

Universidade de São Paulo

Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”

0111000 - Trabalho de Conclusão de Curso em Engenharia Agrônoma

Exigências térmicas do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae), com vistas ao seu zoneamento ecológico em São Paulo

Ariane Martins Caldeira

Trabalho de conclusão de curso para
obtenção do título de Engenheira Agrônoma
pela Escola Superior de Agricultura “Luiz de
Queiroz” – Universidade de São Paulo

Piracicaba

2017

Ariane Martins Caldeira

Exigências térmicas do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae), com vistas ao seu zoneamento ecológico em São Paulo

Orientador: Prof. Dr. **JOSÉ ROBERTO
POSTALI PARRA**

Trabalho de conclusão de curso para
obtenção do título de Engenheira Agrônoma
pela Escola Superior de Agricultura “Luiz de
Queiroz” – Universidade de São Paulo

Piracicaba

2017

Sumário

RESUMO.....	1
ABSTRACT	3
LISTA DE FIGURAS	5
LISTA DE TABELAS	7
LISTA DE SÍMBOLOS.....	9
1. INTRODUÇÃO	11
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	13
2.1. COTONICULTURA	13
2.2. BICUDO-DO-ALGODOEIRO	14
2.2.1. Biologia e fisiologia	14
2.2.2. Aspectos gerais	15
2.3. EXIGÊNCIAS TÉRMICAS.....	17
2.4. DIETAS ARTIFICIAIS	17
2.5. TEMPERATURA.....	18
3. OBJETIVO	21
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	23
4.2. Criação de <i>Anthonomus grandis</i> Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae).....	23
4.3. Preparo da dieta artificial	24
4.4. Coleta e esterilização superficial dos ovos	26
4.5. Inoculação.....	28
4.6. Coleta e análise de dados.....	28
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	31
6. CONCLUSÕES	47
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	49
APÊNDICES.....	55

RESUMO

Exigências térmicas do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae), com vistas ao seu zoneamento ecológico em São Paulo

O bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae), constitui-se no inseto-praga mais importante do algodoeiro desde sua introdução no Brasil em 1983, gerando perdas consideráveis à produção brasileira. Atualmente, *A. grandis* está presente em todas as regiões de produção de algodão no Brasil, sobrevivendo a diferentes cenários climáticos. Insetos, por serem pecilotérmicos, têm seu desenvolvimento extremamente influenciado pela temperatura. Sendo assim, neste estudo foram avaliadas as exigências térmicas do bicudo-do-algodoeiro em seis temperaturas (22°C, 25°C, 28°C, 30°C, 32°C e 34°C) para determinação do número de gerações do inseto, por meio da temperatura base (Tb) e constante térmica de desenvolvimento do inseto, visando ao zoneamento ecológico da praga no estado de São Paulo. Para o período de ovo foram realizados dois ensaios com 30 repetições para cada temperatura testada, enquanto que para os períodos larval e pupal, foram observados 120 indivíduos para cada temperatura. O período de incubação e a razão sexual de *A. grandis* não foram influenciados pela temperatura, entretanto, observou-se uma variação nas fases larval, pupal e no peso de insetos expostos às diferentes temperaturas. A constante térmica (K) e a temperatura base (Tb) de *A. grandis* foram, 429,07 GD e 9,22°C, respectivamente. As regiões do estado de São Paulo que apresentaram maior número de gerações, em todas as estações do ano, foram a noroeste e norte, porém todas as regiões apresentaram, no mínimo, um ciclo completo do inseto em todas as estações do ano, demonstrando o alto potencial biótico da referida praga no estado.

Palavras-chave: 1. *Anthonomus grandis* Boheman 2. Exigências térmicas 3. Temperatura base 4. Constante térmica 5. Zoneamento ecológico

ABSTRACT

Thermal requirements of the boll weevil, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) regarding agroecological zoning in the State of São Paulo

The boll weevil, *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) is the most damaging pest of Brazilian cotton fields since its introduction in 1983. Today, its presence is country-wide, adapted to different climate scenarios. Temperature influences greatly on insect development, thus this study is intended to evaluate the boll weevil thermal requirements in six temperatures (22°C, 25°C, 28°C, 30°C, 32°C e 34°C) to determine the number of insect generations, through its temperature development threshold and thermal constant, in order to produce a ecological zoning of the pest on the state of São Paulo. Two groups of thirty repetitions were studied for the egg stage on each temperature, while 120 individuals were evaluated through the larval and pupal stages on each temperature. Insect weight, duration of larval stage and pupal stages varied on different temperatures, while egg stage and sex ratio did not show any correlations with temperature variation. The thermal constant (K) and temperature development threshold (Tb) registered for *A. grandis* were 429,07 GD and 9,22°C, respectively. Greater number of generations were observed for north and northeast regions of the state of São Paulo through the year, and at least one generation of *A. grandis* met conditions to develop at any season, showing the pest's biological potential.

Keywords: 1. *Anthonomus grandis* Boheman 2. Thermal requirements 3. Temperature threshold 4. Thermal constant 5. Agroecological zoning

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Criação de <i>A. grandis</i> mantida no Laboratório de Biologia de Insetos na ESALQ-USP (A). <i>A. grandis</i> em gaiolas plásticas com dieta artificial (B). Recipiente plástico com "frass" e ovos (C).	24
Figura 2. "Frass" e ovos separados em peneira Mesh 60 (A), "frass" separado dos ovos na peneira com fundo de pano tipo "tunil" (B).	26
Figura 3. Becker contendo "frass" e ovos separados por meio de decantação em sulfato de cobre 20%(A). Imersão de ovos em cloreto de benzalcônio 0,3% (B).....	27
Figura 4. Placas do tipo ELISA com dieta para <i>A. grandis</i> (A). Placas do tipo ELISA após inoculação das larvas em dieta mantidas em câmara climatizadas (B).....	28
Figura 5. Cidades selecionadas divididas em regiões para análise do número de gerações de <i>A. grandis</i> no estado de São Paulo.	39
Figura 6. Média de número de ciclos de <i>A. grandis</i> por região na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de janeiro (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	40
Figura 7. Média de número de ciclos de <i>A. grandis</i> por região na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de fevereiro (Adaptado de Alvares et al. (2013)).....	40
Figura 8. Média de número de ciclos de <i>A. grandis</i> por região na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de março (Adaptado de Alvares et al. (2013)).....	41
Figura 9. Média de número de ciclos por região de <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de abril (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	41
Figura 10. Média de número de ciclos por região de <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de maio (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	42
Figura 11. Média de número de ciclos por região <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de junho (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	42
Figura 12. Média de número de ciclos por região <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de julho (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	43
Figura 13. Média de número de ciclos por região <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de agosto (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	43
Figura 14. Média de número de ciclos por região <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de setembro (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	44
Figura 15. Média de número de ciclos por <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de outubro (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	44
Figura 16. Média de número de ciclos por região <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de novembro (Adaptado de Alvares et al. (2013)).....	45
Figura 17. Média de número de ciclos por <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de dezembro (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	45
Figura 18. Média anual do número de ciclos por região <i>A. grandis</i> na carta de isotermas do estado de São Paulo (Adaptado de Alvares et al. (2013)).	46

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Composição da dieta artificial para criação de <i>A. grandis</i> em laboratório.....	25
Tabela 2. Viabilidade (média± EP), das fases de ovo, larva e pupa de <i>A. grandis</i> mantida em dieta artificial nas temperaturas 22, 25, 28, 30, 32 e 34°C.	31
Tabela 3. Duração (média± EP), das fases de ovo, larva e pupa de <i>A. grandis</i> mantida em dieta artificial nas temperaturas 22, 25, 28, 30, 32 e 34°C.	33
Tabela 4. Peso e razão sexual (média± EP) dos adultos de <i>A. grandis</i> mantidos em dieta artificial nas temperaturas 22, 25, 28, 30, 32 e 34°C.	34
Tabela 5. Número estimado de gerações de <i>A. grandis</i> por mês e por ano em diversos municípios produtores e não-produtores de algodão para as regiões norte, noroeste e nordeste no estado de São Paulo.	37
Tabela 6. Número estimado de gerações de <i>A. grandis</i> por mês e por ano em diversos municípios produtores e não-produtores de algodão para as regiões sudoeste, sudeste e sul no estado de São Paulo.....	38

LISTA DE SÍMBOLOS

°C	graus Celsius
cm	centímetros
D	duração
g	grama
GD	graus-dia
K	constante térmica
mg	miligrama
mm	milímetros
Tb	temperatura base ou limiar térmico inferior de desenvolvimento
Tm	temperatura média
Topt	temperatura ótima de desenvolvimento

1. INTRODUÇÃO

O algodoeiro, *Gossypium hirsutum* L., está sujeito ao ataque de pragas que prejudicam significativamente a cultura. O bicudo do algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae), é considerado uma das principais pragas da cotonicultura brasileira devido aos danos causados e à dificuldade de seu controle, sendo que tais danos podem causar queda ou até mesmo a quebra da produção (BRAGA SOBRINHO & LUKEFAHR, 1983; NAKANO, 1983). As dificuldades no controle do bicudo vêm aumentando gradativamente, principalmente após a introdução do algodão geneticamente modificado, o qual é mais difícil de ser eliminado do campo, impedindo o vazio sanitário; além disso, *A. grandis* apresenta diapausa, dificultando ainda mais seu controle no período de entressafra (FONSECA *et al.*, 2008).

A temperatura é um dos fatores-chaves que influenciam no desenvolvimento dos insetos, seja no metabolismo ou no comportamento. Assim, a temperatura e a taxa de desenvolvimento de um inseto variam entre indivíduos, populações e espécies. Quando a temperatura do ambiente é favorável, os insetos crescem com maior rapidez em relação às temperaturas desfavoráveis, podendo assim acarretar um maior prejuízo aos produtores. Como a temperatura desempenha um papel crítico na taxa de desenvolvimento e sobrevivência das espécies de insetos, foram desenvolvidos modelos de temperatura que permitem prever o comportamento e a dinâmica populacional dos insetos (HADDAD *et al.*, 1999; FONSECA *et al.*, 2008).

Identificar e entender os fatores que afetam o comportamento de *A. grandis* durante o desenvolvimento, sobrevivência e ovoposição no algodoeiro, *G. hirsutum*, é importante para estratégias de controle bem-sucedidas. Sendo assim, o objetivo deste estudo foi a determinação das exigências térmicas de *A. grandis*, criado em laboratório em dieta artificial, em diferentes temperaturas, para realização de um zoneamento da praga no estado de São Paulo.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. COTONICULTURA

O algodoeiro *Gossypium hirsutum* L. destaca-se como uma importante cultura em termos de produção de fibras, o que agrega grande importância econômica à cultura. Devido ao alto nível de investimento em insumos agrícolas e infraestrutura, a cultura diferencia-se de outras, exigindo alta tecnificação e habilidade empresarial dos produtores (FIESP, 2014). Índia, China, EUA, Paquistão e Brasil, respectivamente destacam-se como os maiores produtores de algodão na safra 2015/2016. A produção mundial de algodão em pluma para a safra atual está projetada em cerca de 24 milhões de toneladas, sendo o Brasil responsável por aproximadamente 1,5 milhões de toneladas. Os principais estados produtores no país são Mato Grosso e Bahia, os quais são responsáveis por 89% da produção e 80% da exportação nacional, sendo Indonésia, Vietnã, Coreia do Sul e China os principais importadores do algodão brasileiro, sendo o Brasil o quarto maior exportador de algodão, com 0,76 milhões de toneladas exportadas na safra 2015/2016, estando abaixo apenas dos EUA, Índia e Austrália (SINDA, 2016).

Segundo a CONAB (2017), na década de 1990 a produção de algodão em caroço brasileira caiu aproximadamente 46% em relação a década de 1980, passando de 2,67 milhões de toneladas na safra 1985/86 contra 1,44 milhão de toneladas na safra de 1998/99. Contudo, após tal período a produção nacional voltou a expandir-se, com uma estimativa de safra para 2016/2017 numerada em 3,72 milhões de toneladas (SINDA, 2016; CONAB 2017). Em termos de área plantada, houve uma queda de 70% da safra de 1985 para a de 2017, o que representa, em hectares, um decréscimo de 3,2 milhões para 938,8 mil. Ainda, de acordo com CEPEA (2017) a cadeia produtiva do algodoeiro devido à redução da sua área de plantio, foi a que apresentou a maior retração no que tange à renda, quando comparada com culturas de soja e cana-de-açúcar. Tal queda de produção prossegue independente do aumento do consumo mundial conforme estatísticas do IBGE (2016), mesmo diante de tal cenário de elevação do consumo aliado à redução da produção nas últimas safras, apresentam queda dos preços devido à produção e o estoque mundial continuarem elevados.

Os sistemas de produção de algodão estão intimamente atrelados a eficácia e aplicabilidade das estratégias de manejo utilizados para o controle de pragas. Desta forma, a busca por soluções que englobem as diversas táticas de manejo são progressivas, sendo desejável que a diminuição de insumos agrícolas ocorra (PERIOTO *et al.*, 2001).

2.2. BICUDO-DO-ALGODOEIRO

A cultura do algodão hospeda várias espécies de pragas, que se configuram como um importante fator que afeta, de maneira negativa, a produção dessa cultura no Brasil. O bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) é considerado uma praga-chave à cotonicultura brasileira, podendo causar perdas de 100% da produção, caso as medidas de manejo não sejam adequadas (PRAÇA *et al.*, 2007; SINDA, 2016). A referida praga assumiu em 2015 o status de uma das oito pragas de maior risco fitossanitário das principais culturas agrícolas nacionais (FONSECA *et al.*, 2008; MAPA, 2015). Os danos causados por *A. grandis* são observados principalmente nos botões florais e maçãs devido aos orifícios deixados pelos adultos durante alimentação e oviposição. Depois de eclodirem, as larvas migram para dentro do botão ou da maçã, nas quais destroem as fibras e as sementes, tornando-as enegrecidas (PRAÇA *et al.*, 2007).

2.2.1. Biologia e fisiologia

A. grandis é um inseto de coloração marrom avermelhado a cinza escuro, holometabólico e de reprodução sexuada. Seu comprimento pode variar de 4 a 8 mm e uma média de 2,4 mm de largura, tamanho este influenciado pela alimentação. Possuem um rostro que pode medir até metade do tamanho do seu corpo e mandíbulas bem desenvolvidas (TOLEDO *et al.*, 2000; PRAÇA *et al.*, 2007; GABRIEL, 2016).

A infestação dá-se quando a planta de algodão está no período de florescimento (período reprodutivo). As fêmeas são atraídas por meio do feromônio liberado pelos machos e após a cópula, o período de pré-oviposição tem duração de 3 a 5 dias (TOLEDO *et al.*, 2000). Para manter seus ovos com

umidade elevada e protegê-los contra possíveis predadores, as fêmeas depositam seus ovos no interior das maçãs e botões florais, abrindo o orifício na estrutura vegetal com o auxílio do rostro e da mandíbula. As larvas eclodem e alimentam-se das fibras e sementes na parte basal do interior das maçãs ou botões florais até transformarem-se em pupas, dando origem aos adultos. Cada fêmea pode colocar até 12 ovos por dia, totalizando de 100 a 300 ovos durante seu ciclo (BASTOS *et al.*, 2005).

