis*, *Gossypium hirsutum* L, indução de resistência, adubação foliar. Bastos, C.S. II. Dr^a.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

LAIA, M. V. de A. Produção de algodão e infestação do bicudo-do-algodoeiro em função da utilização de indutores de resistência. Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2020, 56 páginas.

RESUMO

O bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis grandis*, é uma praga-chave importante para o cultivo do algodão no continente americano causando prejuízos em virtude da sua alimentação e oviposição nas estruturas reprodutivas do algodoeiro. Este trabalho foi realizado com o objetivo de quantificar a produção de algodão e a infestação do bicudo-do-algodoeiro em função da utilização de diferentes compostos indutores de resistência de plantas. As avaliações foram feitas nas plantas, nas estruturas reprodutivas caídas no solo e colhidas, quantificando-se as estruturas normais e atacadas, bem como a produção das plantas, em duas épocas de cultivo da safra 2018/19. Os tratamentos foram os indutores Bion[®] 500 WG, Naturamin[®] WSP, Phytogard[®], Sifol[®], Supa Sílica[®] além do tratamento testemunha. A aplicação dos indutores iniciou-se aos 55 DAP e foi interrompida aos 141 e 139 DAP, no primeiro e segundo cultivos, respectivamente, totalizando cinco aplicações em cada época de plantio. Os tratamentos foram dispostos em blocos ao acaso com cinco repetições. Após a primeira aplicação feita em cada área, foram realizadas avaliações semanais da parte aérea de cinco plantas ao acaso por parcela e recolhidas as estruturas reprodutivas caídas no solo das três entrelinhas centrais de cada parcela, sendo contabilizadas as estruturas reprodutivas com sinais de ataque, sem sinais de ataque e o número de adultos do bicudo encontrados sobre as plantas ou emergidos das estruturas reprodutivas coletadas no solo. Ao final das avaliações, cinco plantas foram colhidas sendo avaliadas as estruturas reprodutivas atacadas, não atacadas e a produtividade das plantas. Todos os compostos testados reduziram a quantidade de estruturas reprodutivas atacadas, bem como a emergência de adultos de botões atacados e o número de bicudos por planta em algumas ocasiões. Além disso, os indutores Sifol[®] e o Phytogard[®] promoveram ação de indução de resistência em todas as avaliações realizadas, reduzindo as estruturas reprodutivas atacadas e a ocorrência dos adultos do bicudo nas plantas. As plantas submetidas ao tratamento com Naturamin[®] e Supa Sílica[®] mostraram redução das estruturas reprodutivas atacadas e coletadas do solo. Embora não tenham promovido ganho na produção, os compostos indutores de resistência ajudam a reduzir o número de bicudos ou de estruturas danificadas.

Palavras-chave: *Anthonomus grandis grandis*, *Gossypium hirsutum* L, indução de resistência, adubação foliar.

ABSTRACT

The boll weevil, *Anthonomus grandis grandis*, is a key pest of cotton in the Americas, causing losses because of his feeding and oviposition on cotton squares and bolls (cotton reproductive structures). This study aimed at quantifying cotton yield and boll weevil infestation after plant treatments with resistance inductor's compounds. To achieve that, plants, cotton reproductive structures collected from the ground and harvested were evaluated concerning the number of infested and non-infested reproductive structures and plant yields in two cultivations of 2018/19 growing's season. Treatments were the resistance inductors Bion[®] 500 WG, Naturamin[®] WSP, Phytogard[®], Sifol[®], Supa Sílica[®] and water as a control. The applications were initiated at 55 days after planting (DAP) and were terminated at 141 and 139 DAP, in the first and second cultivation, respectively, totaling five application on each cultivation. Treatments were arranged in complete randomized blocks with five replicates. After the first application, five plants per plot were sampled and reproductive structures found on the ground of the three central rows were collected, on a week basis. The reproductive structures found on the plants or on the ground were classified as non-damaged or damaged and the numbers of adult boll weevils found on the plants or emerged from the reproductive structures collected from the ground were counted. At the end of evaluations, five plants were harvested and the number of damaged and non-damaged reproductive structures as well as the yield of the plants were evaluated. All tested compounds reduced the amount of damaged reproductive structures, as well as the emergence of adult's boll weevils and their numbers found on the plants in some occasions. Besides, resistance inductors Sifol[®] and Phytogard[®] induced resistance in all evaluations, reducing damaged reproductive structures and boll weevil's occurrence on the plants. Plants treated with Naturamin[®] and Supa Sílica[®] had reduced numbers of damaged reproductive structures collected from the ground. Although the resistance inductors' compounds have not promoted yield gain, they helped to reduce the number of adult's boll weevils or the number of damaged reproductive structures.

Key-words: *Anthonomus grandis grandis*, *Gossypium hirsutum* L, resistance induction, foliar fertilization.

SUMÁRIO

| | |
|---------------------------------------------------------|----|
| 1. INTRODUÇÃO..... | 1 |
| 2. OBJETIVOS..... | 3 |
| 2.1 Objetivo Geral..... | 3 |
| 2.2 Objetivos Específicos | 3 |
| 3. REVISÃO DE LITERATURA | 3 |
| 3.1 O algodoeiro | 3 |
| 3.2 Bicudo-do-algodoeiro | 5 |
| 3.3 Indutores de resistência..... | 8 |
| 4. MATERIAL E MÉTODOS..... | 13 |
| 4.1 Condição experimental | 13 |
| 4.2 Implantação do experimento e tratos culturais | 13 |
| 4.3 Tratamentos - pulverização..... | 14 |
| 4.4 Coleta e triagem dos dados | 15 |
| 4.5 Análise dos dados | 16 |
| 5. RESULTADOS | 17 |
| 6. DISCUSSÃO..... | 20 |
| 7. CONCLUSÕES..... | 24 |
| 8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 37 |

1. INTRODUÇÃO

Os maiores produtores mundiais do algodoeiro herbáceo (*Gossypium hirsutum* L. raça *latifolium* Hutch Malvaceae) em caroço são a China, Índia, Estados Unidos, Paquistão e Brasil (FAO, 2019) e, no Brasil, os principais estados produtores são Mato Grosso, Bahia, Mato Grosso do Sul, Goiás e Minas Gerais (BRASIL, 2019a).

O algodoeiro está sujeito ao ataque de pragas que vão desde a sementeira até a colheita, sendo os prejuízos causados por diversos organismos que infestam praticamente qualquer estrutura da planta e durante todo seu ciclo de crescimento (SANTOS, 1998). Esta situação é agravada pela disponibilidade de algodão no campo durante um longo período, compreendido desde a sua implantação entre outubro-dezembro (cultivo regular) e janeiro-fevereiro (cultivo fora de época), até a colheita, que pode ocorrer entre 110 a 180 dias após a sementeira (ANTONINI et al., 2011). Este longo período pode favorecer a permanência e disseminação das pragas nos cultivos. Além disso, a morfologia do algodoeiro, que apresenta crescimento indeterminado, favorece a ocorrência simultânea de diferentes órgãos de diferentes idades para infestação ou ataque das pragas durante todo o ciclo de desenvolvimento da cultura (NEVES, TORRES & SILVA, 2010).

Dentre as pragas de maior relevância para o algodoeiro, o bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) (KUESTER et al., 2012; ALVARADO et al., 2017), destaca-se como praga-chave da cultura (GONDIM et al., 1999). A mensuração dos prejuízos causados pelo bicudo-do-algodoeiro anualmente chega ao valor aproximado de 51 a 74 milhões de dólares para o Brasil (OLIVEIRA et al., 2013).

O algodoeiro se torna mais suscetível ao ataque do bicudo mediante o surgimento dos primeiros botões florais, que ocorre entre os 50 e 90 dias após o plantio, até a colheita, tendo em vista que as estruturas preferidas para o ataque (botões florais e maçãs) podem se sobrepor (SILVIE et al., 2001). O ataque do bicudo resulta em aumento na taxa de abscisão de botões florais e maçãs jovens (SHOWLER, 2004), causa deformação de flores (flor balão) (GONDIM et al., 1999) e de maçãs retidas pelas plantas (carimãs) (BASTOS et al., 2005) e reduz a qualidade tecnológica da fibra (AZAMBUJA & DEGRANDE, 2014).

Nas regiões tropicais e subtropicais de ocorrência do bicudo como no Brasil, ao final do ciclo de crescimento do algodoeiro as populações de *A. grandis grandis* migram para áreas de refúgio onde passam a se alimentar do pólen de outras espécies vegetais (GONDIM et al., 1999; CUADRADO, 2002; RIBEIRO et al., 2010; SHOWLER & ABRIGO, 2007). Tão logo um novo ciclo da cultura se reinicie a lavoura é recolonizada por indivíduos que continuaram

ativos durante o período de entressafra nas áreas de refúgio (FERNANDES, CARVALLHO & HABIB, 2001; PAULA et al., 2013; NEVES et al., 2018), ou mesmo, mantidos em plantas espontâneas de algodão que infestam outras lavouras ou áreas não cultivadas (GRIGOLLI et al. 2015; SILVA et al. 2018). Os insetos provenientes do refúgio apresentam menor fecundidade e longevidade que os insetos cujas sucessivas gerações são completadas nos cultivos de algodão (GREENBERG et al., 2009). Logo, a amplitude da janela de cultivo é um grande favorecedor da disseminação da praga e as populações infestantes dos cultivos mais tardios normalmente irão demandar maior esforço para o controle (VIATOR, et al., 2005). O aumento no esforço de controle normalmente se traduz em aumento da frequência de pulverização, favorecendo o desenvolvimento de resistência a diferentes grupos químicos de inseticidas (COVARRUBIAS, 1992; MARTIN et al., 1996; AHMAD et al., 2002). Uma das alternativas para minimizar essa situação é o emprego de outras medidas de controle que tornem as populações mais suscetíveis ao controle químico ou que reduzam o remanescente da população a ser controlada. Nesse sentido, a resistência de plantas desponta como uma importante aliada podendo, dependendo da categoria de resistência manifestada pelas plantas, atuar na redução da infestação através do aumento da emigração e redução da imigração de indivíduos infestantes, aumento da efetividade de agentes de controle biológico ou aumento dos efeitos letais ou subletais dos hospedeiros sobre as pragas (BELLOTTI & ARIAS, 2001).

A resistência de plantas a insetos está relacionada a uma série de mecanismos de defesa, que podem ser de origem química, física ou morfológica (JACKSON & TAYLOR, 1996). A resistência pode estar intrinsecamente ligada à genética do hospedeiro (constitutiva) ou ser ativada mediante o ataque da praga (induzida) (SMITH, 1995). Nesse último caso, existem compostos que possuem a função específica de atuar como indutores de resistência (PEREIRA, 2005). O uso dos indutores de resistência pode ser uma alternativa que aumente a efetividade de outras medidas empregadas no manejo de pragas, por estimularem a produção de defesas naturais das plantas (PEREIRA, 2005) e com isso tornarem as pragas mais suscetíveis a outros métodos de controle.

Os compostos produzidos pelas plantas por meio da indução de resistência possuem efeitos variados nestes organismos, como formação de substâncias tóxicas, produção de barreiras estruturais, restrição no desenvolvimento de agentes indutores de injúrias e expressão de genes relacionados à manifestação das mais variadas formas de resistência (SIQUEIRA et al., 2019).

Dentre as substâncias empregadas com o propósito de indução de resistência via aplicação exógena têm-se os bioestimulantes (compostos complexos que atuam no equilíbrio

dos hormônios vegetais) (ONO, RODRIGUES & SANTOS, 1999), as rizobactérias promotoras de crescimento (RPCP) (ARAÚJO & MENEZES, 2009) e os agentes abióticos indutores de resistência (BENHAMOU, KLOEPPER & TUZUN, 1998; COLE, 1999; JAKAB et al., 2001).

Por existir uma variedade considerável de substâncias que atuam na indução de resistência das plantas e tendo em vista os relatos anteriores de indução de resistência a fitopatógenos mediante o uso de compostos específicos (silicatos de potássio, acibenzolar-S-metil, aminoácidos e fosfito – todos indutores abióticos) (CHERIF, ASSELIN & BÉLANGER, 1994; FÖRSTER et al., 1998; ARAÚJO & MENEZES, 2009; ABD EL-AAL et al., 2010), o presente trabalho objetivou avaliar a ação desses compostos na indução de resistência do algodoeiro ao bicudo-do-algodoeiro.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral

Analisar o papel de diferentes compostos conhecidos como indutores de resistência sobre a ocorrência e o ataque do curculionídeo *A. grandis grandis*.

2.2 Objetivos Específicos

1) Analisar o papel de indutores de resistência na alteração da quantidade de estruturas reprodutivas infestadas por *A. grandis grandis* a campo, coletadas no solo e colhidas, bem como no número de adultos do inseto encontrados sobre a planta ou emergidos das estruturas reprodutivas coletadas.

2) Analisar o papel de indutores de resistência na alteração da produtividade do algodão.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1 O algodoeiro

O algodoeiro herbáceo (*Gossypium hirsutum* L; Malvaceae), espécie de algodão mais difundida e cultivada no mundo, responde por 90% de todo o cultivo (PENNA, 2005), possui ciclo anual (o ciclo da cultura dura entre 110 a 180 dias compreendidos entre a germinação e a

colheita), crescimento indeterminado e apresenta como principal produto do seu cultivo a fibra, apesar de originar outros importantes produtos obtidos após a extração da fibra (RICHETTI & MELO FILHO, 1988; BAFFES, 2019).

Nos principais estados produtores localizados no bioma Cerrado da região Centro Oeste, o cultivo pode ser realizado entre outubro a janeiro para o estado do Mato-Grosso do Sul, de novembro a janeiro para o estado do Mato-Grosso e de dezembro a janeiro para o estado de Goiás (BRASIL, 2019c). Durante este período considera-se como plantio fora de época, sementeiras realizadas entre 10 a 31 de janeiro (SÉGUY et al., 2001, ZANCANARO & KAPPES, 2012).

O cultivo do algodão é realizado anualmente em aproximadamente 60 países e o plantio dessa cultura chega a cerca de 35 milhões de hectares por ano. O montante econômico movimentado pela comercialização mundial da cultura é equivalente a US\$ 12 bilhões por ano, sendo que o seu cultivo é responsável por empregar cerca de 350 milhões de pessoas no mundo, desde o plantio até o processamento dos produtos finais (ABRAPA, 2020).

Os maiores produtores mundiais da cultura segundo os últimos dados disponibilizados pela Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura (FAO) são: China, Índia, Estados Unidos, Paquistão e por fim o Brasil ocupando a quinta posição do ranking de produção mundial (FAO, 2019). A área cultivada com algodão no Brasil foi de 1.174,7 milhões de hectares na safra 2017/18, com 841,2 mil hectares plantados somente na região Centro-Oeste. A produção nacional de pluma atingiu 2.005,8 mil toneladas e a produtividade média para o algodão no país foi de 1.708 kg/ha (BRASIL, 2019a).

Nacionalmente, a região Centro-Oeste do Brasil é a principal produtora de algodão, concentrando a maioria dos principais estados produtores do país. Na safra 2017/18 em relação à produção de pluma os cinco maiores produtores foram os estados de Mato Grosso (1.290,2 mil ton), Bahia (498,4 mil ton), Mato Grosso do Sul (56,1 mil ton) Goiás (53,3 mil ton) e Minas Gerais (39,7 mil ton) (BRASIL, 2019a). Em relação à produtividade (em kg/ha) os estados de Roraima (1.824), Mato Grosso do Sul (1.814), Rio Grande do Norte (1.768), Piauí (1.720) e Maranhão (1.649) se destacaram na safra 2018/19 por apresentarem as maiores estimativas de produção de pluma segundo o quarto levantamento da safra referente a janeiro de 2019. A produtividade esperada para Goiás e Mato Grosso na safra 2018/19 é de 1.615 e 1.640 kg/ha, respectivamente (BRASIL, 2019d).

O custo de produção do algodoeiro (safra 2020/21) está estimado em mais de 10.000 reais por hectare no Mato Grosso sendo gastos, apenas para aquisição de inseticidas, 14,7%

do montante total do custo de produção da cultura (IMEA, 2020). Cerca de 50% do dispêndio com inseticidas é gasto no controle do bicudo-do-algodoeiro (PAPA & CELOTO, 2015).

3.2 Bicudo-do-algodoeiro

O algodoeiro é infestado por uma vasta diversidade de artrópodes desde a emergência até a colheita. Dentre aqueles considerados pragas-chave da cultura, tem-se o bicudo-do-algodoeiro *A. grandis grandis* que concentra seu ataque às plantas quando estas se encontram na fase reprodutiva. Estima-se que o bicudo-do-algodoeiro anualmente causa um prejuízo estimado entre 51 e 74 milhões de dólares para o Brasil, números estes relativos às perdas provocadas por essa praga e que seriam bem maiores se fossem contabilizados os valores gastos para a utilização do controle químico do bicudo (OLIVEIRA et al., 2013).

O *A. grandis grandis* é um inseto pertencente à família Curculionidae, ordem Coleoptera, cujos adultos possuem como característica morfológica distintiva de outros indivíduos da família Curculionidae, um par de espinhos localizados no fêmur do par de pernas anterior (GONDIM et al., 1999).