O grande potencial de destruição do bicudo está relacionado com a sua alta capacidade reprodutiva, a qual permite a coexistência de numerosas gerações do inseto em um único ciclo da cultura (TOLEDO *et al.*, 2000). Em apenas um ciclo, o inseto é capaz de produzir entre três a sete gerações, assim, uma população inicial de 50 bicudos pode atingir cerca de 500 mil indivíduos no final da safra (IMAMT, 2015; GABRIEL, 2016).

Além da alta capacidade reprodutiva, *A. grandis* apresenta diapausa, estado fisiológico no qual ocorre uma paralisação do sistema reprodutivo e acumulação de lipídeos no corpo, com objetivo de sobreviver durante a entressafra frente a situações climáticas desfavoráveis (GUERRA, 1986; GABRIEL, 2016). Sendo assim, a destruição parcial, e não total, dos restos de cultura é um dos principais fatores que permitem a sobrevivência do inseto nesse período. De acordo com IMAMT (2015), apesar de ter preferência por plantas do gênero *Gossypium*, *A. grandis* é capaz de desenvolver-se em outras 104 espécies de plantas da família Malvaceae. Tal problema foi intensificado após a introdução do algodão geneticamente modificado, o qual apresenta uma maior dificuldade na eliminação no campo após a colheita por ser mais resistente quando comparado ao convencional, o que acarreta na rebrota de plantas de algodão transgênicas em meio às lavouras das seguintes culturas, impedindo o vazio sanitário e, conseqüentemente, a eliminação de pragas (ALVES *et al.*, 2012).

2.2.2. Aspectos gerais

O bicudo-do-algodoeiro foi detectado pela primeira vez em Campinas – São Paulo, no ano de 1983, e reconhecido como praga da cultura pela Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (NAKANO, 1983). Atualmente, *A.*

grandis encontra-se distribuído praticamente por todos o país, sendo as áreas do cerrado as de maior índice de infestação (IMAMT, 2015).

Apesar dos inúmeros métodos de controle que podem ser utilizados para a diminuição das pragas do algodoeiro, atualmente quase todos os sistemas de produção são dependentes do uso de inseticidas (SOARES & BUSOLI, 2000). Desconsiderando-se, na maioria das vezes, que o uso indiscriminado de inseticidas leva a efeitos adversos como eliminação de inimigos naturais presentes no agroecossistema, fato que pode ocasionar surtos de pragas secundárias, ressurgência de pragas, sem contar que o uso intensivo e constante também leva a seleção de populações de pragas resistentes aos referidos inseticidas, dentre outros impactos negativos (PERIOTO *et al.*, 2001; FONSECA *et al.*, 2008). Desta forma, o atual desafio do cotonicultor brasileiro é aprender a conviver com a praga de maneira a obter o mínimo de dano econômico manejando as pragas de modo economicamente viável, dentro da filosofia do Manejo Integrado de Pragas (MIP) (IMAMT, 2015).

Nesse contexto, estudos sobre populações de insetos são essenciais, uma vez que o grau de dano à cultura está diretamente relacionado ao tamanho da população (GAST & DAVICH, 1966). Segundo, Bieras & Santos (2003), o clima é a variável que possui influência direta em processos de ordem física e biológica para a agricultura, devido aos seus elementos constituintes (temperatura, umidade relativa, precipitação pluvial, radiação solar, ventos e pressão atmosférica) atuarem durante toda a cadeia produtiva agrícola.

De acordo com Rodrigues (2004), a temperatura é um dos principais fatores ecológicos e influenciam direta e indiretamente o desenvolvimento e alimentação dos insetos. Inúmeros autores analisaram os efeitos da temperatura sobre o ciclo de vida dos insetos e de como ela pode ser utilizada para estudar a dinâmica populacional com o objetivo de desenvolver estratégias adequadas para o controle. Desta forma, torna-se necessária a melhor compreensão dos fatores que afetam o desenvolvimento dessas pragas, como por exemplo, as exigências térmicas demandadas para seu desenvolvimento.

Os insetos estão sujeitos às condições do ambiente onde se encontram, assim como os outros seres vivos, portanto, seu número e distribuição populacional variam de acordo os fatores ecológicos e/ou ambientais. Dentre os fatores que influenciam diretamente nos seres vivos encontram-se: tempo,

radiação, temperatura, umidade relativa, luz e vento. (BRAGA SOBRINHO & LUKEFAHR, 1983).

2.3. EXIGÊNCIAS TÉRMICAS

Sendo os insetos pecilotérmicos, a temperatura pode influir direta, afetando desenvolvimento e comportamento, e indiretamente, influenciando a alimentação. A temperatura limiar de desenvolvimento dos insetos está próxima de 10°C e a temperatura ótima em torno de 25°C, porém cada inseto possui uma exigência de temperatura variável, ou seja, possuem uma velocidade de desenvolvimento afetada pela temperatura. Sendo assim, pode-se ter diferentes estágios e velocidades de desenvolvimento para diferentes insetos considerando uma mesma temperatura e mesmo intervalo de tempo (SILVEIRA NETO *et al.*, 1976; RODRIGUES, 2004).

De acordo com Haddad *et al.* (1999) e Silveira Neto *et al.* (1976), a quantidade de energia necessária para completar o desenvolvimento dos insetos é medida por uma constante térmica, sendo seu valor dado através do somatório de temperaturas favoráveis ao desenvolvimento chamado graus-dia. O modelo de constante térmica proposta por Reamur em 1735 se constitui em ferramenta de previsão de desenvolvimento dos insetos, uma vez que pode ser utilizada para saber se o ambiente já forneceu as condições térmicas necessárias para ocorrer o seu desenvolvimento. A constante térmica foi determinada por uma equação, citada por Silveira Neto *et al.* (1976), expressa por $K = D (T - T_b)$, na qual K é a constante térmica em graus-dia (GD), D indica os dias necessários para o inseto completar o desenvolvimento, T caracteriza a temperatura do ambiente e T_b representa a temperatura base ou limiar térmico inferior, abaixo da qual o metabolismo do inseto é drasticamente reduzido.

2.4. DIETAS ARTIFICIAIS

Para que os pesquisadores atingissem êxito em estudos bioecológicos e no desenvolvimento de técnicas de controle e/ou estudo do comportamento de alguns insetos, surgiram as dietas artificiais. Por meio das referidas dietas, foi possível desenvolver criações massais de insetos, em laboratório. Sendo

elaboradas a partir de substâncias que podem ou não estar presentes na planta hospedeira, mas que permitem igualmente o desenvolvimento do inseto. Uma dieta completa deve fornecer os nutrientes essenciais (aminoácidos, vitaminas, sais minerais) e não essenciais (carboidratos, lipídios e esteróis) de maneira balanceada (PANIZZI & PARRA, 1991). Ela é considerada exitosa quando é capaz de manter e produzir insetos saudáveis que apresentam características similares quando comparados aos insetos alimentando-se de fontes naturais na natureza (COHEN, 2015; VANDERZANT, 1974).

Segundo Panizzi & Parra (2012), Bogdanov foi o primeiro a criar um inseto do ovo ao adulto em dieta artificial em 1908, a espécie chamada *Calliphora vomitória* L. (Diptera: Calliphoridae), popularmente conhecida como varejeira-azul; foi criada em dieta composta por extrato de carne, amido, peptona e sais minerais. Desde então, numerosas dietas têm sido estudadas e adaptadas a diversos insetos para estudos nutricionais, testes de compostos, manutenção de colônias, estudos comportamentais e, também, como estratégia fundamental em programas de controle biológico (VANDERZANT, 1974).

A primeira dieta para a criação de *A. grandis* utilizava proteína de soja como principal fonte proteica, substituindo o hidrolisado enzimático de caseína, a fim de alongar a vida útil da dieta. Os principais componentes das primeiras dietas eram sementes de algodão germinadas e extrato de botões florais, esses últimos eram passados por um processo de moagem com acetona, enquanto a obtenção das sementes era feita através da sua embebição em água, por um período de 24 horas, seguida da remoção das raízes e a concentração da polpa das sementes (GAST & DAVICH, 1966).

2.5. TEMPERATURA

A temperatura e umidade relativa do ar são dois dos principais fatores climáticos que influenciam o meio ambiente, provocando variações significativas na quantidade e qualidade da produção agrícola em qualquer estação do ano, além de influenciarem diretamente a ocorrência de pragas, em termos de desenvolvimento e comportamento dos insetos, e indiretamente na sua alimentação (ESTEFANEL *et al.*, 1994; RODRIGUES, 2004; PINHEIRO *et al.*, 2008). Modelos matemáticos com graus-dia são utilizados para estudos de

zoneamento ecológico e de ocorrência de pragas (MILANO *et al.*, 1987). A elaboração de um zoneamento consiste no agrupamento de áreas que apresentem característica ambientais semelhantes, sob uma mesma denominação (ZULLO, 1992). Segundo Zullo (1992) e Milano *et al.* (1987), existem diversos parâmetros que podem caracterizar o clima de uma região, sendo uma delas as isotermas, mapas de agrupamento de temperaturas de uma região.

3. OBJETIVO

O trabalho possui como objetivo a observação do desenvolvimento do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) criado em dieta artificial em diferentes temperaturas, para que assim seja possível determinar as suas exigências térmicas e o número de gerações mensais e a época favorável à ocorrência de altas densidades populacionais em campo, a fim de auxiliar a adoção de medidas de monitoramento e controle da praga.

4. MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram realizados em Piracicaba - SP no Laboratório de Biologia de Insetos pertencente ao Departamento de Entomologia e Acarologia da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP).

4.2. Criação de *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae)

Para a realização do experimento foi utilizada uma população de *A. grandis* pertencente à criação já mantida no Laboratório de Biologia de Insetos (ESALQ/USP) (Figura 1A). As salas de criação estão ajustadas a uma temperatura de $25\pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa de $70\pm 10\%$ e fotoperíodo 14:10 (fotofase:escotofase).

Grupos de aproximadamente 600 casais foram acondicionados no interior de gaiolas plásticas (20x15x10 cm ou 15x15x10 cm), em que o centro da base e tampa foram retiradas e substituídas por telas (60 Mesh) (Figura 1B). Na parte inferior (base) uma outra tela (Mesh 80) foi usada para permitir a passagem de “frass” (fezes) e ovos para um “reservatório de plástico” não telado de mesma dimensão que se encontra abaixo da gaiola (Figura 1C). Os ovos para a criação de uma nova população foram coletados deste reservatório. No interior das gaiolas era oferecida aos adultos porções de dieta de *A. grandis*, proposta por Monnerat *et al.* (2000) (Tabela 1), em formatos circulares ou retangulares, sendo a dieta repostada semanalmente. Os potes plásticos utilizados eram previamente esterilizados com álcool 70% e, posteriormente, submetidos à lâmpada germicida durante 15 minutos. Além disso, foi passada vaselina em toda borda da gaiola com o intuito de dificultar a fuga dos insetos. Tais adultos foram mantidos nas gaiolas durante 35 a 40 dias antes de serem descartados.

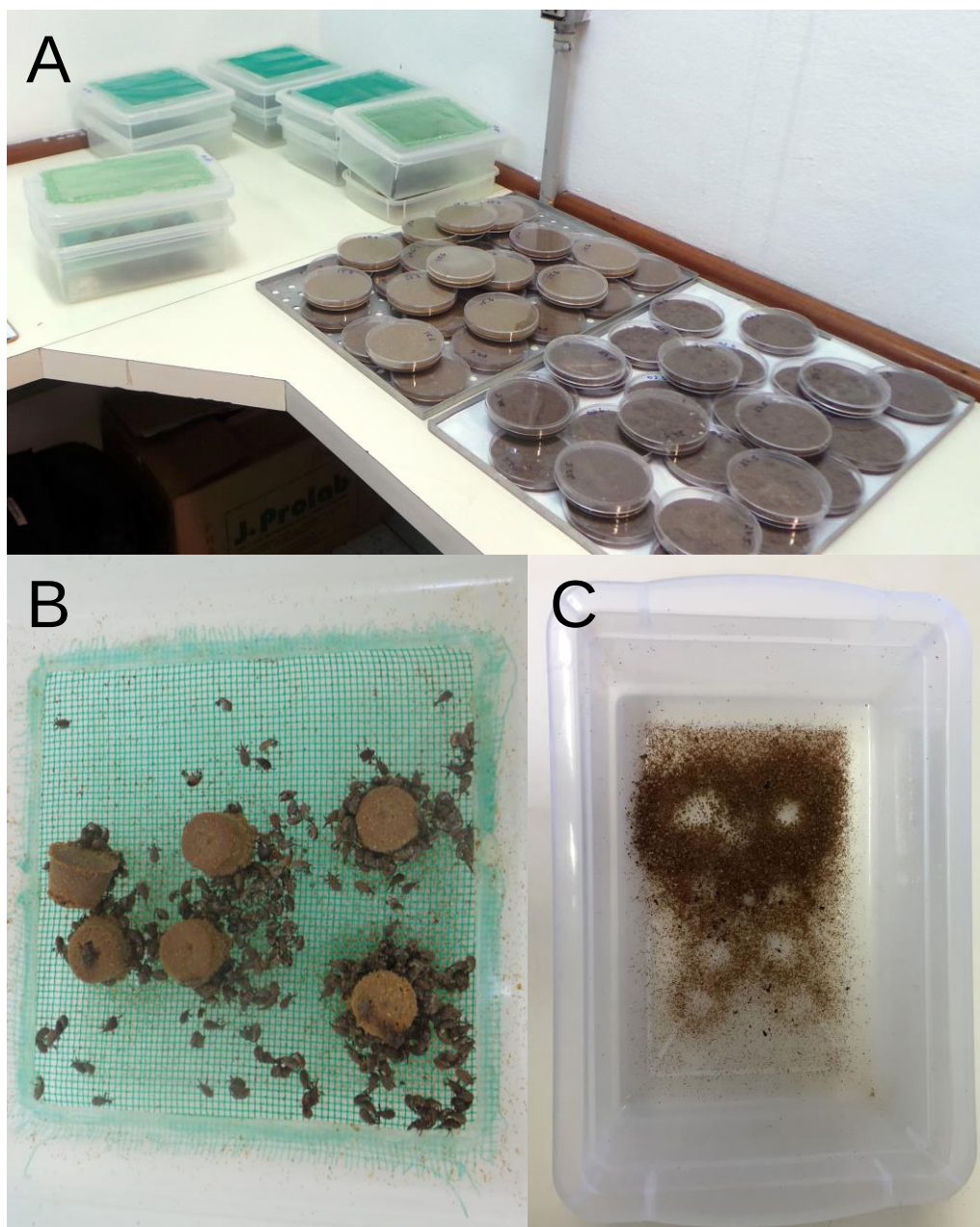


Figura 1. Criação de *A. grandis* mantida no Laboratório de Biologia de Insetos na ESALQ-USP (A). *A. grandis* em gaiolas plásticas com dieta artificial (B). Recipiente plástico com “frass” e ovos (C).

4.3. Preparo da dieta artificial

Foi utilizado no experimento a dieta descrita por Monnerat *et al.* (2000), preparada segundo Parra (1999), a qual possui composição apresentada na Tabela 1.

Primeiramente, foi calculada a quantidade de dieta a ser utilizada de acordo com a necessidade de insetos utilizado nos experimentos. Para o experimento foi feita 60% da receita descrita na Tabela 1 e utilizaram-se placas

do tipo ELISA de 24 poços, a fim de se individualizar de maneira mais efetiva as larvas, facilitando-se assim as avaliações e a condução dos experimentos de uma maneira geral.

O preparo da dieta seguiu o seguinte protocolo: as proteínas (Pharmamedia, germe-de-trigo, levedo de cerveja, proteína de soja) foram pesadas em balança de precisão em um mesmo recipiente que os sais de Wesson e o açúcar. Em seguida, os ácido ascórbico e sórbico e o Nipagin® foram medidos separadamente, a solução vitamínica foi preparada e esses ingredientes foram colocados juntos em um mesmo recipiente.

Tabela 1. Composição da dieta artificial para criação de *A. grandis* em laboratório.

Dieta artificial		
Ingredientes	Quantidade ¹	Proporção (%)
Pharmamedia	40 g	2,10
Germe-de-trigo	60 g	3,15
Levedura de cerveja	60 g	3,15
Proteína de soja	100 g	5,25
Sais de Wesson ³	10 g	0,53
Açúcar	60 g	3,15
Ácido ascórbico	1 g	0,05
Ácido sórbico	2,4 g	0,13
Metil parahidroxibenzoato (Nipagin®)	2 g	0,11
Solução vitamínica ²	40 g	2,10
Ágar	28 g	1,47
Água destilada	1500 ml	78,81

¹ Quantidade para produção de 1900 g de dieta correspondente a 30 placas de Petri de 60 x 15 mm (diâmetro x altura).

² 1 litro de solução vitamínica contém: 12g de ácido ascórbico; 0,3g de pantotenato de cálcio; 0,15g de niacina; 0,08g de riboflavina; 0,04g de tiamina HCl; 0,04g de piridoxina HCl; 0,08g ácido fólico

³ Composição (vide Parra, 1999).

A água destilada foi aquecida mantendo-a abaixo do ponto de ebulição (100°C), para evitar desnaturação de proteínas e destruição das características dos anticontaminantes. Parte da água aquecida (50%) foi adicionada a um liquidificador juntamente com as fontes proteicas (Pharmamedia, germe-de-trigo, levedo de cerveja, proteína de soja), sais de Wesson e açúcar, misturando esses

ingredientes. O ágar foi medido sozinho e depois misturado, em um recipiente com 40% da água destilada aquecida, e novamente aquecido até o ponto de ebulição, para diluição total do ágar. Após aquecer e misturar os componentes da dieta foram resfriados até aproximadamente 70°C e então, foram adicionados o restante dos ingredientes (ácido ascórbico e sórbico, Nipagin® e solução vitamínica), incorporando-os até a dieta ficar homogênea.

Para transferir a dieta do recipiente utilizado em seu preparo para as placas do tipo ELISA, foram utilizados copos de vidro (Beckers) de 250 ml de capacidade.

4.4. Coleta e esterilização superficial dos ovos

O procedimento de lavagem de ovos de *A. grandis* utilizado no experimento foi adaptado de Schmidt *et al.* (2001). Os ovos e “frass” foram coletados do “reservatório plástico”, onde ficam depositados na parte inferior não telada da gaiola, com o auxílio de um pincel médio e passados em uma peneira de nylon nº1 de 7 cm Mesh 60, a qual retém a maior parte dos restos de inseto e separa os ovos e “frass” (Figura 2A). Em seguida, o conteúdo não retirado na

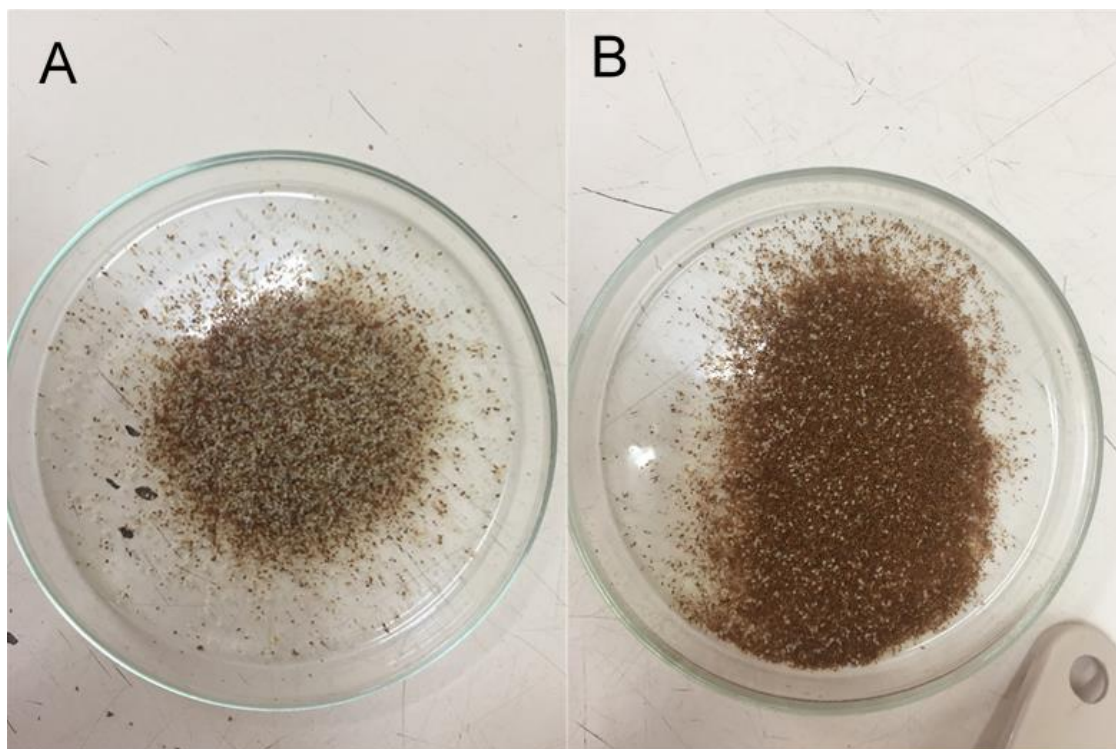


Figura 2. “Frass” e ovos separados em peneira Mesh 60 (A), “frass” separado dos ovos na peneira com fundo de pano tipo “tunil” (B).

primeira peneira foi transferido para uma segunda peneira de plástico de 10 cm confeccionada no próprio laboratório (Figura 2B), com fundo de pano tipo “tunil”, e lavado em água corrente retendo os ovos e dissolvendo grande parte do “frass”, separando-os assim.

Primeiramente, os ovos e uma porção menor de “frass” foram retirados da peneira e colocada em um copo de vidro (Becker) de 250 ml contendo solução de sulfato de cobre 20%. Nessa solução, devido a uma diferença de densidade, os ovos flutuam e a sujeira sedimenta, possibilitando uma eficiente separação dos ovos (sobrenadante) (Figura 3A). Os ovos foram novamente colocados na peneira com fundo de pano “tunil” e colocados em água corrente para retirar o excesso de sulfato de cobre nos ovos. Por fim, para a desinfecção, os ovos foram imersos em cloreto de benzalcônio 0,3% em um outro copo de vidro de 250 ml (Becker) (Figura 3B).

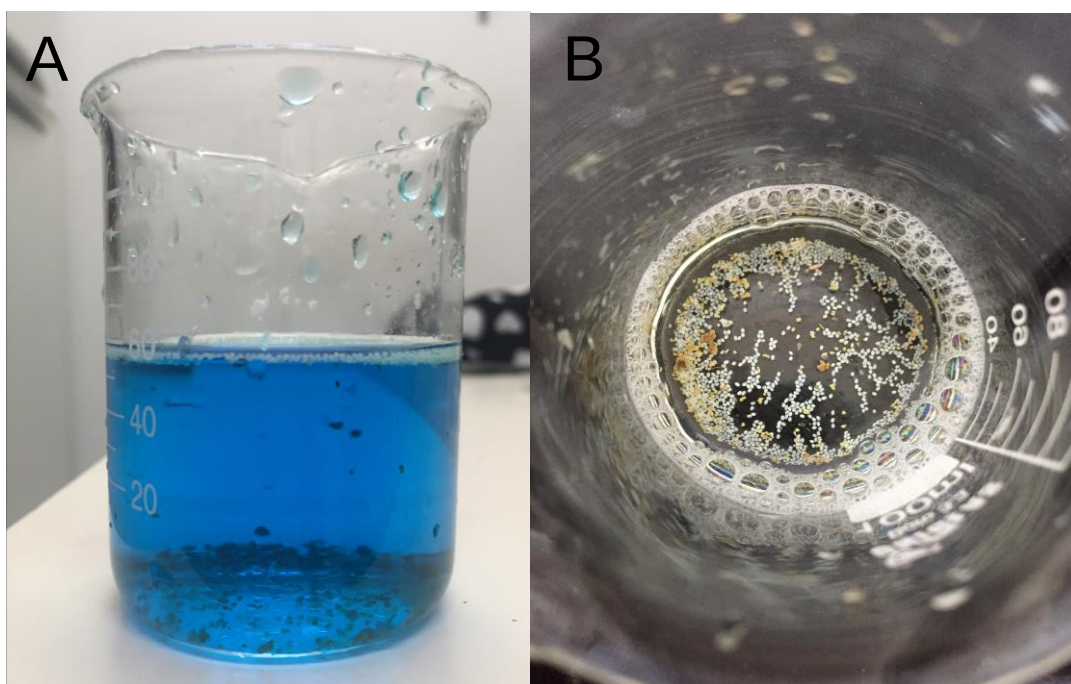


Figura 3. Becker contendo “frass” e ovos separados por meio de decantação em sulfato de cobre 20%(A). Imersão de ovos em cloreto de benzalcônio 0,3% (B).

Após descontaminação dos ovos, a maior parte da solução de cloreto de benzalcônio foi retirada e os ovos foram transferidos para uma placa de Petri com papel filtro qualitativo 80g, e mantidos na sala de criação de bicudos do laboratório mantido a $25\pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa de $70\pm 10\%$ e 14:10 (fotofase:escotofase).

4.5. Inoculação

Três dias após a coleta e esterilização dos ovos, as larvas que eclodiram foram inoculadas em dieta. Primeiramente, foi colocada uma gota de cloreto de benzalcônio 0,3% em cada poço das placas de tipo ELISA com dieta e foram deixadas sob luz germicida por um período de 30 minutos. Em seguida, com o auxílio de um microscópio estereoscópico e um pincel de cerdas finas foi inoculada uma larva por poço em todas as placas do tipo ELISA, para análise das exigências térmicas do período de larva até adulto (Figura 4A).

Para a análise da exigência térmica ovo a larva, foi realizado o mesmo procedimento de coleta e esterilização dos ovos, porém foram coletados ovos de menos de 12 horas de desenvolvimento. Em seguida, foram inoculados 60 ovos, 30 em cada placa de Petri contendo papel filtro qualitativo 80g umedecido.

4.6. Coleta e análise de dados

As temperaturas analisadas foram 22, 25, 28, 30, 32 e 34°C. Para a análise do período larva-adulto foram realizadas 5 repetições em placas do tipo ELISA com 24 observações em cada uma delas, totalizando 840 indivíduos por temperatura (Figura 4B). Para o período ovo-larva foram inoculadas duas placas de Petri com 30 observações em cada uma delas, totalizando 60 repetições por temperatura.

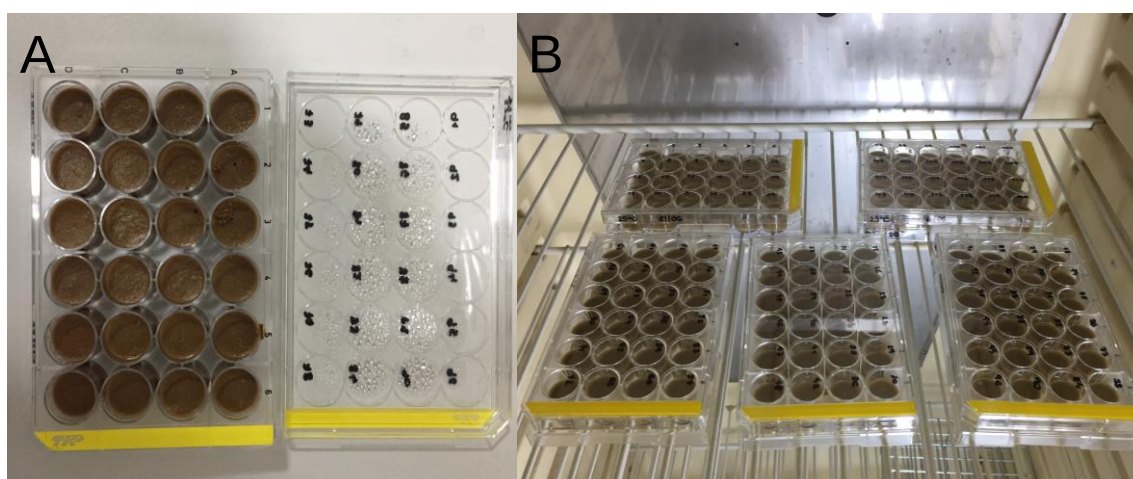


Figura 4. Placas do tipo ELISA com dieta para *A. grandis* (A). Placas do tipo ELISA após inoculação das larvas em dieta mantidas em câmara climatizadas (B).

Em cada uma das seis temperaturas, observou-se a duração em dias do período ovo-larva, larva-pupa e pupa-adulto, que permitiram determinar as

exigências térmicas para cada uma dessas fases. Para assim, calcular o número de gerações em certo período de tempo, estimado a partir do número de graus-dia (GD) necessários para o desenvolvimento completo do inseto da fase de ovo a adulto. Após 24 horas do surgimento do adulto, foi determinado o sexo dos bicudos com o auxílio de um microscópio estereoscópico. A separação dos sexos foi realizada de acordo com Sappington & Spurgeon (2000) baseado no trabalho prévio de Agee (1964). A técnica baseia-se na identificação do oitavo tergito do macho, caracteristicamente entalhado, não presente nas fêmeas. A dificuldade de aplicação do método consiste em não-visibilidade natural do tergito, sendo, portanto, necessário levantar os élitros do bicudo para poder examinar a presença ou ausência da determinada característica.