As larvas desses insetos são de coloração branca, ápodas, apresentam cabeça marrom-clara e corpo em formato de “C”, sendo mais largos nos segmentos abdominais medianos (LEIGH, ROACH & WATSON, 1996). As pupas possuem coloração branca e formato semelhante ao dos adultos (JEGER et al., 2017). Machos e fêmeas adultos são diferenciados pela presença de uma fenda no último tergito dos machos que é ausente nas fêmeas (SAPPINGTON & SPURGEON, 2000).

O bicudo-do-algodoeiro possui metamorfose completa e as fases de ovo, larva e pupa apresentam duração média de 3-5 dias, 7-12 dias e 3-5 dias, respectivamente. O adulto, de acordo com alguns estudos, apresenta longevidade média de 20-40 dias (JEGER et al., 2017) enquanto outros autores mencionam longevidade de 166-185 dias (SHOWLER, 2008; JEGER et al., 2017). O ciclo completo de ovo a adulto dura de 11-67 dias (JEGER et al., 2017).

No Brasil e em outras regiões tropicais e subtropicais, com o fim do período de cultivo do algodão, as populações de *A. grandis grandis* permanecem ativas e migram para se alimentar do pólen de outras espécies de plantas pertencentes a várias famílias botânicas (GONDIM et al., 1999; CUADRADO, 2002; SHOWLER & ABRIGO, 2007; RIBEIRO et al., 2010; MACEDO et al., 2015; PIMENTA et al., 2016).

Caso haja disponibilidade, os insetos migrantes para as áreas de refúgio ao final da safra de algodão se alimentam preferencialmente de plantas da mesma família botânica do

algodão (PIMENTA et al., 2016). O uso destas plantas para abrigo e alimentação na ausência do algodoeiro, está associado à dormência reprodutiva facultativa dos insetos com aumento gradativo mediante avanço no desenvolvimento fenológico do algodoeiro, que pode chegar a 90% no fim da estação de cultivo (PAULA et al., 2013). O algodoeiro se torna mais atrativo ao bicudo-do-algodoeiro mediante o surgimento dos primeiros botões florais que ocorre em média entre 25 a 35 dias após o plantio da cultura (SILVIE et al., 2001; SILVA et al., 2011). Isso ocorre em virtude da produção e emissão de voláteis que permitem que o inseto faça distinção entre a fase vegetativa e reprodutiva das plantas (MAGALHÃES et al., 2016). Além disso, a chegada dos primeiros adultos na lavoura contribui para o aumento da infestação da praga, tendo em vista que ao se alimentarem de botões florais os machos presentes no grupo desses primeiros adultos a chegarem na lavoura intensificam a produção do feromônio grandilure®, de agregação e possuindo função sexual, atraindo ambos, machos e fêmeas (FERNANDES, CARVALHO & HABIB, 2001; SHOWLER, 2004). As fêmeas, após serem atraídas, se alimentam das estruturas reprodutivas por 3 a 7 dias e depois de acasalarem começam a ovipositar após cerca de 20 minutos a uma frequência média de um ovo por hora, pelo tempo de duração da luz. Em condições normais, a fêmea deposita um ovo por botão floral, porém, sob altas densidades populacionais, pode ocorrer a deposição de mais de um ovo por botão floral. Com o avançar do ciclo de desenvolvimento fenológico da cultura, as maçãs do algodoeiro também passam a ser usadas para alimentação e oviposição pelos adultos de bicudo (FERNANDES, CARVALHO & HABIB, 2001; SHOWLER, 2004; JEGER et al., 2017).

Os botões florais preferidos para o ataque apresentam de 5,5 a 8 mm de diâmetro, seguidos dos de diâmetro médio (de 3 a 5,5 mm de diâmetro). Os botões de diâmetro menor que 3 mm possuem um ataque insignificante (SHOWLER, 2005). Em relação às maçãs, as mais atacadas são as de até 2 dias de idade, ocorrendo uma redução de cerca de 23,5% e 78,4% em maçãs de 8 e 12 dias de idade, respectivamente (BUSOLI et al., 2004).

O ataque ocorre preferencialmente nos terços médio e superior das plantas, porém o terço superior possui uma maior taxa de oviposição, não havendo diferença na preferência alimentar entre os terços médio e superior (GRIGOLLI et al., 2017).

Os sinais de ataque do bicudo podem ser provenientes da alimentação e oviposição. No caso da oviposição, após a fêmea abrir um orifício na estrutura reprodutiva da planta, ela deposita um ovo e, em seguida, cobre a cavidade com uma secreção gelatinosa, formando uma área elevada. Após a eclosão do ovo, a larva constrói uma câmara onde se alimenta e, posteriormente, forma a pupa, para em seguida emergir como um inseto adulto. A injúria

devido à alimentação consiste na perfuração da estrutura reprodutiva que apresenta grãos de pólen ao redor, quando realizada no botão floral (ZUCCHI, SILVEIRA-NETO & NAKANO, 1993; LEIGH, ROACH & WATSON, 1996).

Como consequência do ataque do bicudo aos botões florais, as brácteas ficam amareladas e os botões são abortados da planta (GONDIM et al., 1999). A abscisão dos botões florais ocorre entre 7 a 9 dias após o ataque e a emergência de adultos de estruturas que sofreram abscisão entre 12-13 dias após o ataque (SILVA et al., 2015). A emergência do bicudo de estruturas retidas pelas plantas possui uma maior amplitude, variando de 5 a 49 dias após o ataque (PIRES et al., 2017).

O ataque aos botões florais causa uma abertura irregular das pétalas, deixando a flor com a aparência de um “balão” (GONDIM et al., 1999). As maçãs podem ser abortadas (quando atacadas jovens) ou permanecerem na planta desenvolvendo um aspecto deformado ou abrir de forma irregular formando estruturas defeituosas conhecidas como carimãs (BASTOS et al., 2005). A fibra fica manchada e algumas ou todas as sementes podem ser destruídas pelo ataque do bicudo. Estima-se que acumulando todos os prejuízos que podem ser causados pelo bicudo, até 70% da produção pode ser comprometida (DEGRANDE, 1998).

A principal forma de controle do bicudo é através de pulverizações preventivas e curativas com inseticidas sintéticos sendo os principais grupos químicos empregados os organofosforados e piretroides (BARROS et al., 2005; BRASIL, 2019e) a despeito de existirem moléculas pertencentes a outros grupos químicos registradas para o seu controle (BRASIL, 2019e). Em geral, são realizadas por volta de 20 pulverizações apenas para o controle do bicudo-do-algodoeiro durante um ciclo de cultivo (MIRANDA & RODRIGUES, 2016). Essa conjuntura tem favorecido o surgimento de populações resistentes (COVARRUBIAS, 1992; MARTIN et al., 1996) e não evita que mesmo mediante esse regime de pulverização sejam acumuladas perdas (AZAMBUJA & DEGRANDE, 2014).

O plantio do algodão fora do calendário recomendado e a não destruição de soqueiras do algodoeiro favorecem o crescimento populacional do bicudo (RIBEIRO et al., 2015). Outras práticas como o cultivo ininterrupto de algodão e a proximidade da área de refúgio à lavoura também favorecem o aumento da população de bicudos (MIRANDA & SUASSUNA, 2004).

Desta forma, outras medidas que aumentem a efetividade dos métodos de controle já empregados devem ser buscadas.

3.3 Indutores de resistência

Uma das alternativas que pode ser usada para possibilitar melhoria da efetividade dos métodos de controle do bicudo-do-algodoeiro é a adoção de cultivares demonstrando algum grau de resistência à praga (BELLOTTI & ARIAS, 2001). A resistência das plantas pode se manifestar de forma constitutiva ou induzida mediante o ataque da praga. Em ambos os casos, a manifestação está relacionada a uma causa química (mudanças bioquímicas) e/ou morfológica (alterações estruturais) incluindo, por exemplo, alterações na morfologia da planta, como a lignificação, ou na produção de compostos químicos envolvidos na defesa (PASCHOLATI & LEITE, 1995; JACKSON & TAYLOR, 1996). A indução de resistência em plantas requer a ativação de mecanismos latentes por meio de agentes bióticos e/ou abióticos (MADAMANCHI & KUC, 1991; KESSMANN et al., 1994). A ativação dos genes de defesa pode ser feita mediante o uso de indutores de resistência, que podem se constituir em uma alternativa de controle de pragas na agricultura (PEREIRA, 2005), principalmente para aquelas que ainda não se dispõem de controle efetivo, a exemplo do bicudo-do-algodoeiro. Os compostos capazes de atuar como indutores podem ser de origem abiótica ou biótica (ROMEIRO, 2000) e incluem: i) agentes abióticos tais como hormônios vegetais - ácido salicílico e ácido jasmônico (TON et al., 2002), o ácido β -aminobutírico (BABA), a quitosana e o Acibenzolar-S-methyl (ASM) (BENHAMOU, KLOEPPER & TUZUN, 1998; COLE, 1999; JAKAB et al., 2001) e aminoácidos (VIZZOTTO, KROLOW & WEBER, 2010); ii) agentes bióticos que ao entrar em contato com a planta induzam alterações na expressão gênica condicionando resistência a esse agente infestante/infecioso em infestações/infecções futuras (DURRANT & DONG, 2004). Um dos principais agentes usados nessa categoria são as rizobactérias promotoras de crescimento (ARAÚJO & MENEZES, 2009).

Os compostos que passam a ser produzidos pelas plantas mediante indução de resistência possuem efeitos adversos nas populações de pragas devido à formação de barreiras estruturais, restrição do desenvolvimento de agentes indutores e produção de substâncias tóxicas (SIQUEIRA et al., 2019).

Genes relacionados às rotas de síntese das substâncias de defesa possuem um papel importante na inicialização do processo de indução de resistência, sendo estes genes relacionados a rotas ligadas ao ácido salicílico e ao jasmonato. Vários produtos químicos e biológicos vêm sendo testados na indução sistêmica de resistência, entretanto, com maior aplicabilidade na indução de resistência a patógenos (HAMMERSCHMIDT, 2001), sendo

escassos ou nulos os esforços direcionados à indução de resistência ao ataque de insetos-praga.

Devido à ampla gama de substâncias utilizadas na indução de resistência, faz-se necessário a introdução do conhecimento sobre algumas substâncias específicas pertinentes a este trabalho. São elas:

Acibenzolar-S-methyl (ASM)

O Acibenzolar-S-methyl (ASM) é uma substância sintética análoga do ácido salicílico. Esta substância atua na indução dos genes responsáveis pela codificação das proteínas PR (Pathogenesis Related) e de enzimas que agem na produção de lignina e fitoalexinas (COLE, 1999; RESENDE et al., 2000). O ASM é um indutor de resistência abiótico (ARAÚJO & MENEZES, 2009). As proteínas PR ativadas no processo de indução por essa substância geralmente desencadeiam a produção de enzimas responsáveis pela desestruturação celular dos organismos que ataquem as plantas, além de processos responsáveis pela lignificação das paredes celulares (SIQUEIRA et al., 2019).

O uso de ASM em plantas de ervilha apresentou resultados promissores na indução de resistência, devido ao aumento na atividade de β -1,3-glucanase e peroxidase, enzimas envolvidas na manifestação de resistência ao agente praga (DANN & DEVERALL, 2000). Constatou-se também o aumento na atividade de quitinases induzida pela aplicação de ASM para resistência a ferrugem em eucalipto, e essa atividade pode estar relacionada à antecipação de reações bioquímicas ligadas a defesa da planta (BOAVA et al., 2010). Em relação a sua eficiência no controle de artrópodes, foi constatado que a aplicação de ASM na cultura do trigo pode afetar negativamente a reprodução do pulgão-verde, *Schizaphis graminum* (Hemiptera: Aphididae), devido a não-preferência para oviposição e a redução de ninfas e adultos na população (COSTA, MORAES & ANTUNES, 2007).

Fosfito

Oriundos dos ácidos fosforosos, os fosfitos são substâncias que apresentam propriedades fungicidas e se aplicados corretamente em concentrações recomendadas não apresentam fitotoxidez as plantas (COHEN & COFFEY, 1986). O uso de fosfitos está difundido no Brasil através de várias formulações com micro e macronutrientes disponíveis

comercialmente, incluindo o fosfito de potássio (Phytogard[®], Stoller) (ARAÚJO et al., 2008; THAO & YAMAKAWA, 2009; SILVA et al., 2013).

Nas plantas, uma vez que o fosfito seja absorvido pelas folhas ele é translocado através do xilema e do floema para todas as demais partes da planta. O fósforo presente no fosfito, no entanto, não possui uma forma metabolizável pelas plantas que se acumule por mais de 150 dias (ARAÚJO et al., 2010). Não há evidências que comprovem a eficiência do uso de fosfito como fonte de fósforo às plantas (FÖRSTER et al., 1998; VARADARAJAN et al., 2002). Porém, o que merece ser destacado na utilização do fosfito em culturas são evidências de que sua aplicação pode desencadear a indução de defesas nas plantas (PATTERSON & ALYOKHIN, 2014; VENTER et al., 2014) similares as induzidas mediante ataque, em especial, resistência a fitopatógenos (SALA et al., 2004; LOVATT & MIKKELSEN, 2006; COOK, LANDSCHOOT & SCHLOSSBERG, 2009).

O fosfito apresenta toxicidade direta a patógenos, bloqueando a síntese de ATP dos fungos, bem como atua indiretamente estimulando as defesas do hospedeiro que atuam na inibição do crescimento do patógeno (STADNIK & TALAMINI, 2004; DANIEL & GUEST, 2006). Tais efeitos são especialmente evidentes para o fosfito de potássio que demonstrou afetar mais o crescimento de espécies de eomycota como o *Phytophthora*, além de ser mais solúvel que outros representantes do seu grupo (OUIMETTE & COFFEY, 1989).

Produtos formulados de vários tipos de fosfito aplicados diretamente sobre as plantas apresentaram atividade deletéria para alguns artrópodes, incluindo o pulgão-do-algodoeiro (*Aphis gossypii*, Hemiptera: Aphididae), o pulgão-do-trigo (*Diuraphis noxia*, Hemiptera: Aphididae), a mosca-branca (*Bemisia tabaci*, Hemiptera: Aleyrodidae), os tripses (*Frankliniella* spp., Thysanoptera: Thripidae) e alguns desfolhadores (*Bucculatrix thurberiella*, Lepidoptera: Bucculatricidae e *Leptinotarsa decemlineata*, Coleoptera: Chrysomelidae). Os efeitos do tratamento com fosfito incluem atraso no desenvolvimento e aumento da mortalidade larval (COLLINS, 1993; PATTERSON & ALYOKHIN, 2014; VENTER et al., 2014). No entanto, ainda, há poucas informações sobre a atividade inseticida do fosfito (FORBES & ROSENHEIM, 2011; VENTER et al., 2014).

Silício

Embora não seja um elemento essencial para as plantas, quando disponível, o silício proporciona um melhor aproveitamento dos demais nutrientes, contribui para o crescimento e produção vegetal, além de atuar na indução de resistência a fungos e artrópodes-praga

(LANNING & LINKO 1961, COMHAIRE 1965, CHERIF et al., 1992; COSTA, MORAES & ANTUNES, 2007; CAMARGO et al., 2008; COSTA, MORAES & COSTA, 2009; GOMES, MORAES & NERI, 2009). O silício vem sendo usado na forma solúvel como silicato de potássio e trazendo resultados interessantes em relação à indução de resistência em plantas (CHERIF et al., 1992).

A indução de resistência das plantas tratadas com silício se deve, provavelmente, a ativação da produção de defesas naturais com consequente acúmulo de lignina e a produção de enzimas tais como quitinases e peroxidases (CHERIF, ASSELIN & BÉLANGER, 1994; EPSTEIN, 1999; GOMES, MORAES & ASSIS, 2008), defesas que podem agir sobre a fisiologia, morfologia e comportamento dos insetos (CORREA et al., 2005; SANTOS et al., 2012). Em relação às respostas induzidas por silício, elas incluem redução da preferência por oviposição da mosca-branca, em plantas tratadas com silicato de cálcio (CaSiO_3) (CORREA et al., 2005); aumento da mortalidade ninfal e da duração do estágio ninfal e decréscimo na longevidade de machos e fêmeas de *Mahanarva fimbriolata* (Hemiptera: Cercopidae), em cana tratada com K_2SiO_3 (KORNDÖRFER, GRISOTO & VENDRAMIM, 2011); aumento da resistência da cana à *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae), de trigo à *Phytophaga destructor* (Diptera: Cecidomyiidae), de arroz à *Chilo zacconius* (Lepidoptera: Pyralidae), além de existirem relatos de resistência de outras espécies de mono e dicotiledôneas, sugerindo que o silício possui um papel na manifestação de resistência em plantas cultivadas (LAING, GATARAYIHA & ADANDONON, 2006).

Outros estudos observaram que o silício pode provocar o descolamento da membrana basal do intestino médio das lagartas da espécie *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Glechiidae) algo que, em consequência, promove a redução da alimentação de lagartas e dificulta o processo de digestão dos alimentos (SANTOS et al., 2012). Além disso, existem numerosos estudos que atestam a função do silício no controle de lagartas, devido ao aumento na rigidez dos tecidos foliares bem como em decorrência da deposição dos cristais de quartzo encontrados nas formulações à base de silício sobre os tecidos foliares, provocando aumento da mortalidade, desgaste de mandíbulas e aumento do canibalismo (GOUSSAIN et al., 2002; LAING, GATARAYIHA & ADANDONON, 2006).