O procedimento foi realizado em um microscópio estereoscópico com aumento de 20x, uma pinça entomológica número 5 com ponta abaulada e papel toalha como superfície antiderrapante. O inseto foi estabilizado com auxílio do dedo indicador sobre o abdome, de maneira a conseguir visualizar o abdome no microscópio estereoscópico. Posteriormente, com o auxílio da pinça entomológica, foram separados os élitros e o abdome levantado para observação dos últimos tergitos. Devido à frágil membrana cuticular do abdome, os procedimentos eram analisados tomando-se o devido cuidado, evitando-se de danificar o inseto em caso de manipulação excessiva. Todos os adultos, após determinação do sexo, foram também pesados em uma balança analítica.

Para os dados de duração das temperaturas 22°C a 30°C, o limite térmico inferior (T_b) e a constante térmica (K) foram estimados pelo método da hipérbole ou linear, sendo esses utilizados nas cartas de isotermas. Uma nova T_b e a temperatura ótima de desenvolvimento (T_{opt}) foi calculada utilizando-se o método de Taylor, para sistemas não-lineares. Para as demais análises, os dados foram submetidos a análises de variância de uma via (ANOVA one-way) e, havendo significância, foram comparadas pelo teste de Tukey $P < 0,05$. Todos os dados foram calculados com auxílio do software R.

Para o zoneamento no estado de São Paulo, foram selecionadas as principais cidades produtoras de algodão, dados do IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística) para o ano-safra 2015/16, e outras cidades que, apesar de não apresentarem produção da cultura, foram escolhidas para uma melhor representatividade do estado. A estimativa de número de gerações foram

calculadas através de médias de temperatura mensais e anual obtidas por planilha realizada por Alvares *et al.* (2013), da T_b e K (acima descritos). As cartas de isotermas utilizados para estimativa de gerações por cidade escolhida também foram retiradas e modificadas de Alvares *et al.* (2013).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

As temperaturas estudadas neste experimento permitiram o desenvolvimento completo de ovo, larva e pupa de *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae). Não foi observada diferença significativa na viabilidade de ovos ($F=2,512$; $P=0,147$), no entanto a temperatura afetou a viabilidade de larvas ($F=10,76$; $P<0,01$) e de pupas ($F=9,525$; $P<0,01$). A viabilidade de ambos estágios, larval e pupal, nas temperaturas de 22°C, 25°C, 28°C e 30°C diferiram de 32°C e 34°C, temperaturas que apresentaram viabilidades, de ambos estágios de desenvolvimento, inferiores a 7% (Tabela 2). Nas temperaturas até 30°C as viabilidades foram superiores a 26%, chegando a 39% para larvas a 25°C e 37% para pupas a 28°C. Portanto, os valores registrados para a viabilidade tanto da larva quanto da pupa indicam que a faixa de temperatura mais adequada para essas fases do desenvolvimento está entre 22°C a 30°C.

Tabela 2. Viabilidade (média± EP), das fases de ovo, larva e pupa de *A. grandis* mantida em dieta artificial nas temperaturas 22, 25, 28, 30, 32 e 34°C.

Temperatura (°C)	Viabilidade (%)		
	Ovos	Estágio larval	Estágio pupal
22	66,67 ± 10,00 a	38,33 ± 3,33 a	28,33 ± 5,00 a
25	45,00 ± 8,33 a	39,17 ± 3,39 a	35,83 ± 3,63 a
28	68,33 ± 1,67 a	37,5 ± 4,56 a	37,50 ± 4,56 a
30	40,00 ± 10,00 a	29,17 ± 9,50 a	26,67 ± 8,99 a
32	63,33 ± 6,67 a	5,83 ± 1,67 b	4,17 ± 1,86 b
34	51,67 ± 5,00 a	6,67 ± 1,67 b	3,33 ± 1,56 b

Médias seguidas de letras diferentes, na vertical, diferem entre si pelo teste de Tukey ($P<0,05$).

A influência da temperatura no desenvolvimento de insetos já é bem conhecida, uma vez que são animais pecilotérmicos, sendo descrita para outras espécies de coleópteros (BAKKE, 1968; LAPOINTE, 2000; OUEDRAOGO *et al.*, 1996). Contudo, os efeitos da temperatura em *A. grandis* foi estudada poucas vezes, sendo que para tais estudos os insetos foram criados em botões florais e capulhos da planta de algodão e/ou outras espécies da família Malvaceae ou em

dieta artificial (COLE & ADKISON, 1982; FYE *et al.*, 1969; GREENBERG *et al.*, 2005; ISLEY, 1932; PARROT *et al.*, 1970).

Ao estudar ovos de *A. grandis*, Bacheler *et al.* (1975) demonstraram que a faixa de temperatura entre 18°C e 34°C apresentou mortalidade menor que 30%. Em contraste, dados de viabilidade da presente pesquisa (Tabela 2), demonstraram que a viabilidade variou de 42% a 21% tanto para ovos quanto para larvas e pupas, assemelhando-se com resultados de outros estudos (HUNTER & PIERCE, 1912; ISLEY, 1932).

Observou-se mortalidade acima de 30% para todas as temperaturas analisadas, divergindo dos resultados obtidos por Bacheler (1975); porém, sendo comparáveis aos resultados obtidos por Greenberg *et al.* (2005), que relataram mortalidade de embriões maior na faixa de temperatura de 25 a 30°C. De acordo com Isley (1932), há uma diminuição da viabilidade de larvas e pupas à medida que a temperatura aumenta. Segundo o autor existe uma tendência de queda brusca de viabilidade nas temperaturas acima de 30°C, temperatura que Bacheler (1975) descreve como limiar térmico superior de desenvolvimento de *A. grandis*, o que pode explicar a baixa viabilidade obtida na presente pesquisa.

Foram constatadas significativas variações na duração dos ovos ($F=9,2$; $P<0,01$), larvas ($F=3,973$; $P<0,01$) e pupas ($F=12,18$; $P<0,01$) nas seis temperaturas avaliadas. Em termos de duração dos ovos, o valor obtido para a temperatura de 22°C difere de todas as demais, com exceção de 28°C. Os períodos embrionários mais longo e curto foram 5,12 e 2,66 dias, nas temperaturas 22°C e 32°C respectivamente (Tabela 3). Durante o estágio larval, notou-se uma redução no período de desenvolvimento de 13,08 dias, comparando-se as temperaturas de 22°C e 30°C, que diferiram entre si. Houve uma diferença de 6,75 dias entre o estágio pupal mais longo (22°C) comparado ao mais curto (34°C). A duração do período de pupa a 34°C diferiu das temperaturas na faixa de 22°C a 28°C; além disso, a 22°C constatou-se diferença com todas as demais temperaturas, com exceção de 25°C. Sendo assim, os valores obtidos demonstraram que a 22°C os períodos de desenvolvimento de ovo, de larval e de pupa apresentaram maior duração quando comparados às demais temperaturas. Tais valores são próximos aos observados por Bacheler (1975). Para o período de desenvolvimento de ovo e

pupa obteve-se uma diferença de menos de 1 dia para as temperaturas de 22, 30 e 34°C.

Tabela 3. Duração (média± EP), das fases de ovo, larva e pupa de *A. grandis* mantida em dieta artificial nas temperaturas 22, 25, 28, 30, 32 e 34°C.

Temperatura	Duração (dias)		
	Ovos	Estágio larval	Estágio pupal
22°C	5,12 ± 0,0 a	23,62 ± 0,61 a	8,55 ± 0,33 a
25°C	3,15 ± 0,5 b	15,98 ± 0,34 ab	5,66 ± 0,08 ab
28°C	3,51 ± 0,0 ab	15,72 ± 0,29 ab	5,00 ± 0,28 b
30°C	3,04 ± 0,0 b	10,54 ± 2,65 b	3,48 ± 0,91 bc
32°C	2,66 ± 0,5 b	16,20 ± 4,26 ab	2,60 ± 1,13 bc
34°C	2,68 ± 0,0 b	16,66 ± 0,76 ab	1,80 ± 0,8 c

Médias seguidas de letras diferentes, na vertical, diferem entre si pelo teste de Tukey (P<0,05)

Contudo, para o período larval um alongamento de aproximadamente 10 dias ocorreu. Fye e Bonham (1970), demonstraram que *A. grandis* desenvolve-se numa faixa entre as temperaturas de 18°C à 34°C, ressaltando que a velocidade de desenvolvimento e a viabilidade dos imaturos diminuem em temperaturas acima de 30°C. Resultados semelhantes aos obtidos, na presente pesquisa, onde *A. grandis* criados a 32 e 34°C apresentaram viabilidade e duração do desenvolvimento menores que os mesmos parâmetros obtidos a 30°C (Tabela 3). Greenberg *et al.* (2005), por sua vez, demonstraram que a faixa de temperatura favorável para o desenvolvimento em *A. grandis* foi entre 15°C a 35°C, porém os autores estudaram o inseto em botões florais.

A temperatura influenciou o peso de *A. grandis* ($F=4,309$; $P<0,01$), o qual variou em 20,22 mg do entre o maior e o menor peso, 27,99 e 7,77 mg, respectivamente. Na temperatura de 22°C o peso dos adultos diferiu do peso obtidos nas temperaturas de 32°C e 34°C. A razão sexual dos insetos criados nas diferentes temperaturas não apresentou diferenças significativa ($F=1,423$; $P=0,261$) (Tabela 4), coincidindo com os resultados de Greenberg *et al.* (2005).

Jones e Sterling (1979) afirmaram que a temperatura limiar é útil para previsão de gerações de insetos em estudos, por meio de uma extrapolação linear. Portanto, baseando-se no modelo linear (1/D), para o intervalo de

temperatura de 22 a 30°C, foram determinadas as exigências térmicas para *A. grandis*, cujos valores de temperatura base (T_b) e para a constante térmica (K) foram: 9,22°C e 429,07 GD (graus-dia). Comparando-se esse valor de T_b com o obtido por Fye e Bonham (1970), que obtiveram uma temperatura base de 12,9°C, observa-se que houve uma diferença de aproximadamente 4°C. Incluindo na análise as temperaturas de 32 e 34°C, aplicou-se uma análise de temperatura base não linear, método de Taylor, obtendo-se um valor de T_b e temperatura ótima (T_{opt}) de 9,31°C e 30,16°C, respectivamente.

Tabela 4. Peso e razão sexual (média± EP) dos adultos de *A. grandis* mantidos em dieta artificial nas temperaturas 22, 25, 28, 30, 32 e 34°C.

Temperatura	Adulto	
	Peso (mg)	Razão Sexual
22°C	27,99 ± 6,38 a	0,44 ± 0,08 a
25°C	18,06 ± 0,61 ab	0,51 ± 0,07 a
28°C	20,59 ± 1,55 ab	0,56 ± 0,06 a
30°C	14,83 ± 3,88 ab	0,66 ± 0,01 a
32°C	8,06 ± 3,71 b	0,50 ± 0,29 a
34°C	7,77 ± 3,4 b	0,83 ± 0,17 a

Médias seguidas de letras diferentes, na vertical, diferem entre si pelo teste de Tukey ($P<0,05$)

Um zoneamento do estado de São Paulo foi elaborado, cidades produtoras de algodão priorizadas (Figura 5). No zoneamento de *A. grandis* nas cartas de isotermas do estado de São Paulo (Figura 6 a Figura 18) foram calculados os valores de T_b e K iguais a 9,22°C e 429,07 GD (graus-dia), respectivamente, obtidos pelo método linear. Estudos sobre as exigências térmicas de *A. grandis* são escassos na literatura, em contrapartida existem estudos sobre a exigência térmica de seus parasitoides e predadores (LEMOS, 1997; WANDERLEY & RAMALHO, 1996).

No verão (dezembro, janeiro, fevereiro e março), a média mensal de gerações para a região norte do estado (Lins, Riolândia e Olímpia) variou de 0,97 a 1,10 ciclos/mês. As regiões noroeste (Martinópolis, Pereira Barreto e Rosana) e nordeste (Ituverava, Leme e Santa Cruz da Conceição) apresentaram 0,98 a 1,16 e 0,89 a 1,04 ciclos/mês, respectivamente. A região sudoeste

(Paranapanema, Itaí e Itapeva) apresentou de 1,01 a 1,22 ciclos/mês. As variações de ciclos/mês nas regiões sudeste (Bragança Paulista, Lorena e São Paulo) e sul (Iporanga, Registro e Sete Barras) foram de 0,79 a 0,99 e 1,04 a 1,19, respectivamente, resultando médias anuais intervalos de 0,87 a 1,11 em dezembro; de 0,92 a 1,1 em janeiro; de 0,84 a 1,06 em fevereiro; de 0,88 a 1,12 em março (Tabela 5Tabela 6; Figura 6, Figura 7, Figura 8Figura 17).

No período de outono (março, abril, maio e junho), a média mensal de ciclos para a região norte foi entre 0,64 e 1,08, enquanto para as regiões noroeste e nordeste, respectivamente, variaram de 0,61 a 1,12 e de 0,53 a 1,00. A região sudoeste apresentou uma oscilação entre 0,43 e 0,77 ciclos/mês, a sudeste de 0,4 a 0,8 ciclos/mês e a sul 0,58 a 0,95 ciclos/mês, totalizando em médias anuais intervalos de 0,88 a 1,12 em março; 0,72 a 0,92 em abril; 0,57 a 0,78 em maio e 0,45 a 0,67 em junho.(Tabela 5Tabela 6; Figura 8, Figura 9, Figura 10Figura 11).

Por outro lado, no inverno (junho, julho, agosto e setembro), as médias mensais por mês oscilaram para a região norte dentro da faixa de 0,63 a 0,93 ciclos. Para a região noroeste e nordeste obtiveram-se variações mensais, respectivamente, de 0,61 a 0,95 e 0,53 a 0,84 ciclos. Na região sudoeste, uma oscilação entre 0,43 a 0,70 ciclos/mês foi observada, enquanto para sudeste e sul intervalos de 0,4 a 0,68 e 0,57 a 0,80 ciclos/mês, respectivamente. Para este período as médias anuais variaram de 0,45 a 0,67 em junho; 0,44 a 0,68 em julho; 0,53 a 0,80 em agosto e 0,62 a 0,89 em setembro (Tabela 5Tabela 6; Figura 11Figura 12, Figura 13Figura 14).

Para a primavera (setembro, outubro, novembro e dezembro), o intervalo observado para a região norte foi de 0,85 e 1,10 ciclos/mês; para a noroeste de 0,84 a 1,14 ciclos/mês e para a nordeste de 0,72 a 1,01 ciclos/mês. Nas demais regiões as variações foram de 0,63 a 0,95 na região sudoeste, 0,59 a 0,93 para a sudeste e 0,72 a 1,12 para a região sul. O resultado foi um total de 0,62 a 0,89 ciclos em setembro; 0,74 a 1,01 em outubro; 0,77 a 1,02 em novembro e 1,11 a 0,87 em dezembro (Tabela 5Tabela 6; Figura 14Figura 15, Figura 16 eFigura 17)

Sendo assim, pode-se inferir-se que o número de ciclos de *A. grandis* para o estado de São Paulo pode variar entre 8,4 a 11,1 ciclos ao ano. (Figura 18). Além disso, por meio dos cálculos realizados é possível observar que cada região apresenta uma variação diferente de ciclos ao ano, sendo esta de 10,7 a

11,4 para a região norte; 10,6 a 11,6 na região noroeste; 9,3 a 10,4 para a região nordeste. Por outro lado, as variações para as demais regiões foram de 8,4 a 9,1 ciclos/ano na região sudoeste; 7,8 a 9,2 ciclos/ano na região sudeste e 10,3 a 11,0 ciclos/ano na região sul. Assim, as regiões nas quais a presença de *A. grandis* pode ser mais agressiva são norte e noroeste e as menos agressivas o sudoeste e o sudeste (Tabela 5Tabela 6).