Aminoácidos

Os aminoácidos são compostos precursores e constituintes das proteínas responsáveis pelo estímulo do crescimento celular. Estes compostos atuam na regulação do pH dentro das

células vegetais, sendo essa função muito relevante dado que o pH está relacionado com a disponibilidade de nutrientes para as plantas e a dinâmica intracelular dos nutrientes, por exemplo (PRADO & VARA, 2011). Os aminoácidos podem ser obtidos de proteínas, como por exemplo, do colágeno oriundo de curtumes (GAZOLA et al., 2016). O uso de aminoácidos aplicado nas culturas é mais pertinente quando as plantas se encontram em períodos críticos do seu desenvolvimento tais como o período de floração, ou sob estresse abiótico ou ataque de pragas.

O uso de aminoácidos geralmente está associado a condições de estresses nutricionais, climáticos, fitotoxicológicos e hídricos e, tendo em vista que são fundamentais para qualquer ser vivo, a suplementação com esses compostos proporciona equilíbrio metabólico que atua na germinação, floração e maturação de frutos. A eficácia dos aminoácidos é potencializada quando estes são utilizados em conjunto com micronutrientes. (COELHO et al., 2011; ALVES et al., 2018).

Há estudos que indicam a tolerância das plantas a estresses bióticos quando submetidas a substâncias nitrogenadas, categoria na qual os aminoácidos estão inclusos (LE MIRE et al., 2016). Além disso, os aminoácidos agem direta ou indiretamente na atividade fisiológica e no desenvolvimento das plantas, melhorando o crescimento das plantas e dos frutos, por exemplo (AWAD, EL-HAMEED & SHALL, 2007; ABD EL-AAL et al., 2010; VIZZOTTO, KROLOW & WEBER, 2010; KHAN et al., 2012).

O principal uso de compostos nitrogenados à base de aminoácidos está relacionado à redução e ao condicionamento dos efeitos fitotóxicos causados pelo uso de produtos químicos (herbicidas, fungicidas e inseticidas), reduzindo as perdas culturais (RUSSO & BERLYN, 1991). Todavia, os compostos nitrogenados quando disponíveis para as plantas também podem atuar na defesa ao ataque de pragas (PRICE, 1997), apresentando efeitos tóxicos, na maioria das vezes, com ação no sistema nervoso (VIZZOTTO, KROLOW & WEBER, 2010). Em contrapartida, em alguns casos, o aumento da disponibilidade de aminoácidos nas plantas pode aumentar a taxa de sobrevivência de pragas, pois o nitrogênio possui um importante papel no desenvolvimento destes indivíduos (MATTSON Jr., 1980; PARRA, 2012; JARZYNIAK & JASIŃSKI, 2014) e na melhoria da qualidade nutricional dos hospedeiros sobre os quais se desenvolvem (ILIE, PETRISOR & HOZA, 2017).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Condição experimental

Os experimentos foram conduzidos na Fazenda Água Limpa (FAL) da Universidade de Brasília (UnB), localizada na Vargem Bonita, Brasília (DF), com altitude de 1.080 m e no Laboratório de Proteção de Plantas, Campus Darcy Ribeiro da UnB, Brasília.

Foram realizados dois bioensaios com variação da época de semeadura, sendo o primeiro realizado em 12 de dezembro de 2018 e o segundo realizado fora de safra em 16 de janeiro de 2019 (Figuras 1 e 2). As coordenadas geográficas das áreas utilizadas nos experimentos são latitude 15°56'59" S e longitude 47°56'03,6" O e latitude 15°56'57,9" S e longitude de 47°55'59,0" O. As áreas estavam a aproximadamente 140 m de distância entre si. A área onde se situava o experimento possuía um solo de classificação latossolo vermelho-amarelo. O histórico das áreas é de cultivo com culturas anuais e hortaliças, manejo sem o uso de agrotóxicos e com uso de adubação orgânica (esterco bovino + ovino).

4.2 Implantação do experimento e tratos culturais

Os tratamentos foram representados pelos produtos comerciais Bion[®] 500 WG, Syngenta São Paulo, SP, Brasil (Acibenzolar-S-Metílico [500 g/kg]), Naturamin[®] WSP, Daymsa, Indaiatuba, SP, Brasil (Aminoácidos livres [800 g/kg] + Nitrogênio total [128 g/kg] + Nitrogênio orgânico [128 g/kg]), Phytogard[®], Stoller, Cosmópolis, SP, Brasil (P₂O₅ [596 g/L] + K₂O [298 g/L]; densidade de 1,49 g/L), Sifol[®], Diatom, Mogi das Cruzes, SP, Brasil (Si [168 g/L] + K₂O [210 g/L]; densidade de 1,4 g/L), Supa Sílica[®], Agrichem, Ribeirão Preto, SP, Brasil (Si [123,5 g/L] + SiO₂ [260 g/L] + K₂O [292,5 g/L]; densidade de 1,3 g/L) e água, como tratamento controle ou testemunha. Os tratamentos foram dispostos em delineamento com blocos ao acaso com cinco repetições.

A preparação das áreas foi tratorizada (New Holland, TL70), empregando uma aração e duas gradagens. A fertilização de plantio de ambas as áreas foi feita com esterco bovino+ovino (20 ton por ha) e yoorin (1.750 kg por ha). Esses compostos foram distribuídos na área com auxílio de uma distribuidora de calcário (IPACOL, DSE 6500) acoplada ao mesmo trator empregado para o preparo da área, um dia antes do plantio. Aos 30 dias após o plantio (DAP) foi realizada a adubação de cobertura, empregando uma mistura de esterco bovino + ovino na dose de 20 ton por ha aplicado, manualmente, nas entrelinhas de cultivo.

As linhas de plantio foram demarcadas através de um sulcador tratorizado, após a adubação de plantio. A semeadura foi feita manualmente, utilizando-se 15 sementes com líter por metro linear que, após a emergência das plantas, foram desbastadas, mantendo-se apenas oito plantas por metro linear. Aos 7 a 14 DAP as áreas foram observadas em relação a falhas na emergência das plantas e quando necessário foi realizado o replantio para manter a uniformidade do estande.

As dimensões das áreas onde os ensaios foram implantados foram de 1.680 m² (60 x 28 m) e 1.100 m² (44 x 25 m), no caso do primeiro e do segundo cultivo, respectivamente. Em ambos os ensaios, cada parcela experimental foi composta por cinco linhas de cultivo. A disposição das parcelas pode ser observada nas Figuras 1 e 2. Cada parcela do primeiro cultivo possuía 36 m² (9 x 4 m), adotando-se o espaçamento de 1 m entre linhas e densidade de semeadura de oito plantas por metro. Foi mantida uma distância de 1 m entre parcelas experimentais e 1,5 m entre blocos. Cada parcela do segundo cultivo possuía 26 m² (6,5 x 4 m) sendo adotado o mesmo espaçamento entre linhas, densidade de semeadura e distâncias entre parcelas e blocos do ensaio referente ao primeiro cultivo.

A cultivar utilizada foi a BRS 293, de fibra branca, indicada para cultivo no Centro-Oeste. Essa cultivar possui plantas com características de porte médio com altura entre 1,1 e 1,2 m surgimento do primeiro botão floral entre 50 a 55 dias após a emergência das plântulas (DAE) e surgimento do primeiro capulho entre 110 a 120 DAE (EMBRAPA, 2018). Para manter a uniformidade no tamanho das plantas e controlar o crescimento das mesmas foi realizada a despona manual em campo, quando as plantas possuíam carga produtiva já estabelecida (formação de maçãs nos terços basal e mediano) e apresentavam crescimento vegetativo vigoroso. As plantas daninhas foram controladas no experimento manualmente sempre que foi detectada a infestação. Foi realizada suplementação da demanda hídrica das plantas sempre que houve veranicos.

4.3 Tratamentos - pulverização

As pulverizações se iniciaram tão logo surgiram os primeiros botões florais (no dia 01 de fevereiro de 2019 no primeiro cultivo e 12 de março de 2019 no segundo cultivo), e continuaram a cada 20-23 dias, sendo finalizadas mediante a abertura dos primeiros capulhos (no dia 02 de maio de 2019 no primeiro cultivo e 04 de junho de 2019 no segundo cultivo), totalizando cinco aplicações em cada cultivo, realizadas aos 55, 77, 97, 120 e 141 DAP e aos 55, 76, 97, 118 e 139 DAP no primeiro e segundo cultivos, respectivamente. Os produtos

foram pulverizados com auxílio de pulverizador de precisão de CO₂ modelo HB PES 003 - Herbicat, contendo ponta tipo leque duplo e regulado para uma vazão de 0,91 L/s (60 psi). As pulverizações foram direcionadas às plantas presentes nas três linhas centrais, descontando-se os 0,5 metros iniciais e finais dessas linhas de cultivo. Foi empregado o volume de calda de 100 L por hectare e a concentração de 1,6 g de Naturamin®, 14 mL de Sifol®, 0,25 g de Bion®, 6 mL de Phytogard® e 20 mL de Supa Silica por 2 L de solução. Aos 7 dias após a pulverização deu-se início às avaliações, que consistiram na amostragem de 5 plantas ao acaso, avaliando-se o número de estruturas reprodutivas do algodão (botão floral, flor e maçã) e a sua condição em relação ao ataque do bicudo-do-algodoeiro (estruturas sem sinal de ataque, com sinais de alimentação, oviposição ou ambos).

4.4 Coleta e triagem dos dados

As avaliações das plantas foram sucedidas da coleta de estruturas reprodutivas caídas nas entrelinhas das mesmas linhas de cultivo submetidas às pulverizações, similar ao realizado por Showler (2008) e Greenberg et al. (2004). As estruturas reprodutivas coletadas em cada parcela foram acondicionadas em sacos plásticos transparentes previamente identificados de 40 x 60 cm com capacidade para 10 kg e foram destinadas ao laboratório de Proteção de Plantas para contagem do número de estruturas reprodutivas recolhidas (botão floral, flor, maçã e capulho) e sua condição (não atacada, danificada por alimentação, oviposição ou ambos), além do número de *A. grandis grandis* encontrados associados às mesmas. Após a triagem, as estruturas foram armazenadas em recipientes plásticos de 5 L de capacidade e vedados com tampas contendo uma abertura no centro recoberta com organza para permitir a ventilação. Os adultos do bicudo-do-algodoeiro emergidos das estruturas reprodutivas foram contados após 21 dias do acondicionamento das estruturas reprodutivas nos recipientes plásticos.

As avaliações a campo do primeiro cultivo foram iniciadas em 08/02/2019 e finalizadas em 23/05/2019, totalizando 16 semanas de amostragem. As coletas das estruturas reprodutivas encontradas sobre o solo do primeiro cultivo foram iniciadas em 14/03/2019 e finalizadas em 23/05/2019, totalizando seis semanas de coleta. No caso do segundo cultivo as avaliações das plantas a campo foram iniciadas em 19/03/2019 e encerradas em 18/06/2019, totalizando 13 semanas de avaliação. As coletas de estruturas reprodutivas caídas no solo do segundo cultivo foram iniciadas em 07/05/2019 e finalizadas em 18/06/2019, totalizando seis semanas de coleta.

As avaliações foram encerradas mediante abertura do primeiro capulho, quando as pulverizações também foram encerradas. As plantas foram colhidas quando uma proporção de 80% ou mais dos capulhos estavam abertos. Foi realizada a colheita de todas as estruturas reprodutivas de cinco plantas aleatórias por parcela, localizadas na área submetida às pulverizações, além da quantificação do número de ramos (reprodutivos e vegetativos) por planta. As estruturas colhidas foram acondicionadas em embalagens de papel contendo identificação da parcela e destinadas ao laboratório de proteção de plantas para triagem. As estruturas foram quantificadas e classificadas em relação aos seguintes tipos: botões, maçãs e capulhos normais, capulhos totalmente danificados (carimãs) ou com lóculos (número) danificados pelo bicudo-do-algodoeiro, botões e maçãs com sinais de alimentação, botões e maçãs com sinais de oviposição e contendo ambos os sinais de alimentação e oviposição. As fibras foram removidas dos capulhos e pesadas para estimar o rendimento do algodão em caroço. Para a quantificação do rendimento de fibra (%) e da produção de fibra do algodão, as fibras foram separadas manualmente dos caroços e pesadas novamente.

4.5 Análise dos dados

Os dados relativos à amostragem da parte aérea (número de botões e maçãs com sinais de alimentação, botões e maçãs com sinais de oviposição e o número de adultos de *A. grandis grandis*), coleta de estruturas reprodutivas no solo (número de botões e maçãs com sinais de alimentação, botões e maçãs com sinais de oviposição e o número de adultos emergidos de *A. grandis grandis*) e colheita – estruturas não atacadas (número de: capulhos não atacados, lóculos de capulhos sem ataque, ramos reprodutivos, ramos vegetativos, estruturas reprodutivas não atacadas e rendimento de fibra e produtividade em caroço e em fibra), colheita – estruturas atacadas (número de: botões e maçãs com sinais de alimentação, botões e maçãs com sinais de oviposição e contendo ambos os sinais de alimentação e oviposição, capulhos danificados e lóculos de capulhos danificados, carimãs e estruturas reprodutivas danificadas) das plantas nas diferentes datas de avaliação foram reduzidos à média por planta no caso dos dados de avaliação das plantas a campo e colheita e por ensaio (média das datas de avaliação) para todos os dados e submetidos a análise multivariada por variáveis canônicas e agrupadas por similaridade pela metodologia de Tocher (RAO, 1952). O método de agrupamento por otimização ou método de Tocher, apresentado em Cruz & Carneiro (2006), constitui-se em um método de agrupamento simultâneo, o qual realiza a separação dos tratamentos em grupos de uma só vez. Esse método utiliza um único critério de agrupamento

e possui a particularidade de apresentar a distância média dentro dos grupos sempre menor que a distância média entre os grupos (VASCONCELOS et al. 2007). A análise por variáveis canônicas permitiu ainda identificar as variáveis mais importantes em cada eixo canônico e para cada modalidade de amostragem (parte aérea, solo e colheita) e ensaio considerado. Essas análises foram realizadas utilizando-se o software Genes (CRUZ, 2001). Os escores de cada variável nos eixos canônicos foram utilizados para confecção de gráficos considerando as diferentes modalidades de amostragem e ensaios avaliados. Para a confecção dos gráficos utilizou-se o programa Sigma Plot (SYSTAT, 2006).

Realizou-se ainda o ranqueamento das médias de cada variável utilizando a soma de postos, sendo esse ranqueamento feito atribuindo-se a menor nota (nota um) para a maior média e a maior nota (nota seis) para a menor média. Os dados assim obtidos foram submetidos à comparação par a par entre tratamentos pelo teste de Wilcoxon ($\alpha = 0.05$), empregando-se o SAS software (SAS, 2002).

5. RESULTADOS

O estudo de dissimilaridade bidimensional entre os tratamentos correspondentes a testemunha, Naturamin[®], Sifol[®], Bion[®], Phytogard[®] e Supa Sílica[®] em diferentes amostragens e momentos de avaliação (ensaios) permitiu diferenciar grupos de tratamentos (Figuras 3 a 6). Nas avaliações realizadas a campo, cujas variáveis avaliadas foram botões florais e maçãs atacadas e adultos do bicudo, observou-se que os dois primeiros eixos canônicos retiveram 85,6% (Figura 3a e Tabela 1) e 82,9% da variação total (Figura 3b e Tabela 1). No caso da primeira safra, a dispersão gráfica dos tratamentos nos dois eixos canônicos permitiu a formação de agrupamentos semelhantes aos obtidos pela metodologia de Tocher, com a testemunha formando um grupo a parte dos demais tratamentos (Figura 3a). Na segunda safra, a dispersão nos dois eixos canônicos permitiu visualizar a formação de um agrupamento que incluiu a testemunha, o Naturamin[®], o Bion[®] e a Supa Sílica[®] e dois grupos isolados formados pelo Sifol[®] e pelo Phytogard[®] (Figura 3b). Entretanto, de acordo com o agrupamento de Tocher, o único tratamento que não se agrupou com a testemunha foi o Sifol[®] (Figura 3b).

As variáveis que compõe os eixos canônicos da Figura 4 e provenientes das coletas no solo foram botões florais e maçãs atacadas (com sinais de alimentação e oviposição) e adultos emergidos das estruturas reprodutivas. Os dois primeiros eixos canônicos acumularam 83,6%

(Figura 4a e Tabela 1) e 90,2% (Figura 4b e Tabela 1) da variância para o primeiro e segundo cultivo, respectivamente. Observa-se que tanto no caso do primeiro quanto do segundo cultivo, os agrupamentos obtidos no espaço bidimensional dos eixos canônicos foram bem semelhantes aos propostos pela metodologia de Tocher (Figura 4a-b). No caso do primeiro cultivo, apenas os tratamentos Naturamin[®] e Phytogard[®] não se agruparam junto com a testemunha (Figura 4a), enquanto no segundo cultivo, todos os tratamentos se agruparam em um grupo distinto da testemunha. Desta forma, no segundo cultivo houve formação de um grupo composto exclusivamente pelo Naturamin[®] e outro grupo representado pelos demais tratamentos (Sifol[®], Bion[®], Phytogard[®] e Supa Sílica[®]) (Figura 4b).