Cada estação do ano apresenta, no mínimo, um ciclo completo do inseto. Ainda, comparando-se o possível número de ciclos de *A. grandis* nas épocas de safra (novembro/dezembro) e safrinha (fevereiro/março) até antes da época de início da colheita (julho/agosto), nota-se que durante o período de produção, a média de ciclos do inseto para essas regiões varia de 5,23 a 7,33. Os períodos de outono e inverno apresentam menos ciclos, conseqüentemente o ataque de *A. grandis* tenderia ser menos agressivo, quando comparados aos meses que apresentam os meses de maiores ciclos primavera e verão. Contudo, o período no qual a praga ataca a cultura de forma mais intensiva é justamente o período de produção tanto da safra quanto da safrinha (CEPEA, 2017; IBGE, 2016; SINDA, 2016).

Os dados obtidos são médias estimadas, sendo assim, é necessário que validados em campos, uma vez que outros fatores, não apenas a temperatura e umidade relativa, influenciam o desenvolvimento do inseto (RODRIGUES, 2004). Além disso, os valores de K e Tb obtidos podem ser utilizados para estimar a média do número de gerações de *A. grandis* para qualquer cidade do país, não apenas para o estado de São Paulo, apenas com a estimativa das temperaturas médias da região, as quais também podem ser obtidas através do estudo de Alvares (2013).

Tabela 5. Número estimado de gerações de *A. grandis* por mês e por ano em diversos municípios produtores e não-produtores de algodão para as regiões norte, noroeste e nordeste no estado de São Paulo.

Mês	Ciclos por região								
	Norte			Noroeste			Nordeste		
	Lins	Riolândia	Olímpia	Martinópolis	Pereira Barreto	Rosana	Ituverava	Leme	Santa Cruz da Conceição
Janeiro	1,10	1,11	1,07	1,09	1,16	1,16	1,04	0,99	0,98
Fevereiro	0,99	1,01	0,97	0,98	1,05	1,04	0,94	0,90	0,89
Março	1,06	1,08	1,03	1,04	1,12	1,10	1,00	0,95	0,94
Abril	0,90	0,94	0,89	0,88	0,97	0,92	0,87	0,80	0,78
Maio	0,76	0,82	0,76	0,73	0,84	0,76	0,75	0,66	0,65
Junho	0,64	0,71	0,65	0,61	0,72	0,64	0,63	0,54	0,53
Julho	0,66	0,73	0,66	0,63	0,74	0,66	0,64	0,54	0,53
Agosto	0,77	0,85	0,78	0,75	0,86	0,78	0,75	0,64	0,63
Setembro	0,85	0,93	0,86	0,84	0,95	0,87	0,84	0,73	0,72
Outubro	0,98	1,05	0,98	0,96	1,07	1,01	0,96	0,85	0,84
Novembro	0,98	1,03	0,97	0,97	1,06	1,03	0,94	0,86	0,85
Dezembro	1,07	1,10	1,04	1,06	1,14	1,13	1,01	0,95	0,94
Ciclos/Ano	10,75	11,36	10,66	10,56	11,67	11,10	10,37	9,42	9,28

Tabela 6. Número estimado de gerações de *A. grandis* por mês e por ano em diversos municípios produtores e não-produtores de algodão para as regiões sudoeste, sudeste e sul no estado de São Paulo.

Mês	Ciclos/Região								
	Sudoeste			Sudeste			Sul		
	Paranapanema	Itaí	Itapeva	Bragança Paulista	Lorena	São Paulo	Iguapé	Registro	Sete Barras
Janeiro	0,99	0,99	0,94	0,87	0,99	0,91	1,15	1,19	1,18
Fevereiro	0,89	0,90	0,86	0,79	0,91	0,82	1,04	1,08	1,07
Março	0,93	0,94	0,88	0,83	0,96	0,86	1,09	1,14	1,13
Abril	0,76	0,77	0,71	0,67	0,80	0,69	0,88	0,95	0,94
Maio	0,61	0,61	0,55	0,52	0,66	0,54	0,71	0,79	0,78
Junho	0,49	0,50	0,43	0,40	0,53	0,42	0,58	0,67	0,65
Julho	0,50	0,50	0,44	0,40	0,52	0,41	0,57	0,65	0,64
Agosto	0,60	0,61	0,54	0,50	0,60	0,50	0,64	0,73	0,72
Setembro	0,69	0,70	0,63	0,59	0,68	0,59	0,72	0,80	0,80
Outubro	0,81	0,82	0,75	0,70	0,80	0,71	0,86	0,93	0,93
Novembro	0,84	0,85	0,79	0,73	0,83	0,75	0,93	0,99	0,98
Dezembro	0,94	0,95	0,89	0,82	0,93	0,85	1,08	1,12	1,11
Ciclos/Ano	9,05	9,12	8,42	7,82	9,23	8,04	10,25	11,04	10,93

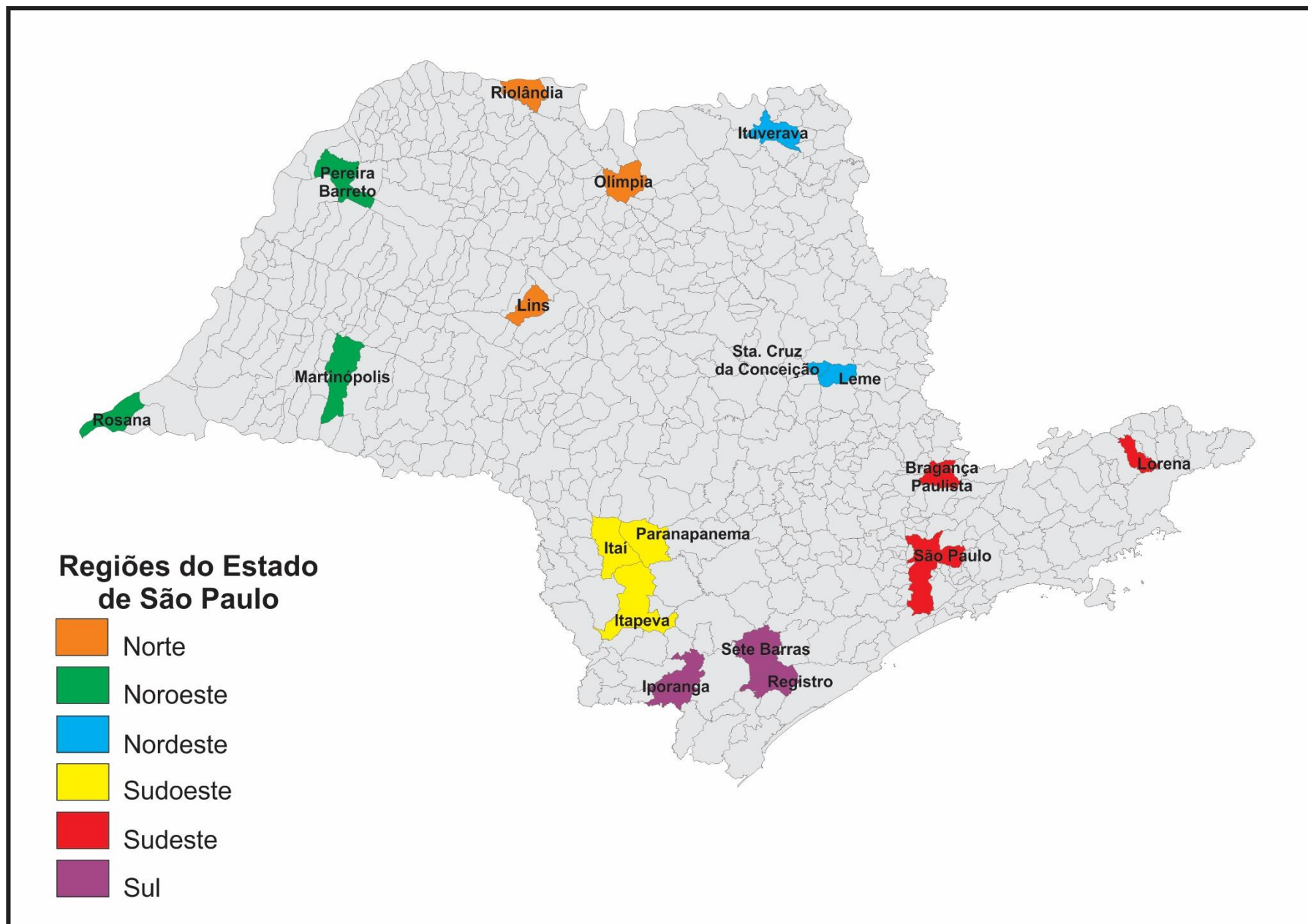


Figura 5. Cidades selecionadas divididas em regiões para análise do número de gerações de *A. grandis* no estado de São Paulo.

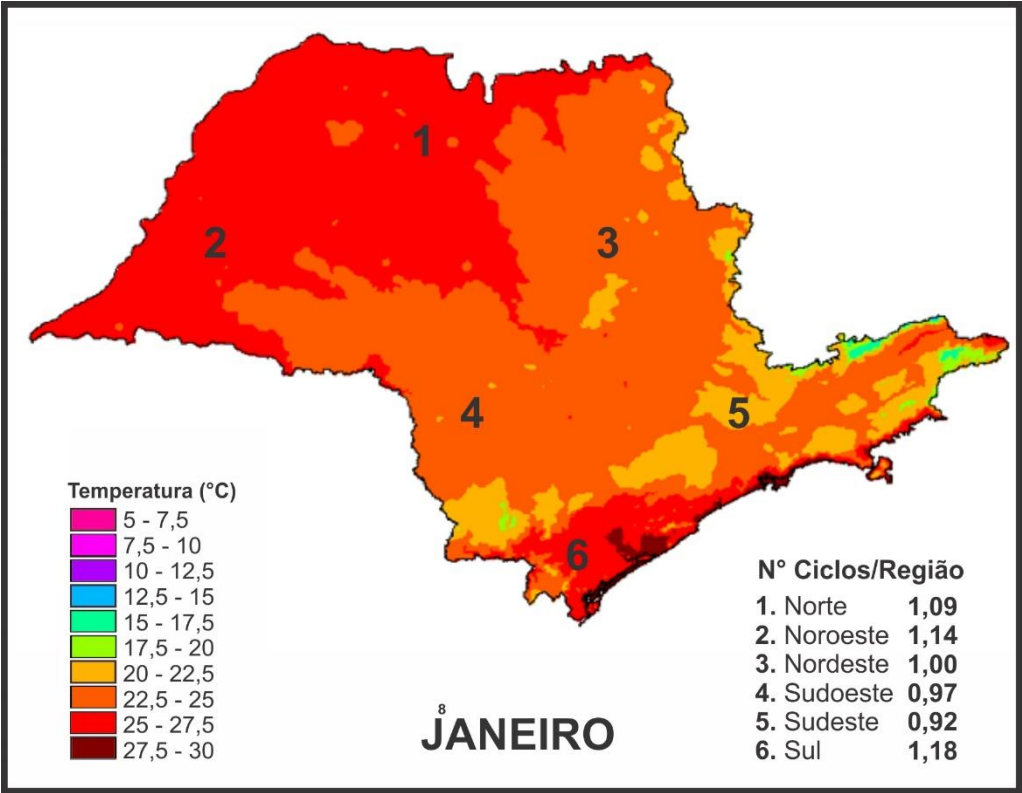


Figura 6. Média de número de ciclos de *A. grandis* por região na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de janeiro (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

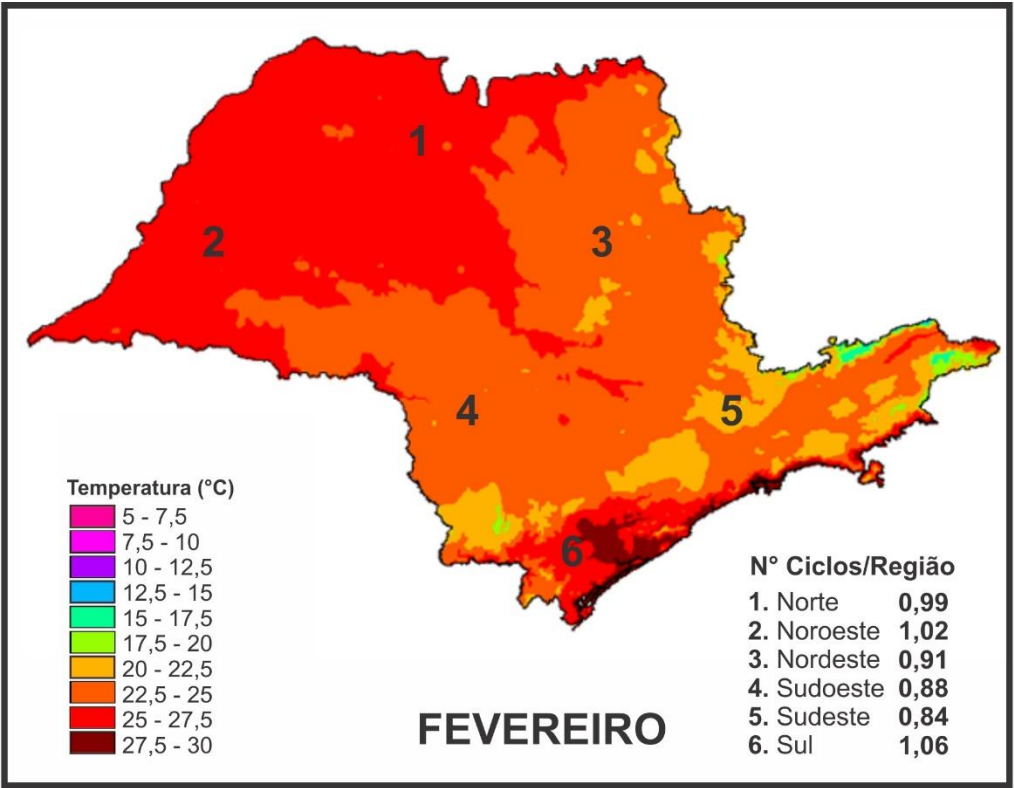


Figura 7. Média de número de ciclos de *A. grandis* por região na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de fevereiro (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

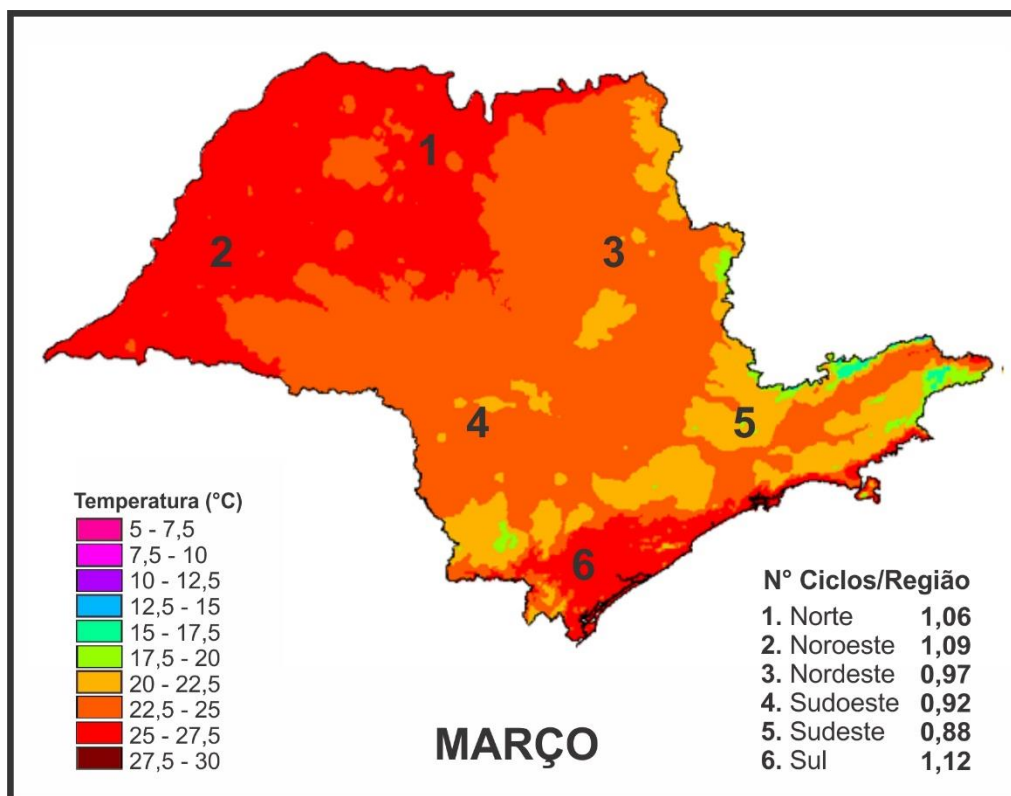


Figura 8. Média de número de ciclos de *A. grandis* por região na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de março (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

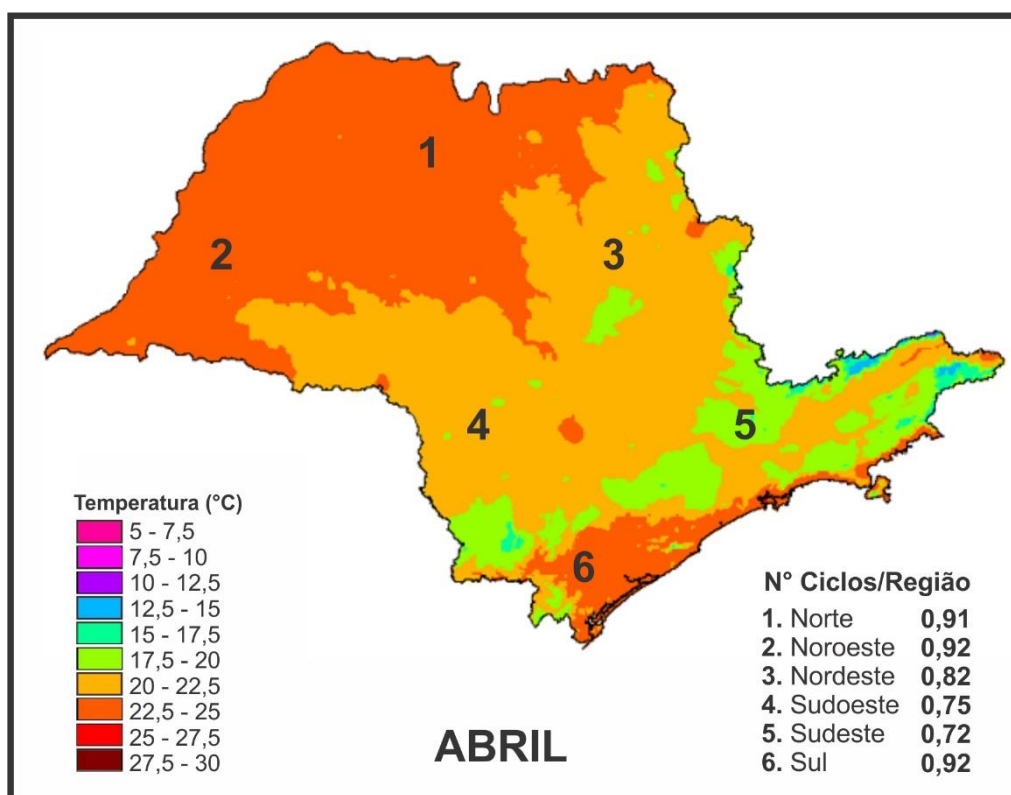


Figura 9. Média de número de ciclos por região de *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de abril (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

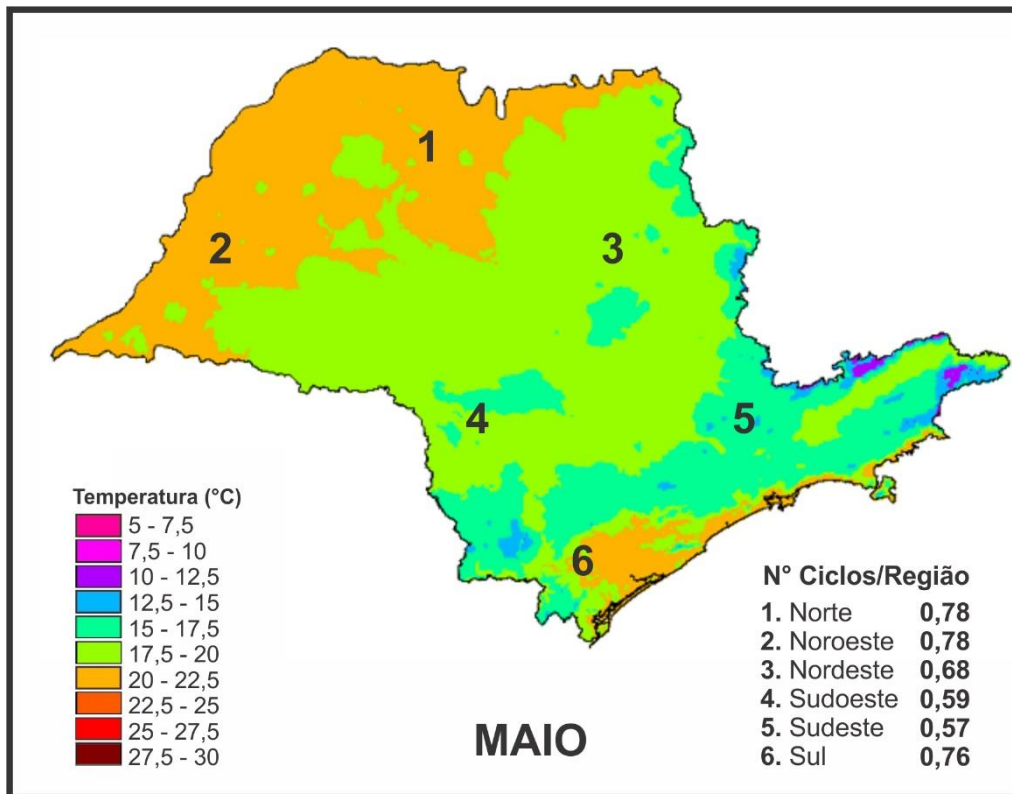


Figura 10. Média de número de ciclos por região de *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de maio (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

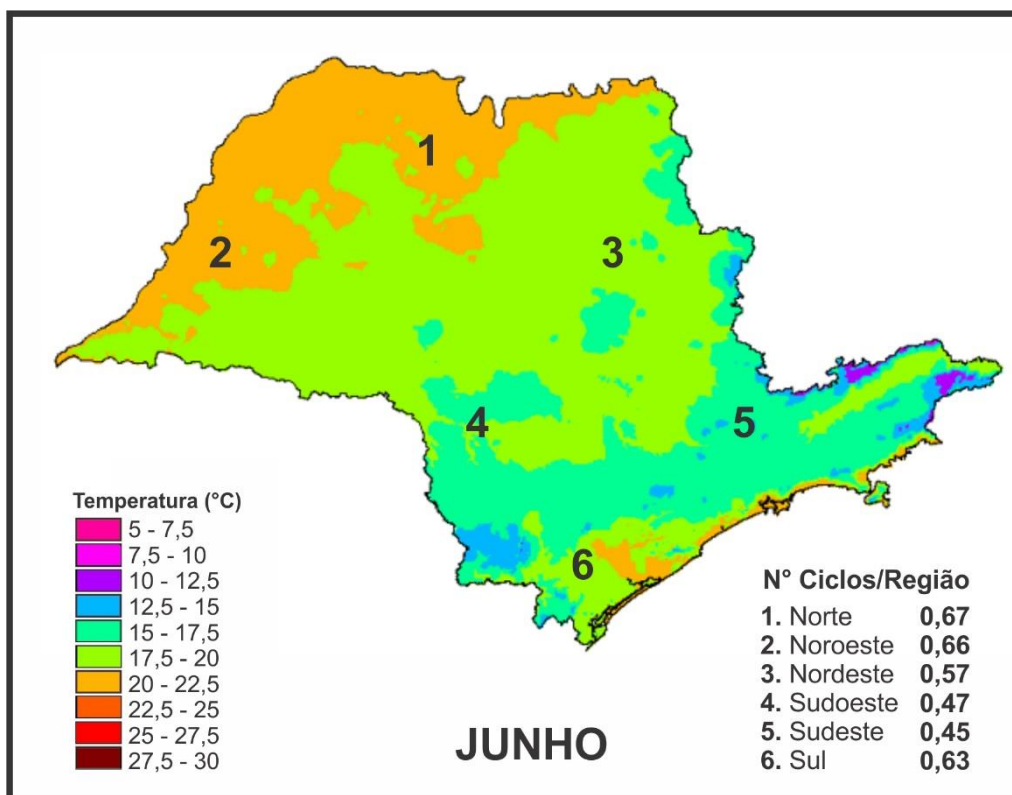


Figura 11. Média de número de ciclos por região *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de junho (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

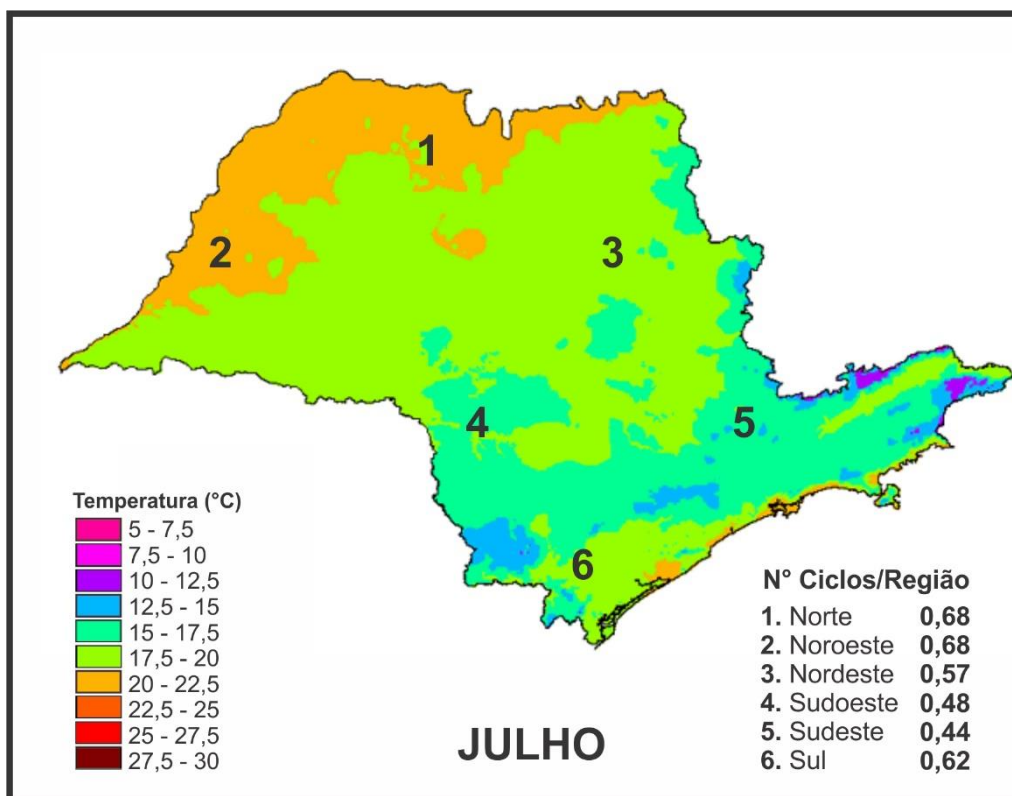


Figura 12. Média de número de ciclos por região *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de julho (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

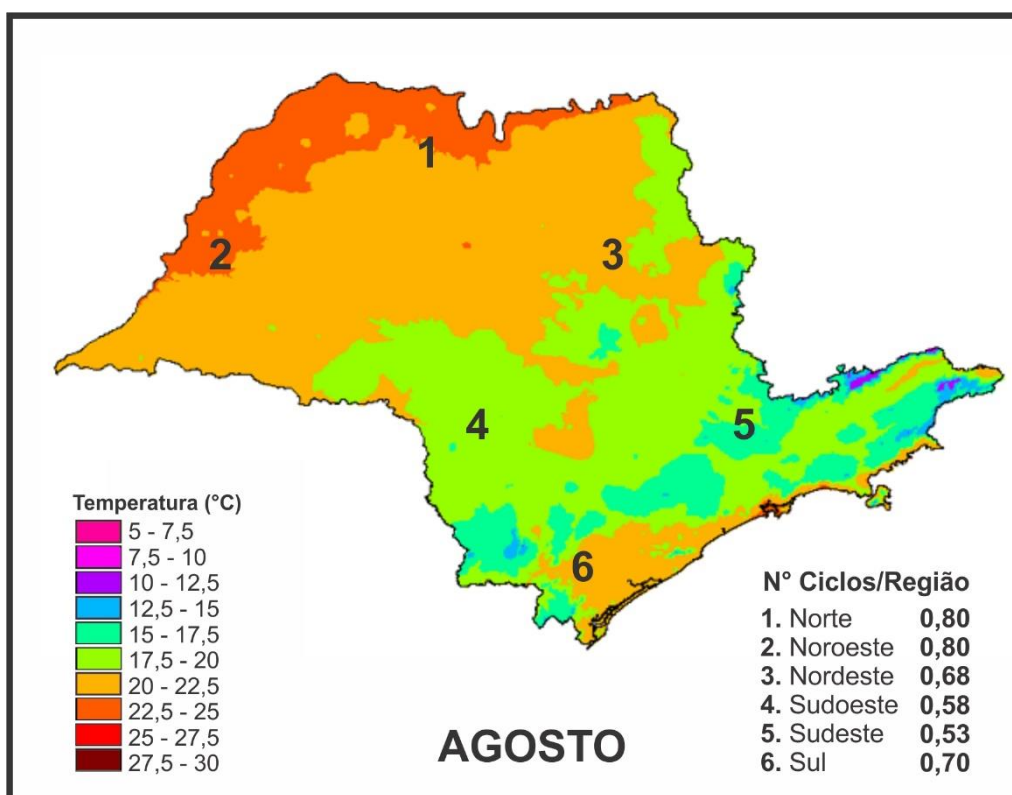


Figura 13. Média de número de ciclos por região *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de agosto (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