As variáveis quantificadas na colheita foram divididas em dois grupos: atacadas (número de botões e maçãs com sinais de alimentação, oviposição e contendo ambos os sinais de alimentação e oviposição, número de lóculos de capulhos danificados, número de capulhos danificados, carimãs e número de estruturas reprodutivas danificadas) e não atacadas (número de capulhos não atacados, número de lóculos de capulhos sem ataque, número de ramos reprodutivos e vegetativos, número de estruturas reprodutivas não atacadas, rendimento de fibra e produtividade de algodão em caroço e em fibra). Os dois primeiros eixos canônicos, que continham as estruturas reprodutivas atacadas amostradas na colheita, acumularam 83,6% (Figura 5a e Tabela 1) e 73% (Figura 5b e Tabela 1) da variância no primeiro e segundo cultivos, respectivamente. A dispersão bidimensional dos tratamentos nos dois eixos canônicos permitiu a formação de três grupos bem similares aos obtidos pela metodologia de Tocher, sendo um grupo composto pela testemunha, Sifol[®] e Bion[®], outro pelo Naturamin[®] e Phytogard[®] e o último pela Supa Sílica[®], no caso do primeiro cultivo (Figura 5a). Algo semelhante ocorreu no segundo cultivo, sendo os grupos formados pela dispersão nos eixos semelhantes aos propostos por Tocher e compondo três grupos distintos, sendo um formado pela testemunha, Bion[®] e Phytogard[®], outro pelo Naturamin[®] e Sifol[®] e o outro formado pela Supa Sílica[®] (Figura 5b). Em relação às estruturas reprodutivas não atacadas, os dois eixos canônicos retiveram 73,5% (Figura 6a e Tabela 1) e 74,3% (Figura 6b e Tabela 1) da variância total, no primeiro e segundo cultivos, respectivamente. No primeiro cultivo, os tratamentos Sifol[®] e Phytogard[®] formaram agrupamentos independentes e não se agruparam com a testemunha e demais tratamentos (Figura 6a). No segundo cultivo é observada a formação de três grupos, sendo um composto pelo Sifol e Supa Sílica[®], outro pelo Naturamin[®] e o terceiro composto pelos demais compostos indutores (Phytogard[®] e Bion[®]) que se agruparam junto com a testemunha (Figura 6b).

A importância relativa dos caracteres que compõe os eixos canônicos, ou seja, as variáveis de maior importância para a variância dos tratamentos, está representada na Tabela 1, com as mais relevantes aparecendo destacadas em negrito. Na amostragem da parte aérea do algodoeiro no primeiro cultivo, as variáveis que apresentaram maior importância foram os botões com sinais de alimentação no eixo canônico 1 e as maçãs com sinais de oviposição no eixo canônico 2. No segundo cultivo, as variáveis de maior importância foram as maçãs com sinais de oviposição no eixo canônico 1 e as maçãs com sinais de alimentação no eixo canônico 2. As variáveis de maior relevância para a coleta em solo do primeiro cultivo foram os botões com sinais de oviposição no eixo canônico 1 e as maçãs com sinais de alimentação no eixo canônico 2. No segundo cultivo, os botões com sinais de alimentação e as maçãs com sinais de oviposição foram as variáveis de maior importância para os eixos canônicos 1 e 2, respectivamente. Os dados de colheita no primeiro cultivo relativos às estruturas reprodutivas atacadas demonstram que a porcentagem de estruturas reprodutivas danificadas foi a variável de maior importância nos eixos canônicos 1 e 2. Já no segundo cultivo, o número de lóculos danificados foi a variável de maior importância nos dois eixos canônicos. Os dados de colheita para as estruturas reprodutivas não atacadas destacam a variável produtividade em caroço como a mais importante nos eixos canônicos 1 e 2. Todavia, no segundo cultivo, enquanto a produtividade em caroço se mantém como a mais importante no eixo canônico 1, no eixo canônico 2 a porcentagem de estruturas reprodutivas não atacadas se destaca como a mais importante (Tabela 1).

Os tratamentos se diferenciaram em função da soma de postos por pares de comparações pelo teste de Wilcoxon (Tabela 2). Na amostragem da parte aérea do primeiro cultivo, observou-se que todos os tratamentos com indutores diferiram da testemunha, reduzindo a média de estruturas danificadas e apresentando melhor desempenho, com destaque para o Phytogard[®], o qual diferiu de todos os demais tratamentos (Tabela 2). Semelhantemente, no segundo cultivo, o Phytogard[®] foi o único composto que diferiu dos demais tratamentos, todavia apresentando maior número de estruturas atacadas (menor soma de postos), com os demais tratamentos não diferindo estatisticamente entre si (Tabela 2). Nas coletas de estruturas reprodutivas no solo do primeiro cultivo o Sifol[®] e a Supa Silica[®] foram os únicos tratamentos que diferiram da testemunha, reduzindo o número de estruturas reprodutivas danificadas, com os demais tratamentos não apresentando diferenças significativas da testemunha (Tabela 2). Não foram verificadas diferenças significativas entre os tratamentos na coleta de estruturas reprodutivas no solo, realizada no segundo cultivo (Tabela 2). As estruturas não atacadas amostradas na colheita e a produtividade das plantas

não demonstraram diferenças significativas entre os tratamentos no primeiro cultivo (Tabela 2). No segundo cultivo, os únicos tratamentos que aumentaram as estruturas não atacadas e a produtividade das plantas foram a testemunha e o Naturamin® (Tabela 2). As estruturas atacadas foram reduzidas mediante o tratamento com Sifol®, Bion® e Phytogard® no primeiro cultivo, com os tratamentos não diferindo entre si no segundo cultivo (Tabela 2).

6. DISCUSSÃO

Plantas são capazes de se defender do ataque de herbívoros (HAMMOND-KOSACK & JONES, 1996) utilizando defesas de caráter constitutivo e induzidas. As defesas constitutivas são produzidas pela planta de maneira inata, sem a necessidade de que elas sofram algum tipo de indução (ARIMURA, KOST & BOLAND, 2005). Já as defesas induzidas são ativadas por estímulos (ataque da praga, previsão de ataque ou mediante uso de indutores), sendo estes estímulos reconhecidos por moléculas receptoras que ativam as rotas de defesa e permitem que as plantas adquiram proteção do ataque de pragas. Esta defesa é de natureza sistêmica, não se manifestando exclusivamente no local onde ocorre o ataque (AGRAWAL & KARBAN, 2000; MALIK, KUMAR & NADARAJAH, 2020).

O manejo do bicudo-do-algodoeiro é um desafio para a produção de algodão, uma vez que os métodos disponíveis para o convívio com a praga não conferem proteção plena ou evitam satisfatoriamente as perdas decorrentes do ataque (DEGRANDE, 2002). Além disso, cultivares que possuam resistência constitutiva, em níveis satisfatórios ao ataque do inseto, não estão disponíveis, o que aumenta as chances de que ocorram perdas de produção da cultura (CAMPANHOLA; MARTIN & SCHATTAN, 1988) e incrementa a dependência dos inseticidas sintéticos para o controle da praga (ADKISSON, 1982). Tendo em vista essa realidade, o uso de indutores de resistência pode auxiliar no convívio com essa praga e, conseqüentemente, diminuir os custos do seu manejo.

Os resultados obtidos no presente trabalho mostram que vários compostos testados se agruparam em grupos à parte da testemunha, além de terem possibilitado redução no ataque às plantas, bem como diminuído a emergência de adultos das estruturas reprodutivas provenientes das plantas tratadas e reduzido as estruturas atacadas por ocasião da colheita. Nesse aspecto, a análise dos dados coletados a campo permitiu constatar que, apesar de todos os compostos testados terem reduzido o ataque e a incidência de *A. grandis grandis* nas plantas de algodoeiro no primeiro cultivo, os compostos que mais contribuíram para tal

redução no segundo cultivo foram o Phytogard[®] e o Sifol[®], sendo esse comportamento demonstrado na dispersão bidimensional e confirmado parcialmente no agrupamento de Tocher, já que o Phytogard[®], apesar de distante, se agrupou junto com a testemunha, e confirmado, no caso do Phytogard[®] testado no primeiro cultivo, pela análise de postos.

O Phytogard[®] é caracterizado como fertilizante foliar que induz a formação de substâncias de defesa (fitoalexinas) pelas plantas (STOLLER, 2020). As fitoalexinas são defesas químicas induzidas provenientes do metabolismo secundário, de baixo peso molecular, que possuem atividade tóxica, antimicrobiana, antinutritiva e antidigestiva (EYLES et al., 2010). Estes compostos são conhecidos ainda como antibióticos naturais produzidos pelas plantas, possuindo grande potencial no controle de insetos tendo em vista apresentarem propriedades como deterrentes de alimentação (PAXTON, 1991). Estudos anteriores demonstraram que o Phytogard[®] induz a resistência sistêmica ao míldio da alface, apresentando efeito curativo, sendo esse efeito dependente da dosagem aplicada e resultando na inibição da germinação do esporo do fungo (PAJOT, LE CORRE & SILUÉ, 2001). De maneira análoga, o uso de tecidos de soja enriquecidos com fitoalexinas provocaram deterrência na alimentação de larvas de quarto instar de *Epilachna varivestis* (Coleoptera: Coccinellidae) (HART, KOGAN & PAXTON, 1983). O Sifol[®] é um produto que contém 12% de silício e 15% de potássio (K₂O), envolvidos na formação de uma barreira física, aumentando a rigidez estrutural dos tecidos e prevenindo ou aumentando a resistência da planta contra elementos tóxicos e a salinidade (DIATOM, 2020). Em geral, o silício está envolvido na resistência de plantas a insetos através de dois principais mecanismos de defesa: defesa física (aumentando a dureza e abrasividade dos tecidos) e defesa química induzida (devido à produção de ácido jasmônico com consequente indução da produção de compostos orgânicos envolvidos na manifestação de resistência a insetos), em ambos os casos causando deterrência de alimentação (LIANG et al., 2015; BAKHAT et al., 2018). Desta forma, o efeito de deterrência de alimentação causado pela aplicação do Phytogard[®] e do Sifol[®] em decorrência do acúmulo de compostos envolvidos na resistência das plantas de algodoeiro ou devido ao aumento na rigidez dos tecidos, pode justificar a redução no ataque e incidência de *A. grandis grandis* nas plantas amostradas a campo, tendo em vista que tal efeito resulta em não preferência pelas plantas tratadas em comparação as plantas não tratadas, reduzindo, em consequência, a prevalência do inseto nessas plantas e sua alimentação e oviposição. Esse efeito pode ser parcialmente confirmado pelo fato das variáveis de maior relevância para os eixos canônicos terem sido botões com sinal de alimentação, no caso do eixo canônico 1 do primeiro cultivo e maçãs com sinal de oviposição nos demais eixos do primeiro e segundo

cultivos. Destaca-se que quando fêmeas de *A. grandis grandis* se alimentam de botões de algodoeiro, elas se tornam mais fecundas, com consequente aumento de oviposição, sendo o oposto observado quando elas não se alimentam dessa fonte alimentar (GREENBERG et al., 2003; SHOWLER, 2004; SHOWLER & ABRIGO, 2007), o que justifica os resultados encontrados.

No caso das estruturas reprodutivas coletadas no solo, observou-se que o Naturamin[®] e o Phytogard[®] se agruparam à parte da testemunha em ambos os cultivos, enquanto os demais produtos testados não se enquadraram no grupo da testemunha, apenas no segundo cultivo. Todavia, pela análise de postos, apenas o Sifol[®] e a Supa Silica[®] reduziram as médias de estruturas reprodutivas danificadas e de emergência de adultos no primeiro cultivo em relação à testemunha.

O efeito relatado anteriormente de deterrência alimentar associado à aplicação do Phytogard[®] e do Sifol[®] e que provavelmente levou à redução na quantidade de estruturas reprodutivas danificadas amostradas na planta, também pode ter contribuído para a queda de menor número de estruturas reprodutivas. Desta forma, ao reduzir o ataque às plantas, esses compostos também contribuíram para redução das estruturas danificadas encontradas no solo, sendo este fato confirmado pelas variáveis de maior relevância para os eixos canônicos: botões com sinal de oviposição e maçãs com sinal de alimentação no caso do primeiro cultivo e botões com sinal de alimentação e maçãs com sinal de oviposição no caso do segundo cultivo. Já o Naturamin[®] e a Supa Silica[®], que não apresentaram efeito tão pronunciado de redução do ataque às plantas, podem ter tido ação mais evidente sobre o inseto se desenvolvendo no interior das estruturas reprodutivas, reduzindo a emergência de adultos e contribuindo para os resultados observados em relação às estruturas reprodutivas coletadas no solo.

O Naturamin[®] é um ativador de crescimento que contém cerca de 80% de aminoácidos livres responsáveis por promoverem crescimento e auxiliarem a superar situações de estresses abióticos (seca e frio) e bióticos (ataque de insetos e patógenos) (DAYMSA, 2020). Plantas de soja resistentes a *Aphis glycines* (Hemiptera: Aphididae) devido à presença do gene *Rag1*, apresentam resistência do tipo antibiose associada, em parte, ao equilíbrio existente entre proteínas e aminoácidos livres nas plantas que atuam reduzindo a sobrevivência, crescimento e fecundidade da praga (CHIOZZA, O'NEAL & MACINTOSH, 2010). Além disso, os aminoácidos são precursores da síntese de compostos de defesa tais como compostos fenólicos (GOLAN et al., 2017) e glucosinolatos (ZHOU et al., 2015) que são formados mediante o ataque para evitar que insetos-praga tenham acesso a tecidos mais nutritivos

devido a presença de aminoácidos livres, bem como para atuar diretamente na defesa das plantas (ZHOU et al., 2015), aumentando os efeitos de antibiose. Desta forma, efeito semelhante pode ter ocorrido mediante a aplicação de um composto rico em aminoácidos como é o caso do Naturamin[®], que ao alterar o equilíbrio entre proteínas e aminoácidos nas plantas de algodoeiro ou estimular a formação de metabólitos envolvidos na defesa das plantas, tornou as estruturas reprodutivas menos adequadas para o desenvolvimento do bicudo.

A Supa Silica[®] é um produto que contém 9,5% Si, 20% SiO₂ e 22,5% K₂O, atuando como indutor de resistência física e química (AGRICHEM, 2020). Os efeitos associados à presença do silício nesse produto e que aumentam a resistência das plantas ao ataque de insetos são os mesmos descritos para o Sifol[®], conferindo defesa física e química. Apesar dos efeitos predominantes de deterrência alimentar descritos para o silício (LIANG et al., 2015; BAKHAT et al., 2018), ele também possui ação sobre o desenvolvimento de insetos, causando antibiose (CORREA et al., 2005; DIAS et al., 2014). As espécies gramíneas são as reconhecidamente acumuladoras de silício e as que mais se beneficiam dessa característica, apesar das demais espécies também poderem auferir ganhos do seu uso (KATZ, 2014). Desta forma, o pequeno acúmulo de silício por plantas não gramíneas não é indicativo da ausência de função e, de outra forma, mesmo sendo acumulado sob baixas concentrações nestas espécies, ainda assim o silício possui envolvimento na manifestação de resistência a pragas (KATZ, 2014). Entretanto, em espécies não gramíneas, pode ser que os efeitos de maior magnitude, normalmente descritos para espécies gramíneas, não se manifestem ou se manifestem em menor graduação, o que explicaria os resultados encontrados em relação à Supa Silica[®]. Diferenças nas formulações, que podem tornar seus componentes mais ou menos prontamente disponíveis para as plantas, podem justificar a diversidade de resultados encontrados e associados ao uso do Sifol[®] e da Supa Silica[®], ambos compostos silicatados. Outra situação que pode ter ocorrido é que a melhoria da nutrição e equilíbrio metabólico das plantas (PRADO & VARA, 2011; KHAN et al., 2012) promovido pelo uso da Supa Silica[®], pode ter interferido na quantidade de estruturas reprodutivas coletadas, devido a uma redução na quantidade de abortamentos dessas estruturas, pois a regulação da nutrição do algodoeiro pode interferir no abortamento de estruturas reprodutivas (AHMAD & HUSSAIN, 2019).

No caso das estruturas reprodutivas atacadas avaliadas por ocasião da colheita, observou-se que o Naturamin[®] e a Supa Silica[®] se agruparam a parte da testemunha em ambos os cultivos, o mesmo ocorrendo em relação ao Phytogard[®] no caso do primeiro cultivo e para o Sifol[®] no caso do segundo cultivo. Ainda, tendo em vista a análise de postos,

apenas o Sifol[®], o Bion[®] e o Phytogard[®] apresentaram redução nas médias das estruturas danificadas no primeiro cultivo em relação à testemunha. As variáveis de maior relevância, neste caso, foram a porcentagem de estruturas danificadas e de lóculos danificados para o primeiro e segundo cultivos, respectivamente.

No caso dos dados da colheita e relativos às estruturas não atacadas, observou-se que não houve um claro favorecimento dos compostos testados nas variáveis avaliadas, sendo as mais relevantes a produção em caroço e a porcentagem de estruturas reprodutivas não atacadas. Isso é observado pelo resultado da soma de postos, apesar da dispersão bidimensional e do agrupamento de Tocher terem proporcionado a formação de grupos distintos. A soma de postos seguida do teste de Wilcoxon permitiu constatar que o tratamento com a maior média foi a testemunha, no caso do segundo cultivo, não sendo constatada diferenças entre os tratamentos no caso do primeiro cultivo. Desta forma, a maior ação dos compostos avaliados foi sobre o ataque do bicudo-do-algodoeiro sendo que os efeitos descritos para o Sifol[®] e o Phytogard[®] se manifestaram tanto nas avaliações de parte aérea, coleta no solo e colheita. O Bion[®] por sua vez, tendo por base o agrupamento bidimensional e a análise de postos, se diferenciou da testemunha em situações eventuais. O Naturamin[®] e a Supa Silica[®] apresentaram efeito mais relevante sobre as estruturas coletadas no solo e, no caso específico do Naturamin[®], também sobre as estruturas atacadas colhidas.