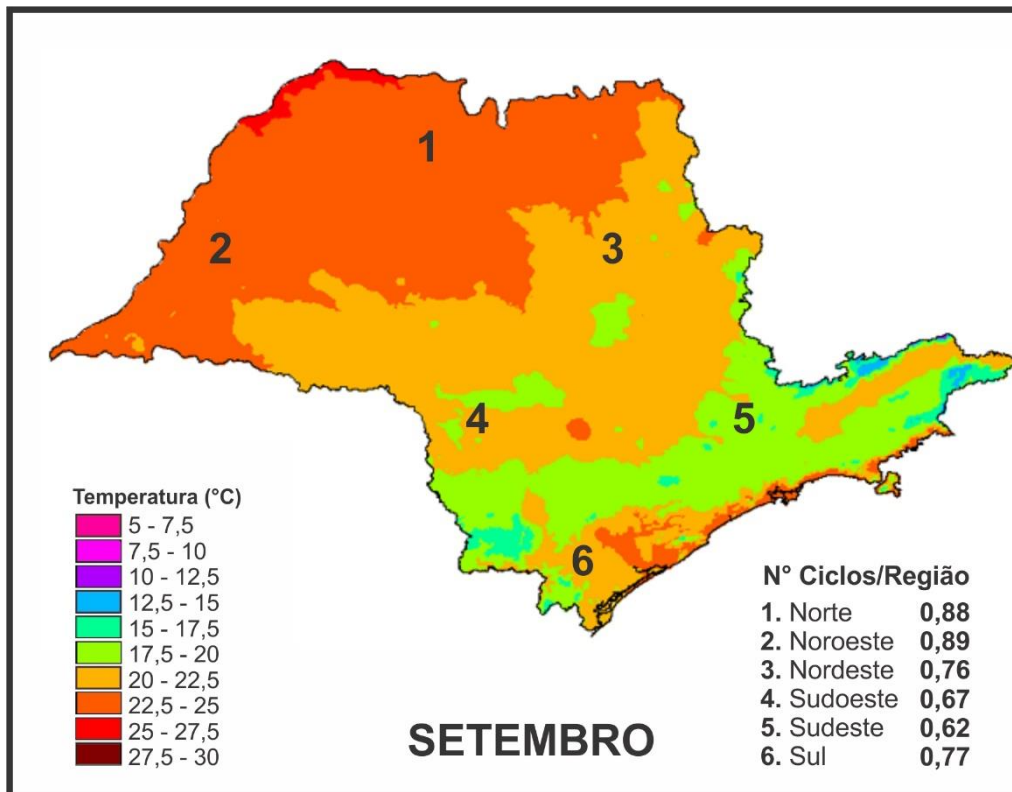


Figura 14. Média de número de ciclos por região *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de setembro (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

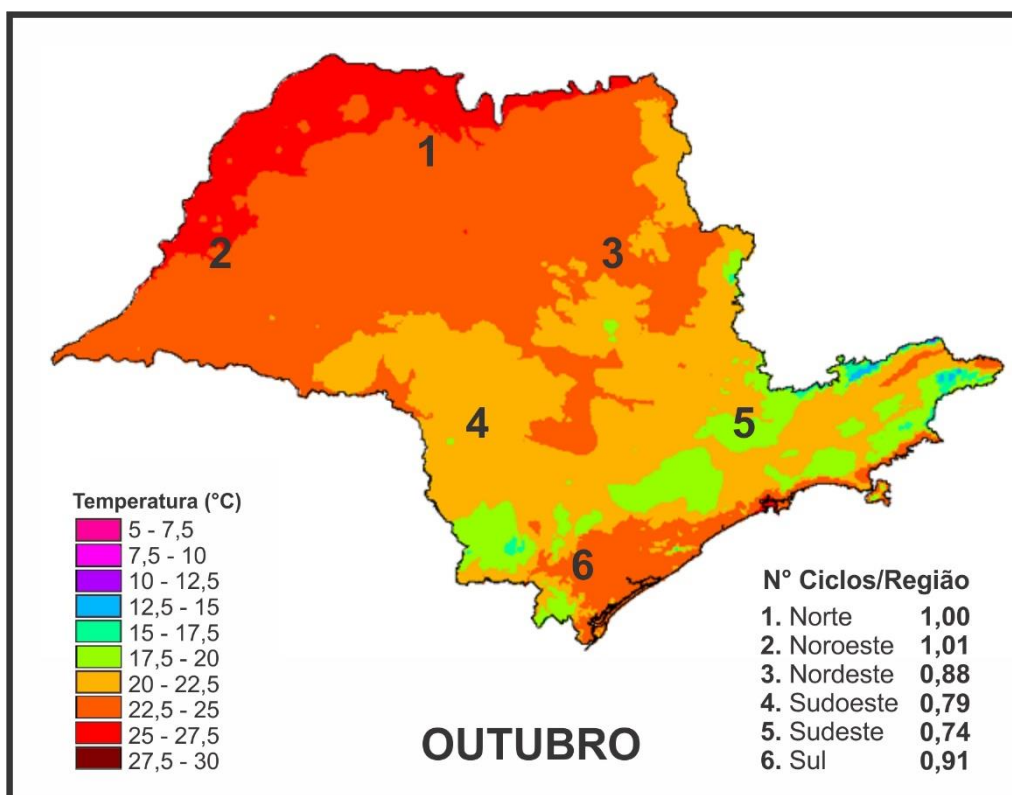


Figura 15. Média de número de ciclos por *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de outubro (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

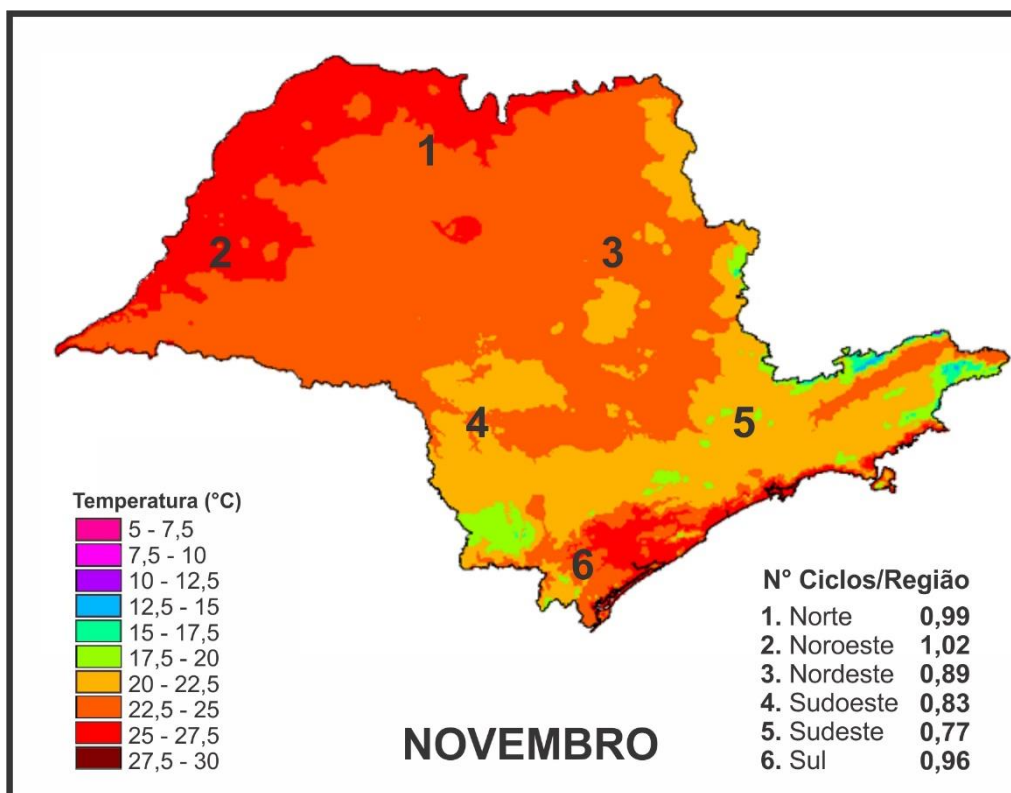


Figura 16. Média de número de ciclos por região *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de novembro (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

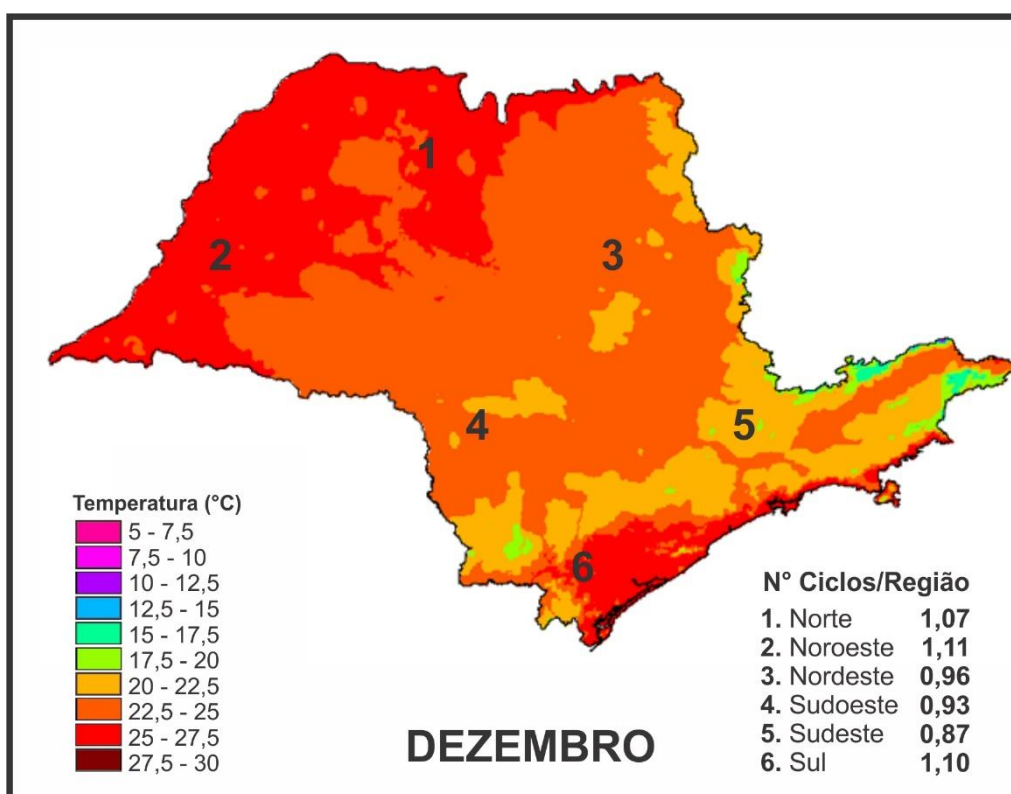


Figura 17. Média de número de ciclos por *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo para o mês de dezembro (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

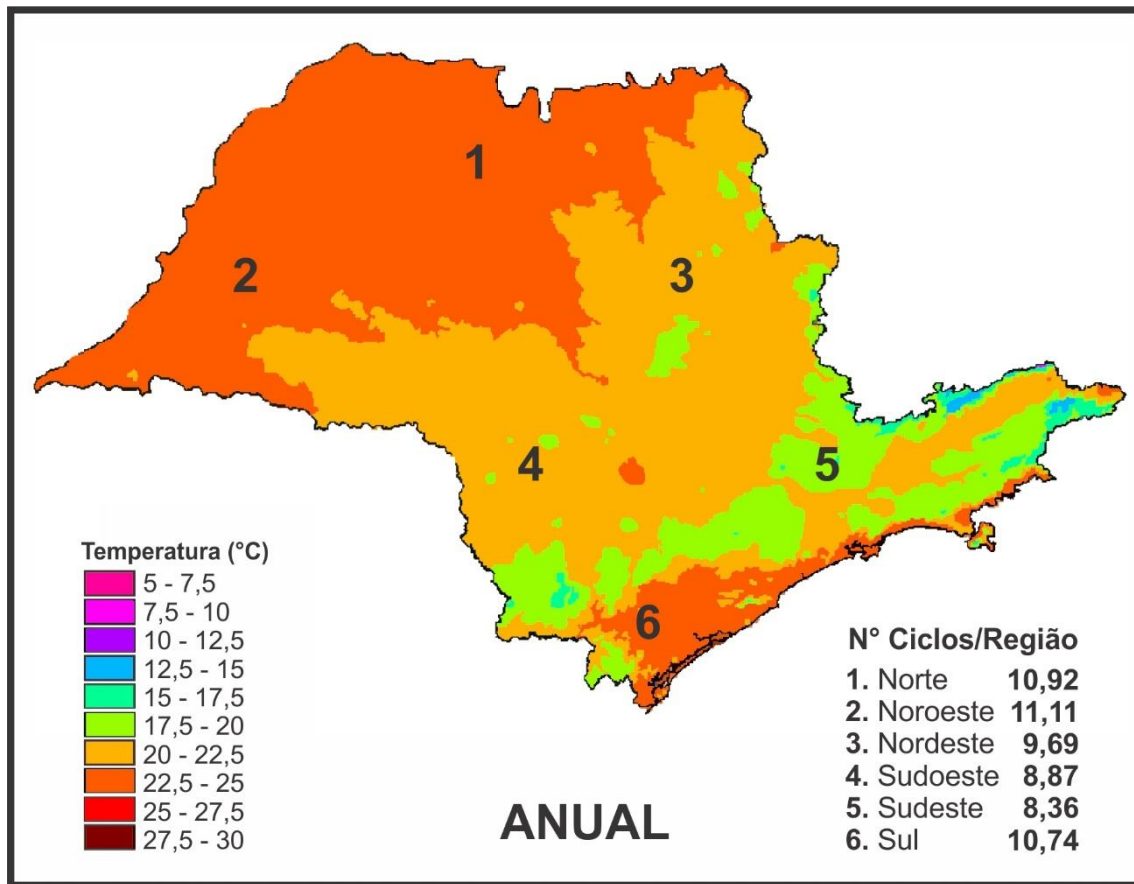


Figura 18. Média anual do número de ciclos por região *A. grandis* na carta de isotermas do estado de São Paulo (Adaptado de Alvares *et al.* (2013)).