Estudos futuros devem considerar a avaliação de faixas de concentrações dos produtos testados, utilizando ensaios em vaso e com insetos confinados, bem como quantificar metabólitos produzidos pelas plantas mediante o uso dos produtos e que possam ter envolvimento na manifestação da resistência a pragas.

7. CONCLUSÕES

- ✓ Todos os compostos testados apresentam papel na indução de resistência da planta de algodão ao bicudo-do-algodoeiro em algum momento, manifestado através da redução na quantidade de estruturas reprodutivas atacadas, da presença do inseto nas plantas ou da emergência de adultos de estruturas reprodutivas coletadas;
- ✓ O Sifol[®] e o Phytogard[®] apresentam ação de indução de resistência reduzindo as estruturas reprodutivas atacadas e a ocorrência dos adultos do bicudo nas plantas (a campo), as estruturas reprodutivas danificadas coletadas no solo e colhidas e a emergência de adultos das estruturas coletadas no solo;

- ✓ O Naturamin® apresenta efeito de indução de resistência mais relevante sobre a redução de estruturas reprodutivas danificadas coletadas no solo e colhidas;
- ✓ A Supa Silica® apresenta efeito de indução de resistência na redução de estruturas reprodutivas danificadas coletadas no solo;
- ✓ Nenhum composto testado proporcionou aumento significativo na produção de algodão.
- ✓ Embora não haja ganho na produção, os compostos ajudam a reduzir o número de bicudos ou de estruturas danificadas.

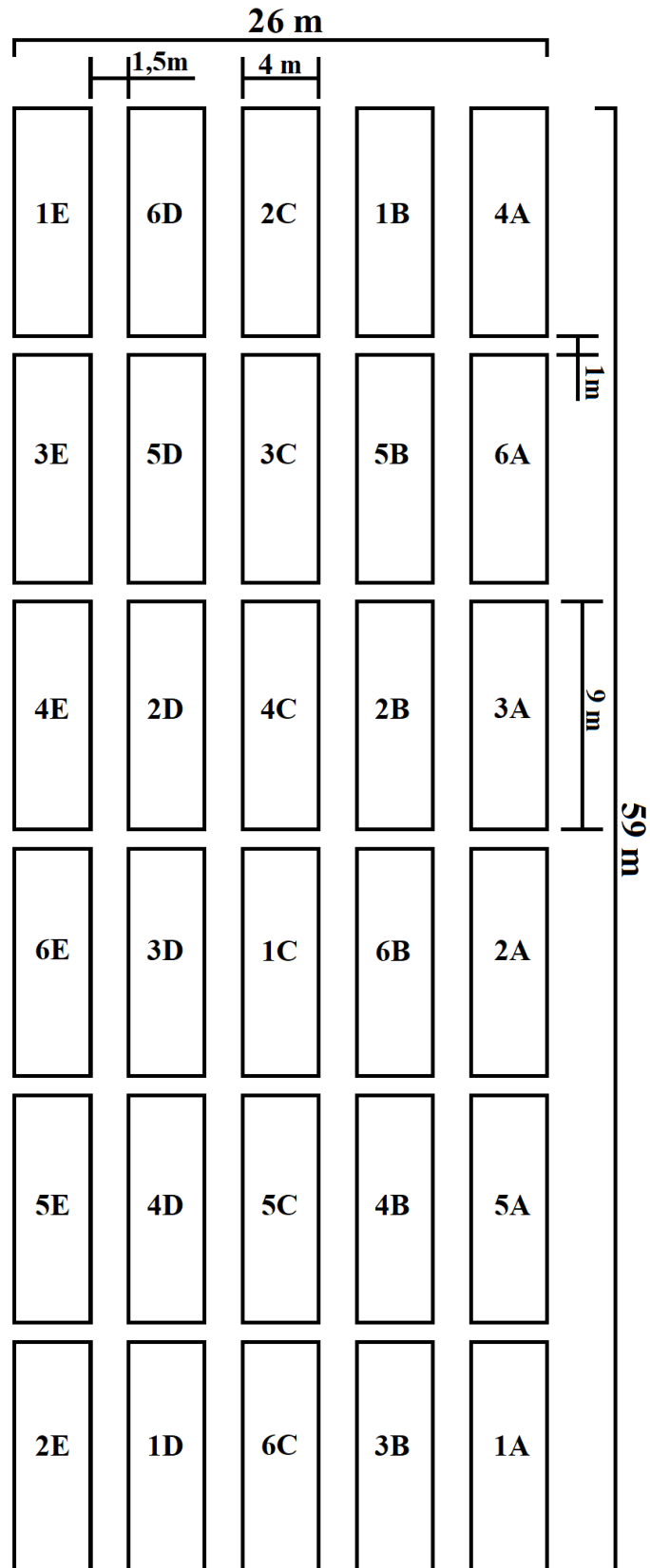


Figura 1. Croqui da área experimental do primeiro cultivo (Área 1), localizada na Fazenda Água Limpa, onde os tratamentos estão representados por números de 1 a 6 e as repetições estão representadas pelas letras A, B, C, D e E.

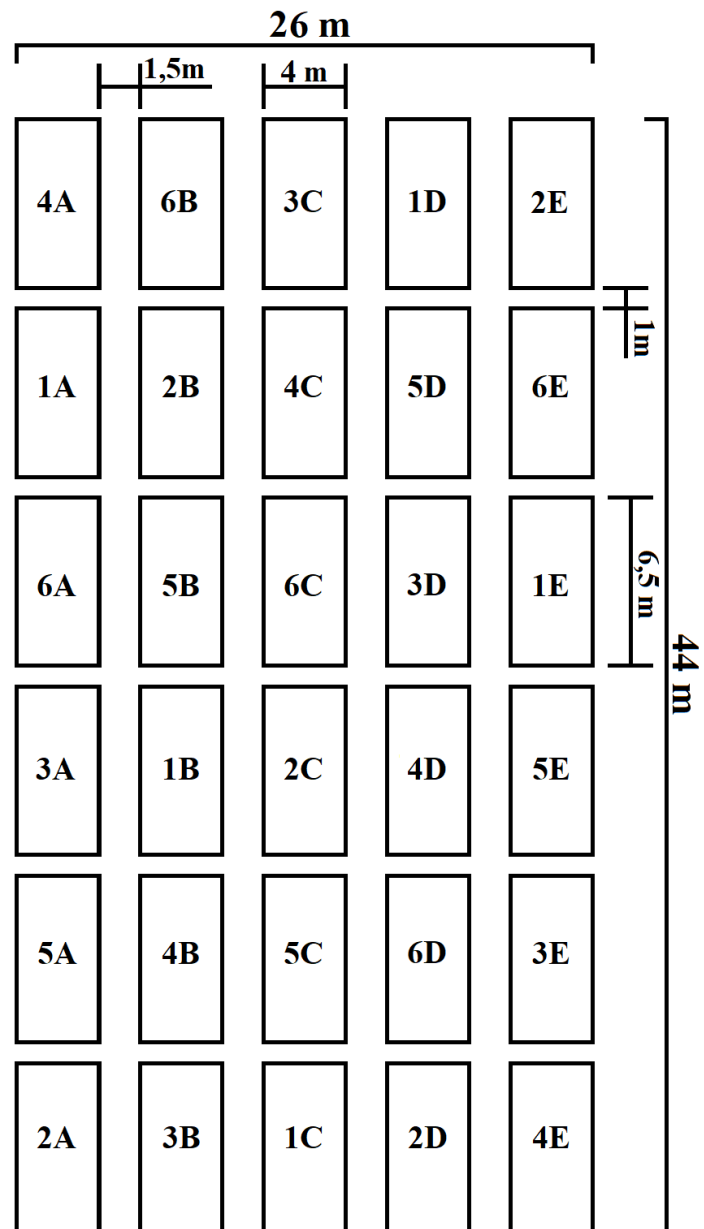


Figura 2. Croqui da área experimental do segundo cultivo (Área 2), localizada na Fazenda Água Limpa, onde os tratamentos estão representados por números de 1 a 6 e as repetições estão representadas pelas letras A, B, C, D e E.

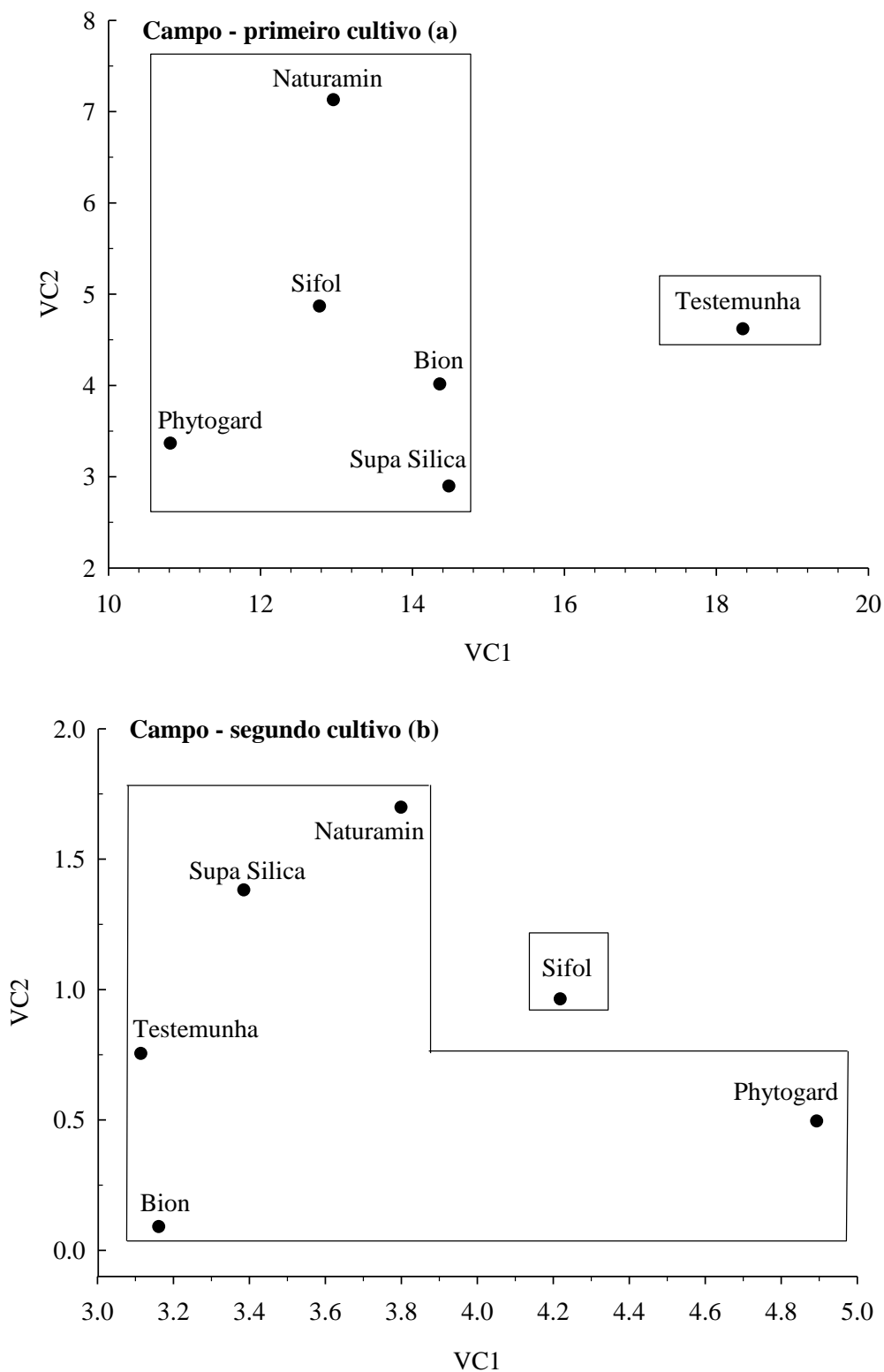


Figura 3. Diagrama de ordenação mostrando a dispersão dos diferentes tratamentos nos dois eixos canônicos (VC1 e VC2 – eixos canônicos 1 e 2) que retiveram a maior proporção da variância acumulada tendo por base a análise por variáveis canônicas. Tratamentos dentro do mesmo retângulo não diferem entre si tendo por base o método de otimização de Tocher. Avaliações realizadas nas plantas de algodoeiro.

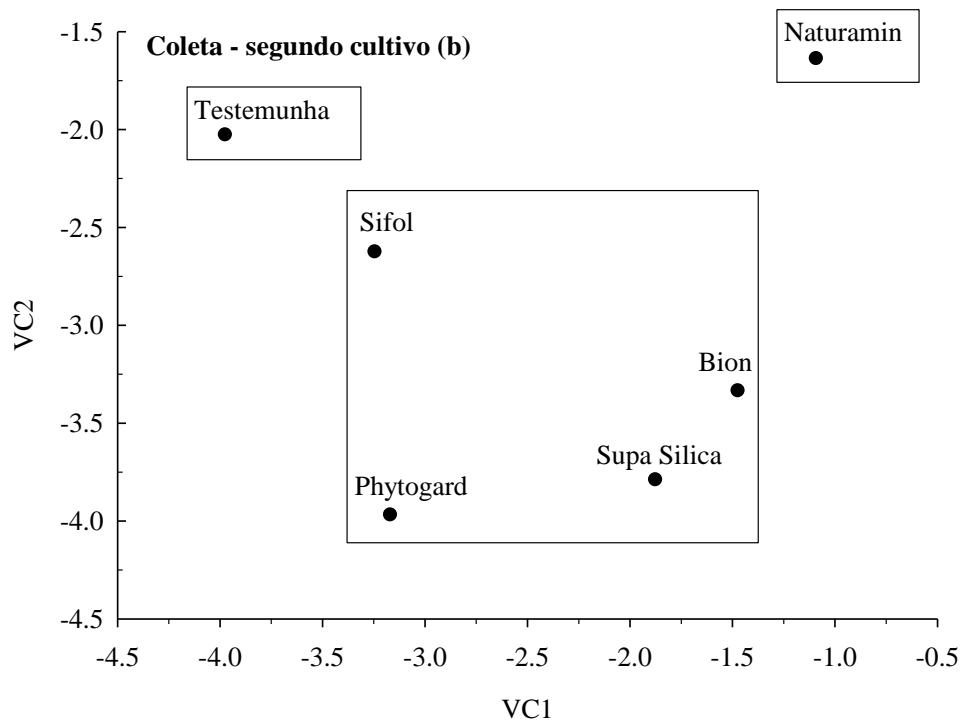
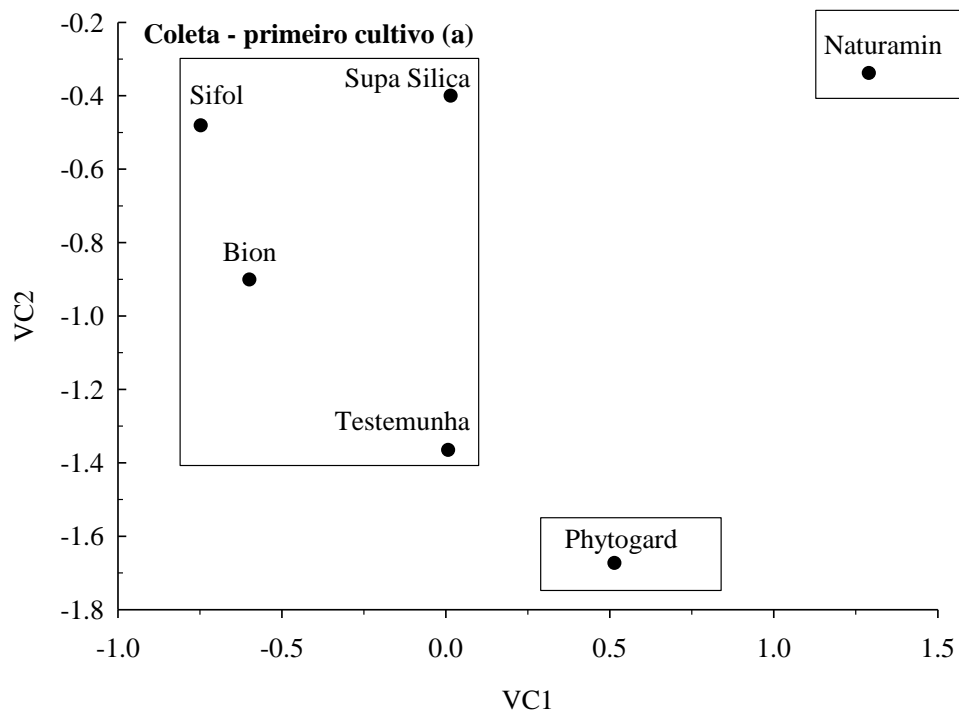


Figura 4. Diagrama de ordenação mostrando a dispersão dos diferentes tratamentos nos dois eixos canônicos (VC1 e VC2 – eixos canônicos 1 e 2) que retiveram a maior proporção da variância acumulada tendo por base a análise por variáveis canônicas. Tratamentos dentro do mesmo retângulo não diferem entre si tendo por base o método de otimização de Tocher. Avaliações realizadas nas estruturas reprodutivas coletadas no solo.

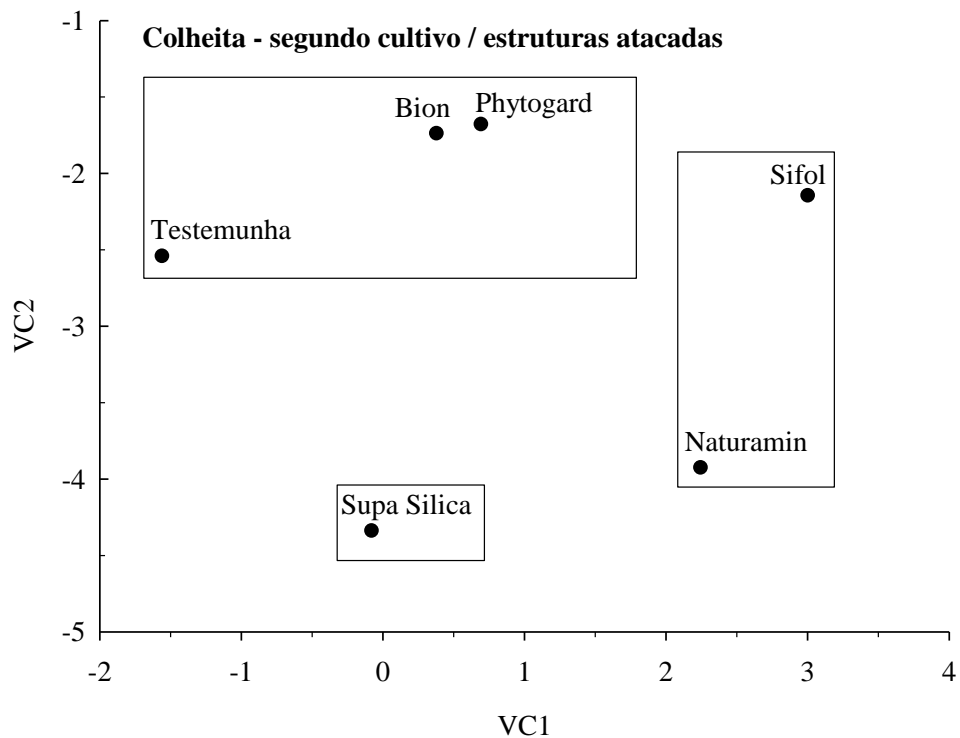
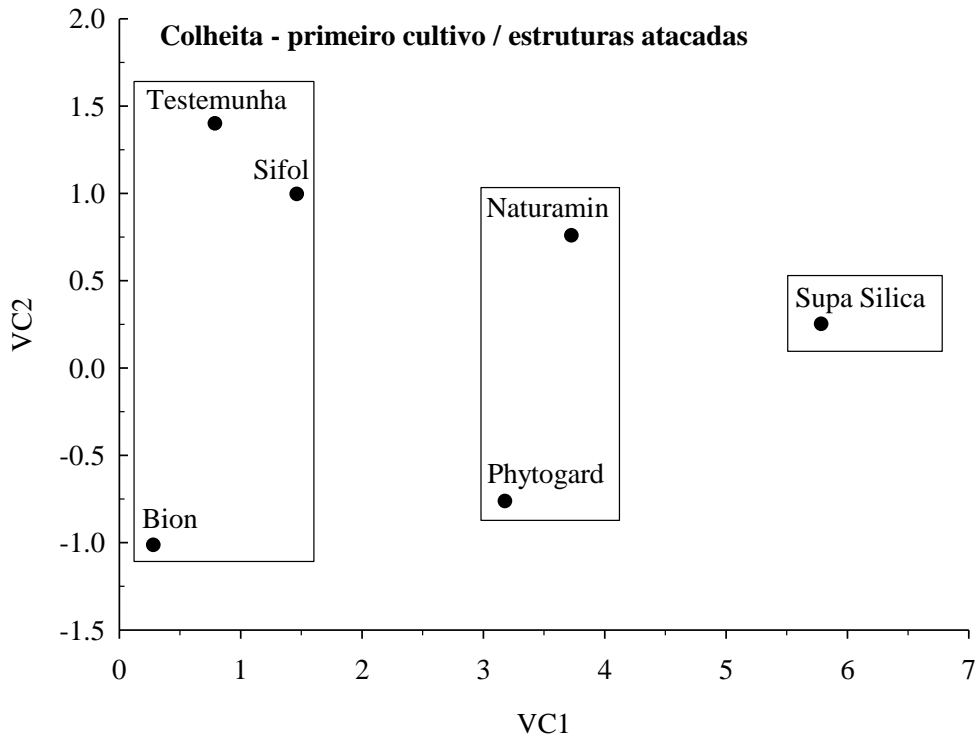


Figura 5. Diagrama de ordenação mostrando a dispersão dos diferentes tratamentos nos dois eixos canônicos (VC1 e VC2 – eixos canônicos 1 e 2) que retiveram a maior proporção da variância acumulada tendo por base a análise por variáveis canônicas. Tratamentos dentro do mesmo retângulo não diferem entre si tendo por base o método de otimização de Tocher. Avaliações realizadas nas estruturas reprodutivas colhidas das plantas de algodoeiro e que estavam atacadas.

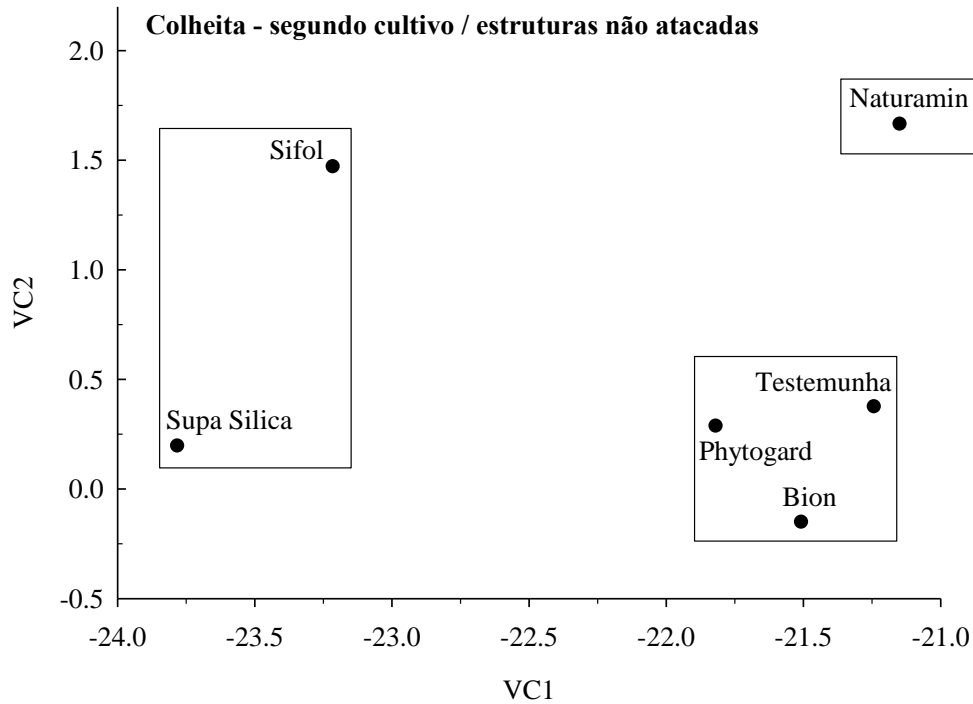
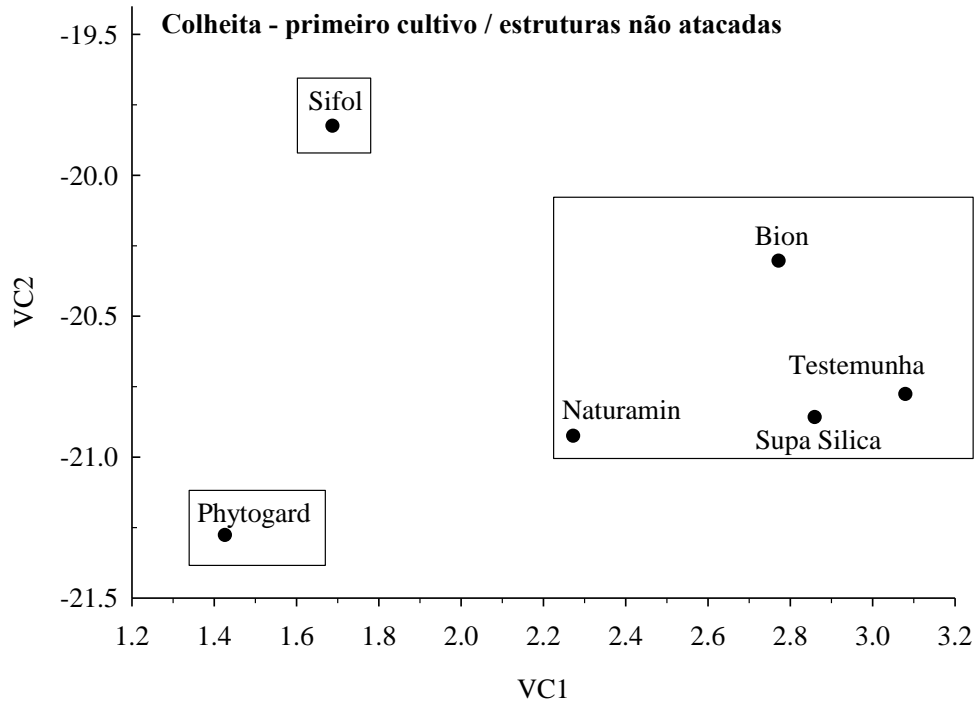


Figura 6. Diagrama de ordenação mostrando a dispersão dos diferentes tratamentos nos dois eixos canônicos (VC1 e VC2 – eixos canônicos 1 e 2) que retiveram a maior proporção da variância acumulada tendo por base a análise por variáveis canônicas. Tratamentos dentro do mesmo retângulo não diferem entre si tendo por base o método de otimização de Tocher. Avaliações realizadas nas estruturas reprodutivas colhidas das plantas de algodoeiro e que não estavam atacadas.

Tabela 1. Eixos canônicos e seus coeficientes (importância relativa dos caracteres nas variáveis canônicas) relativos ao tratamento de plantas de algodoeiro com cinco compostos indutores de resistência (Naturamin[®], Sifol[®], Bion[®], Phytogard[®], Supa Silica[®]) e testemunha e seu efeito sobre o ataque e a incidência de *Anthonomus grandis grandis* (Boh.) (Coleoptera: Curculionidae).

| Local | Variáveis | Eixos canônicos | |
|----------------------------|------------------------------------------------|--------------------------|--------------------------|
| | | Eixo canônico 1 (VC1) | Eixo canônico 2 (VC2) |
| Campo Primeiro cultivo | Botões com sinal de alimentação | 0,7 | -0,4 |
| | Botões com sinal de oviposição | 0,4 | -0,2 |
| | Maçãs com sinal de alimentação | 0,2 | -0,4 |
| | Maçãs com sinal de oviposição | 0,04 | 0,8 |
| | Adultos de <i>A.</i> <i>grandis grandis</i> | 0,4 | 0,6 |
| Variância acumulada (%) | | 63,5 | 85,6 |
| Campo Segundo cultivo | Botões com sinal de alimentação | 0,2 | -0,2 |
| | Botões com sinal de oviposição | -0,06 | 0,2 |
| | Maçãs com sinal de alimentação | -0,1 | 0,9 |
| | Maçãs com sinal de oviposição | -1,0 | -0,1 |
| | Adultos de <i>A.</i> <i>grandis grandis</i> | 0,5 | -0,5 |
| Variância acumulada (%) | | 48,5 | 82,9 |
| Coleta Primeiro cultivo | Botões com sinal de alimentação | 0,5 | 0,5 |
| | Botões com sinal de oviposição | -0,7 | -0,3 |
| | Maçãs com sinal de alimentação | 0,6 | -0,9 |
| | Maçãs com sinal de oviposição | 0,4 | 0,7 |
| | Adultos de <i>A.</i> <i>grandis grandis</i> | -0,2 | -0,5 |
| Variância acumulada (%) | | 53,9 | 83,6 |

... continuação tabela 1

| Local | Variáveis | Eixos canônicos | |
|-----------------------------------------------------|----------------------------------------------------|--------------------------|--------------------------|
| | | Eixo canônico 1 (VC1) | Eixo canônico 2 (VC2) |
| Coleta Segundo cultivo | Botões com sinal de alimentação | 1,2 | -0,4 |
| | Botões com sinal de oviposição | -0,5 | -0,8 |
| | Maças com sinal de alimentação | 0,5 | -1,0 |
| | Maças com sinal de oviposição | -0,7 | 1,3 |
| | Adultos de <i>A. grandis grandis</i> | -0,6 | -0,1 |
| Variância acumulada (%) | | 53,4 | 90,2 |
| Colheita Primeiro cultivo Estruturas atacadas | Botões com sinal de alimentação | -8,4 | -5,8 |
| | Botões com sinal de oviposição | -3,7 | 0,8 |
| | Botões com sinal de alimentação e oviposição | -0,7 | -0,07 |
| | Maças com sinal de alimentação | -1,7 | -0,4 |
| | Maças com sinal de oviposição | -2,6 | 0,4 |
| | Maças com sinal de alimentação e oviposição | -0,3 | -1,2 |
| | Carimãs | -12,5 | -3,8 |
| | Capulhos danificados | -10,8 | -4,8 |
| | Estruturas reprodutivas atacadas | 30,6 | 12,3 |
| | Lóculos danificados | 0,7 | -0,2 |
| Variância acumulada (%) | | 68,6 | 83,6 |

... continuação tabela 1

| Local | Variáveis | Eixos canônicos | |
|------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------|--------------------------|--------------------------|
| | | Eixo canônico 1 (VC1) | Eixo canônico 2 (VC2) |
| Colheita Segundo cultivo Estruturas atacadas | Botões com sinal de alimentação | -2,5 | -1,1 |
| | Botões com sinal de oviposição | -0,2 | 0,06 |
| | Botões com sinal de alimentação e oviposição | -0,3 | -1,3 |
| | Maçãs com sinal de alimentação | 0,2 | -0,7 |
| | Maçãs com sinal de oviposição | -0,3 | 0,3 |
| | Maçãs com sinal de alimentação e oviposição | -1,1 | -0,1 |
| | Carimãs | -1,8 | -2,4 |
| | Capulhos danificados | -0,5 | -2,1 |
| | Estruturas reprodutivas atacadas | -0,6 | -0,2 |
| | Lóculos danificados | 3,2 | 3,5 |
| Variância acumulada (%) | | 49,3 | 73,0 |
| Colheita Primeiro cultivo Estruturas não atacadas | Capulhos não atacados | -1,2 | -0,06 |
| | Ramos reprodutivos | 0,5 | 0,8 |
| | Ramos vegetativos | 0,9 | -0,3 |
| | Estruturas reprodutivas não atacadas | 0,4 | -0,4 |
| | Lóculos não atacados | -1,7 | 0,2 |
| | Produtividade (em caroço) | 3,6 | -5,5 |
| | Produtividade (em fibra) | -1,3 | 5,1 |
| | Rendimento de fibra | -0,2 | -1,3 |
| Variância acumulada (%) | | 46,4 | 73,5 |

... continuação tabela 1

| Local | Variáveis | Eixos canônicos | |
|-----------------------------------------------------------|--------------------------------------------|--------------------------|--------------------------|
| | | Eixo canônico 1 (VC1) | Eixo canônico 2 (VC2) |
| Colheita Segundo cultivo Estruturas não atacadas | Capulhos não atacados | 2,3 | -0,6 |
| | Ramos reprodutivos | -0,3 | -0,7 |
| | Ramos vegetativos | -0,6 | 0,1 |
| | Estruturas reprodutivas não atacadas | -0,8 | 1,2 |
| | Lóculos não atacados | -1,7 | -0,1 |
| | Produtividade (em caroço) | -6,0 | -0,2 |
| | Produtividade (em fibra) | 5,9 | 0,3 |
| | Rendimento de fibra | -1,3 | 0,3 |
| | Variância acumulada (%) | 51,3 | 74,3 |

Tabela 2. Média da soma de postos \pm EPM aplicada às variáveis avaliadas na parte aérea das plantas de algodoeiro e coletadas no solo (botão e maçã com sinal de alimentação, botão e maçã com sinal de oviposição e adultos de *A. grandis grandis*), e às variáveis não atacadas avaliadas na colheita (número de: capulhos não atacados, lóculos de capulhos sem ataque, de ramos reprodutivos, de ramos vegetativos, de estruturas reprodutivas não atacadas, rendimento de fibra e produtividade em caroço e em fibra) e atacadas avaliadas na colheita (número de: botão e maçã com sinais de alimentação, oviposição e contendo ambos os sinais de alimentação e oviposição, lóculos de capulhos danificados, de capulhos danificados, de carimãs e de estruturas reprodutivas danificadas) em áreas submetidas a diferentes tratamentos com compostos indutores de resistência e testemunha (água) e sujeitas ao ataque de *Anthonomus grandis grandis* (Boh.) (Coleoptera: Curculionidae).

| Plantio | Avaliações (Amostragens) | Soma de Postos | | | | | |
|----------|---------------------------------------------------|-----------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|
| | | Água | Naturamin | Sifol | Bion | Phytogard | Supa Sílica |
| Primeiro | Parte aérea | 1,2 \pm 0,2 a | 3,2 \pm 0,2 b | 3,8 \pm 0,2 b | 3,4 \pm 0,5 b | 5,4 \pm 0,4 c | 3,2 \pm 0,6 b |
| | Coleta (solo) | 2,0 \pm 0,4 a | 3,2 \pm 0,9 ab | 4,2 \pm 0,7 b | 3,8 \pm 0,9 ab | 3,0 \pm 0,7 ab | 4,2 \pm 0,6 b |
| | Colheita -estruturas não atacadas e produtividade | 3,6 \pm 0,6 a | 5,0 \pm 0,3 a | 3,0 \pm 0,6 a | 2,6 \pm 0,8 a | 4,2 \pm 0,5 a | 2,5 \pm 0,5 a |
| | Colheita -estruturas atacadas | 1,9 \pm 0,3 a | 2,4 \pm 0,3 ab | 3,6 \pm 0,5 bc | 4,1 \pm 0,5 c | 3,1 \pm 0,2 b | 2,7 \pm 0,6 ab |
| | Parte aérea | 4,0 \pm 0,5 b | 2,8 \pm 0,7 b | 4,4 \pm 0,7 b | 4,2 \pm 0,9 b | 1,8 \pm 0,4 a | 3,8 \pm 0,9 b |
| Segundo | Coleta (solo) | 3,6 \pm 0,8 a | 3,4 \pm 1,1 a | 4,0 \pm 0,8 a | 3,6 \pm 0,5 a | 4,2 \pm 0,9 a | 2,2 \pm 0,4 a |
| | Colheita -estruturas não atacadas e produtividade | 1,9 \pm 0,5 a | 3,4 \pm 0,7 ab | 4,0 \pm 0,5 b | 3,5 \pm 0,4 b | 3,6 \pm 0,5 b | 3,9 \pm 0,6 b |
| | Colheita -estruturas atacadas | 3,4 \pm 0,4 a | 3,2 \pm 0,4 a | 2,7 \pm 0,4 a | 3,7 \pm 0,5 a | 2,6 \pm 0,5 a | 2,3 \pm 0,3 a |

Médias seguidas pela mesma letra, na linha, não diferem entre si pelo teste de Wilcoxon ($\alpha = 0,05$) em comparações feitas par a par.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABD EL-AAL F.S. et al. Effect of foliar application of urea and amino acids mixtures as antioxidants on growth, yield and characteristics of squash. **Research Journal of Agriculture and Biological Sciences**, v.6, p.583-588, 2010.

ADKISSON, P. L. et al. Controlling cotton's insect pests: A new system. **Science**, v.216, p. 19-22, 1982.

AGRAWAL, A. A.; KARBAN, R. Specificity of constitutive and induced resistance: pigment glands influence mites and caterpillars on cotton plants. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.96, p. 39–49, 2000.

AGRICHEM. **Supa sílica**. Disponível em: <https://agrichem.mx/fertilizantes-liquidados-supa-silica/>. Acesso em: 23 de fevereiro de 2020.

ALVARADO, A. et al. Reassessment of the phylogeography and intraspecific relationships of western and eastern populations of the boll weevil, *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera:Curculionidae), in North America. **Biological Journal of the Linnean Society**, v.20, p.1-17, 2017.

AHMAD, M. et al. Cotton whitefly (*Bemisia tabaci*) resistance to organophosphate and pyrethroid insecticides in Pakistan. **Pest Management Science**, v.58, p.203-208, 2002.

AHMAD, S.; HUSSAIN, N. Effect on yield and fiber quality traits of transgenic cotton (*Gossypium hirsutum* L.) by soil and foliar application of potassium. **International Journal of biosciences**, v.14, p. 327-339, 2019.

ALVES, M.V. Aminoácidos e micronutrientes no tratamento de sementes da soja. **Unoesc & Ciência - ACET Joaçaba**, v.9, p.99-104, 2018.

ANTONINI, J.C.dos A. et al. Spatio-temporal modelling of the duration of the cotton cycle in the state of Goiás, Brazil. **Engenharia Agrícola**, v.31, p.652-662, 2011.

ARAÚJO, L. et al. Fosfito de potássio e ulvana no controle da mancha foliar da gala em macieira. **Tropical Plant Pathology**, v.33, p.148-152, 2008.

ARAÚJO, F.F.; MENEZES, D. Indução de resistência a doenças foliares em tomateiro por indutores biótico (*Bacillus subtilis*) e abiótico (Acibenzolar-S-Metil). **Summa Phytopathologica**, v. 35, p. 169-172, 2009.

ARAÚJO, L. et al. Avaliação de formulações de fosfito de potássio sobre *Colletotrichum gloeosporioides* in vitro e no controle pós-infeccional da mancha foliar de *Glomerella* em macieira. **Tropical Plant Pathology**, v.35, p.54-59, 2010.

ARIMURA, G.; KOST, C.; BOLAND, W. Herbivore-induced, indirect plant defences. **Biochimica et Biophysica Acta**, v.1734, p. 91-11, 2005.

Associação Brasileira dos Produtores de Algodão (ABRAPA). **Algodão no mundo**. Disponível em: <https://www.abrapa.com.br/Paginas/dados/algodao-no-mundo.aspx>. Acesso em: 20 de janeiro de 2020.

AZAMBUJA, R.; DEGRANDE, P.E. Trinta anos do bicudo-do-algodoeiro no Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 81, p.377-410, 2014.

AWAD E. M.M., EL-HAMEED, A.M.A., SHALL, Z.S. Effect of glycine, lysine and nitrogen fertilizer rates on growth, yield and chemical composition of potato. **Journal of Agricultural Science**, v.32, p.8541–8551, 2007.

BAKHAT, H.F.S.G. et al. Crop protection silicon mitigates biotic stresses in crop plants: a review. **Crop Protection**, v.104, p.21-34, 2018.

BAFFES, J. **Markets for cotton by-products**: global trends and implications for African cotton producers. Disponível em: <http://econ.worldbank.org>. Acesso em: 25 de janeiro de 2019.

BARROS, R. et al. Eficiência do thiametoxam 250 WG em bateria de aplicações no controle do bicudo-do-algodoeiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 5., 2005, Salvador. **Resumos...** Campina Grande: Embrapa Algodão, 2005. p.265.

BASTOS, C.S. et al. **Bicudo do algodoeiro**: identificação, biologia, amostragem e táticas de controle. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2005. 31p. (Embrapa Algodão. Circular técnica, 79).

BELLOTTI, A.C.; ARIAS, B. Host plant resistance to whiteflies with emphasis on cassava as a case study. **Crop Protection**, v. 20, p. 813-823, 2001.

BENHAMOU, N.; KLOEPPER, J.W.; TUZUN, S. Induction of resistance against Fusarium wilt of tomato by combination of chitosan with an endophytic bacterial strain: ultrastructure and cytochemistry of the host response. **Planta**, v.204, p.153-168, 1998.

BOAVA, L.P. et al. Chitinase and peroxidase activity in different stages of eucalypt leaves after inoculation with *Puccinia psidii* and acibenzolar-Smetil. **Tropical Plant Pathology**, v. 35, p.124-128, 2010.

BRASIL. Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB). **Séries históricas**. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/conteudos.php?a=1252&t=2>. Acesso em: 25 de janeiro de 2019a.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). **Zoneamento agrícola**. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/riscos-seguro/risco-agropecuario/zoneamento-agricola>. Acesso em: 25 de janeiro de 2019b.

BRASIL. Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB). **Calendário de plantio e colheita de grãos no Brasil 2017**. Disponível em: https://www.conab.gov.br/outras-publicacoes/item/download/21099_79625cc8ceb43fb85f49cea4961b0ea6. Acesso em: 18 de maio de 2019c.

BRASIL. Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB). **Décimo segundo levantamento de safra 2017 /2018**. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/conteudos.php?a=1253&t=2>. Acesso em: 25 de janeiro de 2019d.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). **Sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons!/ap_praga_detalhe_cons?p_id_cultura_praga=2508>. Acesso em: 18 de maio de 2019e.

BUSOLI, A.C. et al. Preferência alimentar do bicudo-do-algodoeiro por frutos de diferentes cultivares e idades. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.39, p.101-104, 2004.

CAMARGO, J.M.M. et al. Efeito da aplicação do silício em plantas de *Pinus taeda* L., sobre a biologia e morfologia de *Cinara atlantica* (Wilson) (Hemiptera: Aphididae). **Ciência e Agrotecnologia**, v.32, p. 1767-1774, 2008.

CAMPANHOLA, C.; MARTIN, D. F.; SCHATTAN, S. Algumas consequências da presença do bicudo-do-algodoeiro na região infestada de campinas e Sorocaba, estado de São Paulo, na safra 83/84. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.23, p. 811-823, 1988.

CHERIF, F.M. et al. Silicon induced resistance in cucumber plants against *Phytophthora ultimum*. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v.41, p.411-425, 1992.

CHERIF, M.; ASSELIN, A.; BÉLANGER, R.R. Defense responses induced by soluble silicon in cucumber roots infected by *Pythium* spp. **Phytopathology**, v.84, p.236-242, 1994.

CHIOZA, M.V.; O'NEAL, M.E.; MACINTOSH, G.C. **Environmental Entomology**, v.39, p.856-864, 2010.

COELHO, H. A. et al. Eficiência Agronômica da aplicação foliar de nutrientes na cultura da soja. **Revista Agrarian**, v.4, p.73-78, 2011.

COHEN, M.D.; COFFEY, M.D. Systemic fungicides and the control of oomycetes. **Annual Review of Phytopathology**, v.24, p.311-338, 1986.

COLE, D.L. The efficacy of acibenzolar-S-methyl, an inducer of systemic acquired resistance, against bacterial and fungal disease of tobacco. **Crop Protection**, v.18, p.267-273, 1999.

COLLINS, J. R. **Control of arthropod pests with phosphorous acid and mono-esters and salts thereof**. U.S. patent no. 5206228, April 27, 1993. 10p.

COMHAIRE, M. El papel de la silica para los vegetales. **Anales del Instituto de Biología de la Universidad Nacional de México**, v.25, p.35-38, 1965.

COOK, P.J.; LANDSCHOOT, P.J.; SCHLOSSBERG, M.J. Inhibition of *Pythium* spp. and suppression of *Pythium* blight of turfgrasses with phosphonate fungicides. **Plant Disease**, v.93, p.809-814, 2009.

CORREA, R.S.B. et al. Silicon and acibenzolar-s-methyl as resistance inducers in cucumber, against the whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B. **Neotropical Entomology**, v.34, p. 429-433, 2005.

COSTA, R.R.; MORAES, J.C.; ANTUNES, C.S. Resistência induzida em trigo ao pulgão *Schizaphis graminum* (Hemiptera: Aphididae) por silício e acibenzolar-s-methyl. **Ciência e Agrotecnologia**, v.31, p.393-397, 2007.

COSTA, R.R.; MORAES, J.C.; COSTA, R.R. da. Interação silício-imidacloprid no comportamento biológico e alimentar de *Schizaphis graminum* (Rond.) (Hemiptera: Aphididae) em plantas de trigo. **Ciência e Agrotecnologia**, v.33, p.455-460, 2009.

COVARRUBIAS, P.J.J. Insecticide resistance in *Anthonomus grandis* populations from Sonora, Mexico. **Resistant Pest Management**, v.4, p.27-29, 1992.

CUADRADO, G. *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) em la zona central y sur oeste de Misiones, Argentina: pólen como fuente alimentícia y su relation com el estado fisiológico en insectos adultos. **Neotropical Entomology**, v.31, p.121-132, 2002.

CRUZ, C.D. **Programa GENES**: aplicativo computacional em genética e estatística. Viçosa: Imprensa Universitária, 2001. 442p.

CRUZ, C.D.; CARNEIRO, P.C.S. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. 2.ed. Viçosa: UFV, 2006. 585p.

DANIEL, R.; GUEST, D. Defense responses induced by potassium phosphonate in *Phytophthora palmivora*-challenged *Arabidopsis thaliana*. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v.67, p.194-201, 2006.

DANN, E. K.; DEVERALL, B.J. Activation of systemic disease resistance in pea by an avirulent bacterium or benzothiadiazole, but not by a fungal leaf spot pathogen. **Plant Pathology**, v.49, p.324-332, 2000.

DAYMSA. **Naturamin®WSP**. Disponível em: <https://daymsa.com/producto/naturamin-wsp/>. Acesso em: 23 de fevereiro de 2020.

DEGRANDE, P.E. **Guia prático de controle das pragas do algodoeiro**. Dourados: Universidade Federal do Mato Grosso de Sul, 1998. 60p.

DEGRANDE, P.E. et al. Suscetibilidade de genótipos de algodoeiro ao bicudo. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.69, p. 83-86, 2002.

DIATOM. **Sifol**. Disponível em: <http://www.diatom.com.br/pt-BR/produtos/sifol>. Acesso em: 23 de fevereiro de 2020.

DIAS, P.A. et al. Induction of resistance by silicon in wheat plants to alate and apterous morphs of *Sitobion avenae* (Hemiptera: Aphididae). **Environmental Entomology**, v.43, p.949-956, 2014.

DURRANT, W.E.; DONG, X. Systemic acquired resistance. **Annual Review of Phytopathology**, v.42, p. 185-209, 2004.

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA). **Technological Solutions: Algodão Branco - BRS 293**. Disponível em: <https://www.embrapa.br/en/buscadesolucoes-tecnologicas/-/produto-servico/831/algodao-branco---brs-293>. Acesso em: 02 de março de 2018.

EPSTEIN, E. Silicon. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.50, p.641-664, 1999.

EYLES, A. et al. Induced resistance to pests and pathogens in trees. **New Phytologist**, v.185, p.893-908, 2010.

FERNANDES, W.D.; CARVALHO, S.L. de; HABIB, M. Between-season attraction of cotton boll weevil, *Anthonomus grandis* Boh. (Coleoptera: Curculionidae) adults by its aggregation pheromone. **Scientia Agricola**, v.58, p.229-234, 2001.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). **Statistics division**. Disponível em: http://faostat3.fao.org/browse/rankings/commodities_by_regions/E e. Acesso em: 25 de janeiro de 2019.

FORBES, A.A.; ROSENHEIM, J.A. Plant responses to insect herbivore damage are modulated by phosphorus nutrition. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.139, p.242-249, 2011.

FÖRSTER, H. et al. Effect of phosphite on tomato and pepper plants and on susceptibility of pepper to *Phytophthora* root and crown rot in hydroponic culture. **Plant Disease**, v.82, p.1165-1170, 1998.

GAZOLA, D. et al. Aminoácidos no desenvolvimento de duas cultivares de mandioca. **Scientia Agraria Paranaensis**, v.15, p.88-93, 2016.

GOLAN, K. et al. Accumulation of amino acids and phenolic compounds in biochemical plant responses to feeding of two different herbivorous arthropod pests. **Arthropod-Plant Interactions**, v.11, p.675-682, 2017.

GOMES, F.B.; MORAES, J.C.; ASSIS, G.A. Silício e imidacloprid na colonização de plantas por *Myzus persicae* e no desenvolvimento vegetativo de batata inglesa. **Ciência Rural**, v.38, p.1209-1213, 2008.

GOMES, F.B.; MORAES, J.C.; NERI, D.K.P. Adubação com silício como fator de resistência a insetos-praga e promotor de produtividade em cultura de batata inglesa em sistema orgânico. **Ciência e Agrotecnologia**, v.33, p.18-23, 2009.

GONDIM, D.M.C. et al. **Manual de identificação das pragas, doenças, deficiências minerais e injúrias do algodoeiro no Brasil**. 3.ed. Cascavel: COODETEC. 1999, 120p. (COODETEC. Boletim técnico, 33.).

GOUSSAIN, M.M. et al. Efeito da aplicação de silício em plantas de milho no desenvolvimento biológico da lagarta-do-cartucho *Spodoptera frugiperda* (J.E.Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Neotropical Entomology**, v.31, p.305-310, 2002.

GREENBERG, S. M. et al. Boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) feeding and reproduction as functions of cotton square availability. **Environmental Entomology**, v.32, p.698-704, 2003.

GREENBERG, S. M. et al. Effects of burial and soil condition on postharvest mortality of boll weevils (coleoptera: curculionidae) in fallen cotton fruit. **Journal of Economic Entomology**, v.97, p. 409-413, 2004.

GREENBERG, S. M. et al. Reproductive potential of field-collected overwintering boll weevils (Coleoptera: Curculionidae) fed on pollen in the laboratory. **Insect Science**, v.16, p. 321–327, 2009.

GRIGOLLI, J.F.J. et al. Infestação de *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae) em rebrota de algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.45, p.200-208, 2015.

GRIGOLLI, J.F.J. et al. Sequential sampling plan of *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae) in cotton plants. **Journal of Economic Entomology**, v.110, p.763–769, 2017.

HAMMERSCHMIDT, R. Cytological and biochemical aspects of the induced resistance response of cucumber to fungal pathogens. **Fitopatologia Brasileira**, v.26, p.253-254, 2001.

HAMMOND-KOSACK, K.E.; JONES, J.D.G. Resistance gene-dependent plant defense responses. **The Plant Cell**, v. 8, p. 1773-1791, 1996.

HART, S.V.; KOGAN, M.; PAXTON, J.D. Effect of soybean phytoalexins on the herbivorous insects mexican bean beetle and soybean looper. **Journal of Chemical Ecology**, v.9, p.657-672, 1983.

ILIE, A.V.; PETRISOR, C.; HOZA, D. Influence of foliar application of amino acids to yield and quality attributes of apple. **Journal of Horticulture, Forestry and Biotechnology**, 21, p.104-107, 2017.

Instituto Mato-Grossense de Economia Agropecuária (IMEA). **Custo de produção de algodão - safra 2020/2021**. Cuiabá: IMEA, 4p. Disponível em: [https://bucket-xiruexterno-2.s3.sa-east-](https://bucket-xiruexterno-2.s3.sa-east-1.amazonaws.com/1/696277432068079616/975297531386732544-.pdf?X-Amz-Expires=432000&X-Amz-Algorithm=AWS4-HMAC-SHA256&X-Amz-Credential=AKIAIOZVUSV4HGV74RLA/20200330/sa-east-1/s3/aws4_request&X-Amz-Date=20200330T184534Z&X-Amz-SignedHeaders=host&X-Amz-Signature=8abf67ca8ae5b483bc18b985d8fa086feca90e411e8c92c8cdf8a0efd6891a0c)

[1.amazonaws.com/1/696277432068079616/975297531386732544-.pdf?X-Amz-Expires=432000&X-Amz-Algorithm=AWS4-HMAC-SHA256&X-Amz-Credential=AKIAIOZVUSV4HGV74RLA/20200330/sa-east-1/s3/aws4_request&X-Amz-Date=20200330T184534Z&X-Amz-SignedHeaders=host&X-Amz-Signature=8abf67ca8ae5b483bc18b985d8fa086feca90e411e8c92c8cdf8a0efd6891a0c](https://bucket-xiruexterno-2.s3.sa-east-1.amazonaws.com/1/696277432068079616/975297531386732544-.pdf?X-Amz-Expires=432000&X-Amz-Algorithm=AWS4-HMAC-SHA256&X-Amz-Credential=AKIAIOZVUSV4HGV74RLA/20200330/sa-east-1/s3/aws4_request&X-Amz-Date=20200330T184534Z&X-Amz-SignedHeaders=host&X-Amz-Signature=8abf67ca8ae5b483bc18b985d8fa086feca90e411e8c92c8cdf8a0efd6891a0c).
Acesso em: 30 de março de 2020.

JACKSON, A.O.; TAYLOR, C.B. Plant-microbe interactions: life and death at the interface. **The Plant Cell**, v.8, p.1651-1668, 1996.

JAKAB, G. et al. β -aminobutyric acid-induced resistance in plants. **European Journal of Plant Pathology**, v.107, p.29-37, 2001.

JARZYNIAK, K.M.; JASIŃSKI, M. Membrane transporters and drought resistance-a complex issue. **Frontiers in Plant Science**, v.5, article 687, 2014.

JEGER, M. et al. Pest categorisation of *Anthonomus grandis*. **European Food Safety Authority Journal**, v.15, p.50-74, 2017.

KATZ, O. Beyond grasses: the potential benefits of studying silicon accumulation in non-grass species. **Frontiers in Plant Science**, v.5, p.376.

KESSMANN, H. et al. Induction of systemic acquired disease resistance in plants by chemicals. **Annual Review of Phytopathology**, v.32, 439-459, 1994.

KHAN, A.S. et al. Foliar application of mixture of amino acids and seaweed (*Ascophylum nodosum*) extract improve growth and physicochemical properties of grapes. **International Journal of Agriculture and Biology**, v.14, p.383-388, 2012.

KORNDÖRFER, A.P.; GRISOTO, E.; VENDRAMIM, J.D. Induction of insect plant resistance to the spittlebug *Mahanarva fimbriolata* Stål (Hemiptera: Cercopidae) in sugarcane by silicon application. **Neotropical Entomology**, v. 40, p. 387-392, 2011.

KUESTER, A. P. et al. Population structure and genetic diversity of the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) on *Gossypium* in North America. **Annals of the Entomological Society of America.**, v.105, p. 902-916, 2012.

LAING, M.D.; GATARAYIHA, M.C.; ADANDONON, A. Silicon use for pest control in agriculture: a review. In: PROCEEDINGS OF THE SOUTH AFRICAN SUGAR TECHNOLOGISTS' ASSOCIATION, 80., 2006, Durban, South Africa. **Proceedings...** Durban: South African Sugar Technologists' Association, 2006. p.278-286.

LANNING, F.C.; LINKO, Y. Absorption and deposition of silica by four varieties of sorghum. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.9, p.463-465, 1961.

LEIGH, T.F.; ROACH, S.H.; WATSON, T.F. Biology and ecology of important insect and mite pests of cotton. In: KING, E.G.; PHILLIPS, J.R.; COLEMAN, R.J. (Ed.). **Cotton insects and mites: characterization and management**. Memphis: The Cotton Foundation, 1996. p.16 - 86. (The Cotton Foundation. Reference Book Series, 3).

LE MIRE, G. et al. Implementing plant biostimulants and biocontrol strategies in the agroecological management of cultivated ecosystems. **Biotechnology, Agronomy, Society and Environment**, v.20(S), p.299-313, 2016.

LIANG, Y. et al. Silicon and insect pest resistance. In: LIANG, Y. et al. (Eds.). *Silicon in agriculture*. Dordrecht: Springer, 2015. p.197-207.

LOVATT, C. J.; MIKKELSEN, R. L. Phosphite fertilizers: what are they? Can you use them? What can they do. **Better Crops**, v.90, p.11-13, 2006.

MACEDO, J.A. de. et al. Fontes alternativas de pólen utilizadas pelo bicudo-do-algodoeiro em duas regiões produtoras de algodão na Bahia. **Revista Caatinga**, v.28, p. 255–262, 2015.

MADAMANCHI, N.R.; KUC, J. Induced systemic resistance in plants. In: COLE, G. & HOCH, H. (Eds.). **The fungal spore and disease initiation in plants and animals**. Plenum Press, 1991. p.347-362.

MAGALHÃES, D. M. et al. Influence of two acyclic homoterpenes (tetranorterpenes) on the foraging behavior of *Anthonomus grandis* Boh. **Journal of Chemical Ecology**, v.42, p.305-313, 2016.

MALIK, N.A.A.; KUMAR, I.S.; NADARAJAH, K. Elicitor and receptor molecules: orchestrators of plant defense and immunity. **International Journal of Molecular Sciences**, v.21, p.963, 2020.

MARTIN, S. H. et al. Susceptibility status of boll weevils from Louisiana to eleven insecticides. **Southwestern Entomologist**, v.21, p.59-74, 1996.

MATTSON Jr., W.J. Herbivory in relation to plant nitrogen content. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v.11, p.119-161, 1980.

MIRANDA, J.E.; SUASSUNA, N.D. **Guia de identificação e controle das principais pragas e doenças do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2004, 48p. (Embrapa Algodão. Circular Técnica, 76.).

MIRANDA, J.E.; RODRIGUES, S.M.M. **Manejo do bicudo-do-algodoeiro em áreas de agricultura intensiva**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2016. 19p. (Embrapa Algodão. Circular técnica, 140).

NEVES, R.C. dos S.; TORRES, J.B.; SILVA, M.N.B. da. Época apropriada para a poda apical do algodoeiro para o controle de pragas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.45, p.1342-1350, 2010.

NEVES R.C.S. et al. Boll weevil within season and off-season activity monitored using a pheromone-and-glue reusable tube trap. **Scientia Agricola**, v.75, p.313-320, 2018.

OLIVEIRA, C.M. et al. Economic impact of exotic insect pests in Brazilian agriculture. **Journal of Applied Entomology**, v.137, p.1-15, 2013.

ONO, E.O.; RODRIGUES, J.D.; SANTOS, S.O. Efeito de fitorreguladores sobre o desenvolvimento de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) cv Carioca. **Revista Biociências**, v.5, p.7-13, 1999.

OUIMETTE, D.G.; COFFEY, M.D. Comparative antifungal activity of four phosphonate compounds against isolates of nine *Phytophthora* species. **Phytopathology**, v.79, p.761-767, 1989.

PAJOT, E.; LE CORRE, D. & SILUÉ, D. Phytogard® and DL- β -amino butyric acid (BABA) induce resistance to downy mildew (*Bremia Lactucae*) in lettuce (*Lactuca sativa* L.). **European Journal of Plant Pathology**, v.107, p.861-869, 2001.

PAPA, G.; CELOTO, F.J. Controle químico do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis*, Boheman (Coleoptera: Curculionidae). Cap. 5.3 In: BELOT, J.L. (Ed.). **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* Boh., 1843) nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle**. Cuiabá: Imamt, 2015. p.140-150. (Imamt. Boletim de P&D, 2.).

PARRA, J.R. **Insect bioecology and nutrition for integrated pest management**. New York: CRC press, 2012. p.13-49.

PASCHOLATI, S.F.; LEITE, B. Hospedeiro: mecanismos de resistência. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. **Manual de fitopatologia**. São Paulo: Ceres, 1995. v.1, p. 417-453.

PATTERSON, M.; ALYOKHIN, A. Survival and development of Colorado potato beetles on potatoes treated with phosphite. **Crop Protection**, v.61, p.38-42, 2014.

PAULA, D.P. et al. Reproductive dormancy in boll-weevil from populations of the midwest of Brazil. **Journal of Economic Entomology**, v 106, p.86-96, 2013.

PAXTON, J.D. Phytoalexin and their potential role in control of insect pests. In: HEDIN, P.A. (Ed.). **Naturally occurring pest bioregulators**. Washington: American Chemical Society, 1991. p.198-207.

PENNA, J.C.V. Melhoramento do algodão. In: BORÉM, A. (Eds) **Melhoramento de espécies cultivadas**. 2. Ed. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2005. p.15-53.

PEREIRA, E.W.L. **Eficiência de Acibenzolans-methyl no controle da *Acidovorax avenae* subsp. *citrulli* e efeito na qualidade de frutos de melão**. Mossoró-RN. 2005, 50f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia). Universidade Federal do Semi-Árido, Mossoró.

PIMENTA, M. et al. Survival and preference of cotton boll weevil adults for alternative food sources. **Brazilian Journal of Biology**, v.76, p.387-395, 2016.

PIRES, C.S.S. et al. Survival pattern of the boll weevil during cotton fallow in Midwestern Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.52, p.149-160, 2017.

PRADO, R.M.; VARA, E. A. Influência de formas de nitrogênio e do ph na correção da deficiência de ferro no girassol. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 34, p.212-219, 2011.

PRICE, W.P. **Insect ecology**. 3.Ed. Arizona: John Wiley & Sons, 1997. 874p.

RAO, C.R. **Advanced statistical methods in biometric research**. New York: John Wiley, 1952. 390p.

RESENDE, M.L. et al. Perspectivas da indução de resistência em cacaueteiro contra *Crinipellis pernicioso* através do benzotiadiazole (BTH). **Fitopatologia Brasileira**, v.25, p.149-156, 2000.

RIBEIRO, P. A. et al. Alternative food sources and overwintering feeding behavior of the boll weevil, *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) under the tropical conditions of central Brazil. **Neotropical Entomology**, v.39, p.28-34, 2010.

RIBEIRO, E.B. et al. Métodos de destruição de restos de cultura do algodoeiro e sobrevivência do bicudo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.50, p.993-998, 2015.

RICHETTI, A.; MELO FILHO, G.A. de. **Algodão: informações técnicas**. Campo Grande: Embrapa Agropecuária Oeste, 1988. 267p. (Embrapa Agropecuária Oeste. Circular Técnica, 7).

ROMEIRO, R.S. PGPR e indução de resistência sistêmica em plantas a patógenos. **Summa Phytopathologica**, v. 26, p.177-184, 2000.

RUSSO, R.O.; BERLYN, G.P. The use of organic biostimulants to help low input sustainable agriculture. **Journal of Sustainable Agriculture**, v.1, p.19-42, 1991.

SALA, F.C. et al. Phosphite effect on hot and sweet pepper reaction to *Phytophthora capsici*. **Scientia Agricola**, v.61, p.492-495, 2004.

SANTOS, W.J. dos. Problemas e soluções do manejo integrado de pragas do algodão. In: SEMINÁRIO ESTADUAL DO ALGODÃO, 4., ENCONTRO ALGODÃO MATO GROSSO, 1., 1998, Cuiabá. **Anais...** Rondonópolis: Fundação-MT, 1998. p.39-48.

SANTOS, M.C. et al. Efeito do silício em aspectos comportamentais e na história de vida de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v.2, p.76-88, 2012.

SAPPINGTON, T.W.; SPURGEON, D.W. Preferred technique for adult sex determination of the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v.93, p.610-615, 2000.

SAS. **The SAS system**. Version 9.00. Cary: SAS Institute, 2002.

SÉGUY, L. et al. **A safrinha de algodão**: opção de cultura arriscada ou alternativa lucrativa dos sistemas de plantio direto nos trópicos úmidos. Cascavel: COODETEC. 2001, 36p. (COODETEC. Boletim técnico, 37.).

SHOWLER, A.T. Influence of cotton fruit stages as food sources on boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) fecundity and oviposition. **Journal of Economic Entomology**, v.97, p.1330- 1334, 2004.

SHOWLER, A.T. Relationships of different cotton square sizes to boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) feeding and oviposition in field conditions. **Journal of Economic Entomology**, v.98, p.572 -579, 2005.

SHOWLER, A.T.; ABRIGO, V. Common subtropical and tropical nonpollen food sources of the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae). **Environmental Entomology**, v.36, p.99-104, 2007.

SHOWLER, A.T. Relationships of abscised cotton fruit to boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) feeding, oviposition, and developmen. **Journal of Economic Entomology**, v.101, p.68-73, 2008.

SILVA, I.P.F. et al. Estudos das fases fenológicas do algodão (*Gossypium hirsutum* L.). **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, v.10, s.p., 2011

SILVA, A.C. da et al. Coffee-leaf extract and phosphites on the curative control of powdery mildew in eucalyptus mini-stumps. **Forest Pathology**, v.43, p.297-305, 2013.

SILVA, J.B. et al. Interaction of *Anthonomus grandis* and cotton genotypes: biological and behavioral responses. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.156, p.238-253, 2015.

SILVA, R.A da et al. Phytophagous insects in cotton crop residues during the fallow period in the state of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.53, n.8, p.875-884, 2018.

SILVIE, P. et al. **Manual de identificação das pragas, e seus danos no algodoeiro**. Cascavel: COODETEC/CIRAD-CA, 2001. 100p. (COODETEC/CIRAD. Boletim Técnico, 34.).

SIQUEIRA, I.T.D. de et al. Indução de resistência por acibenzolar-S-metil em feijão caupi no controle da antracnose. **Summa Phytopathologica**, v. 45, p. 76-82, 2019.

SMITH, C.W. Cotton (*Gossypium hirsutum* L.) Chapter 6. In: SMITH, C.W. (Ed.). **Crop production: evolution, history, and technology**. New York: John Wiley and Sons, 1995. p. 287-349.

STADNIK M.J.; TALAMINI, V. **Manejo ecológico de doenças de plantas**. Florianópolis: UFSC, 2004. 293p.

STOLLER. **Nutrição e defesa**. Linha Phytogard. Disponível em: <https://www.stoller.com.br/solucoes/nutricaoedefesa/>. Acesso em: 23 de fevereiro de 2020.

Systat Software. **SigmaPlot for windows**. Version 10.0. Germany: Systat software, 2006.

THAO, H.T.B.; YAMAKAWA, T. Phosphite (phosphorous acid): fungicide, fertilizer or biostimulator? **Soil Science and Plant Nutrition**, v.55, p.228-234, 2009.

TON, J. et al. Differential effectiveness of salicylate-dependent and jasmonate/ethylene-dependent induced resistance in Arabidopsis. **Molecular Plant-microbe Interactions**, v.15, p. 27-34, 2002.

VARADARAJAN, D.K. et al. Phosphite, an analog of phosphate, suppresses the coordinated expression of genes under phosphate starvation. **Plant Physiology**, v.129, p.1232-1240, 2002.

VASCONCELOS, E.S.D. et al. Método alternativo para análise de agrupamento. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.42, p.1421-1428, 2007.

VENTER, E. et al. Potassium phosphate induces tolerance against the Russian wheat aphid (*Diuraphis noxia*, Homoptera: Aphididae) in wheat. **Crop Protection**, v.61, p.43-50, 2014.

VIATOR, R. P. et al. Predicting cotton boll maturation period using degree days and other climatic factors. **Agronomy Journal**, v.97, p.494-499, 2005.

VIZZOTTO, M.; KROLOW, A.C.; WEBER, G.E.B. **Metabólitos secundários encontrados em plantas e sua importância**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2010. 16 p. (Embrapa Clima Temperado. Documentos, 316.).

ZANCANARO, L.; KAPPES, C. Sistemas de cultivo do algodoeiro. In: Belot, J.L. (Ed.). **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso**. Cuiabá: IMAmt, 2012. p.34-57.

ZHOU, S. et al. Alteration of plant primary metabolism in response to insect herbivory. **Plant Physiology**, v.169, p.1488-1498.

ZUCCHI, R.A.; SILVEIRA-NETO, S.; NAKANO, O. **Guia de identificação de pragas agrícolas**. Piracicaba: Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, 1993. 139p.