6. CONCLUSÕES

- A viabilidade de ovos e a razão sexual de *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae), não são afetadas na faixa de 22°C a 34°C;
- O desenvolvimento de larvas e pupas de *A. grandis*, bem como o peso são inversamente proporcionais à temperatura;
- A constante térmica (K) e a temperatura base ou limiar térmico inferior de desenvolvimento (Tb) para *A. grandis* são, respectivamente, 429,1 GD e 9,2°C;
- A praga é capaz de completar pelo menos 1 ciclo em qualquer estação do ano, aumentando o número de ciclos na primavera e verão;
- As regiões do estado de São Paulo que fornecem as condições de temperatura mais adequadas para *A. grandis* completar um ciclo são as partes norte e noroeste;
- Para o estado de São Paulo, o número de ciclos de *A. grandis* varia de 8,5 a 11,1 por ano;
- A validação do modelo proposto deve ser feita em condições de campo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGEE, H. R. Characters for determination of sex of the boll weevil. *Journal of economic entomology*, v. 57, n. 4, p. 500-501, 1964.
- ALVARES, C. A., STAPE, J. L., SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. L. M. Modeling monthly mean air temperature for Brazil. *Theoretical and Applied Climatology*, v. 113, n. 3-4. 2013.
- ALVES, L. R. A., IKEDA, V. Y., OSAKI, M., RIBEIRO, R. G., & FERREIRA, J. Cultivo de Algodão Geneticamente Modificado no Brasil: intensidade de adoção, estrutura de custos, rentabilidade e diferenciais com os cultivares convencionais—safra 2010/2011. In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINISTRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL. 2012.
- BACHELER, J. S., JONES, J. W., BRADLEY Jr, J. R., & BOWEN, H. D. *The Effect of Temperature on Development and Mortality of Boll Weevil 1 Immature Stages* 2. *Environmental Entomology*, v. 4, n. 5, p. 808-810, 1975.
- BAKKE, A. Ecological studies on bark beetles (Coleoptera: Scolytidae) associated with Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) in Norway with particular reference to the influence of temperature. *Meddelelser fra det Norske Skogsforsoksvesen*, v. 21, n. 6, p. 441-602, 1968.
- BASTOS, C. S.; PEREIRA, M. J. B.; TAKIZAWA, E. K.; OHL, G.; AQUINO, V. R. *Bicudo do algodoeiro: identificação, biologia, amostragem e táticas de controle*. Embrapa Algodão-Circular Técnica (INFOTECA-E), 2005.
- BIERAS, A. R.; SANTOS, M. J. Z. Condições climáticas e incidência de pragas e doenças na cultura de citros nas principais regiões produtoras do estado de São Paulo. *Ambientes estudos de Geografia*. Rio Claro, 2003.
- BRAGA SOBRINHO, R.; LUKEFAHR, M. J. Bicudo (*Anthonomus grandis* Boheman): Nova ameaça a cotonicultura brasileira-biologia e controle. Embrapa Algodão-Documentos (INFOTECA-E), 1983.
- CEPEA. Centro De Estudos Avançados Em Economia Aplicada. PIB do agronegócio. Disponível em: <http://cepea.esalq.usp.br>. Piracicaba, SP, 2017. Acesso em 12/06/2017 às 09h50.
- COHEN, A. C. *Insect diets: science and technology*. ISBN 1466591951. CRC press, 2015.

- COLE, C.L.; ADKISSON, P.L. *Effects of constants and variable temperature regimes of the survival and rate of increase of the boll weevil*. Southwestern Entomologist, 7, 50J55. 1982.
- CONAB. Companhia Nacional De Abastecimento – Séries históricas. Disponível em: <<http://www.conab.gov.br/conteudos.php?a=1252&t=>>>. Brasília, DF, 2017. Acesso em: 12/06/2017 às 09h40.
- ESTEFANEL V.; SCHNEIDER, F.M.; BURTOL, G.A. Probabilidade de ocorrência de temperaturas máximas do ar prejudiciais aos cultivos agrícolas em Santa Maria, RS. Revista Brasileira de Agrometeorologia, v.2, p.57-63, 1994.
- FIESP. Outlook FIESP 2024: projeções para o agronegócio brasileiro. São Paulo, 2014. 100 p.
- FONSECA, P.R.B. da; BERTONCELLO, T.F.; RIBEIRO, J.F.; FERNANDES, M.G.; DEGRANDE, P.E. Seletividade de inseticidas aos inimigos naturais ocorrentes sobre o solo cultivado com algodoeiro. Pesquisa Agropecuária Tropical, Goiânia, v.38, n.4, p.304-309, 2008.
- FYE, R. E.; BONHAM, C. D. Summer temperatures of the soil surface and their effect on survival of boll weevils in fallen cotton squares. Journal of Economic Entomology, v. 63, n. 5, p. 1599-1602, 1970.
- FYE, R. E.; PATANA, R.; MCADA, W. C. *Developmental Periods for Boll Weevils Reared at Several Constant and Fluctuating Temperatures 1 2*. Journal of Economic Entomology, v. 62, n. 6, p. 1402-1405, 1969.
- GABRIEL, D. *O Bicudo Do Algodoeiro*. Documento Técnico, v. 25, p. 1-20, 2016.
- GAST, R.; DAVICH, T. *Boll weevils*. In: (Ed.). *Insect colonization and mass production*: Academic Press New York. p.405-418. 1966.
- GREENBERG, S. M., SETAMOU, M., SAPPINGTON, T. W., LIU, T. X., COLEMAN, R. J., & ARMSTRONG, J. S. *Temperature-dependent development and reproduction of the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae)*. Insect Science, v. 12, n. 6, p. 449-459, 2005.
- GUERRA, A. A. *Boll weevil movement: dispersal during and after the cotton season in the Lower Rio Grande Valley of Texas*. Southwest. Entomol. v.11, p.10-16, 1986.
- HADDAD, M. L.; PARRA, J. R. P.; MORAES, R. C. B. Métodos para estimar os limites térmicos inferior e superior de desenvolvimento de insetos. 1999.

- HUNTER, W. D.; PIERCE, W. D. The Mexican Cotton Boll Weevil; A Summary of the investigations of this insect up to Dec. 31, 1911. USDA Bur. Entomol. Bull, v. 114, 1912.
- IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. *Censo Demográfico*. v. 1, 2016. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br>. Acesso em 13/06/2017.
- IMAMT. O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: Biologia e medidas de controle / editor técnico: Jean Louis Belot. Cuiabá (MT), 2015.
- ISLEY, D. *Abundance of the boll weevil in relation to summer weather and to food*. Arkansas University Agriculture Experimental Station Bulletin, 271, 34 pp. 1932.
- JONES, D.; STERLING, W. L. *Manipulation of Red Imported Fire Ants 1 in a Trap Crop for Boll Weevil 2 Suppression*. Environmental entomology, v. 8, n. 6, p. 1073-1077, 1979.
- LAPOINTE, S. L. *Thermal requirements for development of Diaprepes abbreviatus* (Coleoptera: Curculionidae). Environmental Entomology, v. 29, n. 2, p. 150-156, 2000
- LEMOES, W. P. Biologia e exigências térmicas de *Euborellia annulipes* (Lucas, 1847)(Dermaptera anisolabididae), predador do bicudo-do-algodoeiro. UFPB-CCA, 1997.
- MAPA. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria no- 5, de 21 de agosto de 2015. Departamento de Sanidade Vegetal. 2015. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/vegetal/culturas/algodao/>. Acesso em 17/06/2017 às 21h30.
- MILANO, M. S.; BRASSIOLO, M. M.; SOARES, R. V. Zoneamento ecológico experimental do Estado do Paraná segundo o sistema de zonas de vida de Holdridge. Floresta, v. 17, n. 1/2, 1987.
- MONNERAT, R. G.; Dias, S. C.; OLIVEIRA NETO, O. B., NOBRE, S. D., SILVA-WERNECK, J. O.; GROSSI-DE-SA, M. F. Criação massal do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* em laboratório. Comunicado Técnico Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, ed. Dias, JMCS, Brasil, p. 1-4, 2000.
- NAKANO, O. Bicudo: a praga mais importante do algodão. Agroquímica, v. 21, p. 10-14, 1983.
- OUEDRAOGO, P. A.; SOU, S., SANON, A.; MONGE, J. P.; HUIGNARD, J., TRAN, B.; CREDLAND, P. F. Influence of temperature and humidity on populations of

- Callosobruchus maculatus* (Coleoptera: Bruchidae) and its parasitoid *Dinarmus basalis* (Pteromalidae) in two climatic zones of Burkina Faso. *Bulletin of Entomological Research*, v. 86, n. 6, p. 695-702, 1996.
- PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (Ed.). *Insect bioecology and nutrition for integrated pest management*. CRC press, 2012
- PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. Consumo e utilização de alimentos por insetos. *Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas*. São Paulo: Manole, p. 9-65, 1991.
- PARRA, J.R.P. Técnicas de criação de insetos para programas de controle biológico. ESALQ/FEALQ, 1999.
- PARROTT, W. L.; JENKINS, J. N.; BUFORD, W. T. *Instars and Duration of Stadia of Boll Weevil Larvae 1, 2*. *Annals of the Entomological Society of America*, v. 63, n. 5, p. 1265-1267, 1970.
- PERIOTO, N.W.; LARA, R.I.R.; SANTOS, J.C.C.; SELEGATTO, A. Seletividade de alguns inseticidas utilizados na cultura do algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) a himenópteros (Insecta, Hymenoptera). *Arquivos do Instituto Biológico*, São Paulo, v.68, 2001.
- PINHEIRO, J. C. A.; PADUA, L. E. D. M.; PORTELA, G. L. F.; BRANCO, R. T. P. C.; REIS, A. S.; SILVA, P. R. Biologia comparada de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith, 1797) visando ao seu zoneamento ecológico no estado do Piauí. *Revista Caatinga*, v. 21, n. 2, 2008.
- PRAÇA, L. B. P.; CONCEIÇÃO, R. D.; dos SANTOS, W. J.; MONNERAT, R. *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae). Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2007.
- RODRIGUES, W. C. Fatores que influenciam no desenvolvimento dos insetos. *Info Insetos*, v. 1, n. 4, p. 1-4, 2004. Disponível em: www.entomologistasbrasil.cjb.net. Acesso em 17/06/2017 às 13h00.
- 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*. ISSN0013-8746. v. 93, n. 3, p. 610-615, May 2000
- SCHMIDT, F. G. V.; MONNERAT, R.; BORGES, M.; CARVALHO, R. Criação de insetos para avaliação de agentes entomopatogênicos e semioquímicos. (Embrapa

- Recursos Genéticos e Biotecnologia. Circular técnica, 11). Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2001.
- SILVEIRA NETO, S., NAKANO, O.; BARBIN, D.; VILLA NOVA, N.A. Manual de ecologia dos insetos. Piracicaba: Ceres, 1976. 419p.
- SINDA. Sistema Nacional de Dados do Algodão. Algodão no Brasil e no Mundo, 2016. Disponível em: <http://www.abrapa.com.br/Paginas/dados/sinda.aspx>. Acesso em 14/06/2017 às 16h09.
- SOARES, J.J.; BUSOLI, A.C. Efeito de inseticidas em insetos predadores em culturas de algodão. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v.35, n.9. p.1889-1894, 2000.
- TOLEDO, D. M.; BRODSKY, H. A.; PARDO, G. E.; CONCI, O. C.; BRAGA SOBRINHO, R. *Monitoreo del Picudo del Algodonero (Anthonomus grandis Bh.)* em el Noreste Argentino. Universidad Nacional Del Nordeste, Comunicaciones Científicas y Tecnológicas, 2000.
- VANDERZANT, E. S. *Development, significance, and application of artificial diets for insects*. Annual Review of Entomology. ISSN0066-4170. v. 19, n. 1, p. 139-160, 1974.
- WANDERLEY, P. A.; RAMALHO, F. S. Biologia e exigências térmicas de *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera: Pteromalidae), parasitoide do bicudo-do-algodoeiro. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 31, n. 4, p. 237-247, 1996.
- ZULLO, S.A. Aplicação das técnicas de componentes principais e agrupamentos em pluviometria: análise do nordeste paraense e estado de São Paulo. Universidade Estadual de Campinas, 1992. 101p. (Dissertação Mestrado) IMECC-UNICAMP.

APÊNDICES

Apêndice A. Tabela de temperaturas médias e anuais das cidades selecionadas e divididas em regiões norte, noroeste e nordeste a partir de Alvares *et al.* (2013).

Temperaturas médias ¹ mensais e anual									
Mês	Norte			Noroeste			Nordeste		
	Lins	Riolândia	Olímpia	Martinópolis	Pereira Barreto	Rosana	Ituverava	Leme	Santa Cruz da Conceição
Janeiro	24,4	24,7	24,0	24,3	25,3	25,3	23,6	23,0	22,8
Fevereiro	24,4	24,7	24,0	24,3	25,2	25,2	23,6	23,1	22,9
Março	23,8	24,2	23,5	23,6	24,7	24,5	23,1	22,4	22,2
Abril	22,1	22,7	22,0	21,7	23,1	22,4	21,7	20,6	20,4
Maio	19,7	20,6	19,8	19,3	20,8	19,7	19,6	18,3	18,2
Junho	18,4	19,3	18,5	18,0	19,5	18,3	18,3	16,9	16,8
Julho	18,3	19,3	18,4	18,0	19,5	18,4	18,1	16,7	16,6
Agosto	19,9	20,9	20,0	19,6	21,2	20,0	19,7	18,1	18,0
Setembro	21,4	22,5	21,6	21,2	22,8	21,7	21,3	19,7	19,6
Outubro	22,7	23,7	22,8	22,6	24,1	23,1	22,4	21,0	20,8
Novembro	23,3	24,0	23,1	23,2	24,4	23,9	22,7	21,5	21,4
Dezembro	24,0	24,4	23,6	23,9	25,0	24,9	23,2	22,4	22,2
Tm anual	21,9	22,6	21,8	21,6	23,0	22,3	21,4	20,3	20,1

¹ Estimadas de acordo com Alvares *et al.* (2013)

Apêndice B. Tabela de temperaturas médias e anuais das cidades selecionadas e divididas em regiões sudoeste, sudeste e sul a partir de Alvares *et al.* (2013).

Temperaturas médias ¹ mensais e anual									
Mês	Sudoeste			Sudeste			Sul		
	Paranapanema	Itaí	Itapeva	Bragança Paulista	Lorena	São Paulo	Iporanga	Registro	Sete Barras
Janeiro	22,9	23,0	22,3	21,3	23,0	21,8	25,2	25,7	25,5
Fevereiro	22,9	23,0	22,3	21,4	23,1	21,8	25,2	25,8	25,6
Março	22,1	22,2	21,4	20,7	22,5	21,1	24,3	25,0	24,8
Abril	20,1	20,2	19,3	18,8	20,7	19,1	21,8	22,8	22,6
Maio	17,7	17,7	16,8	16,4	18,4	16,6	19,1	20,2	20,0
Junho	16,3	16,3	15,4	14,9	16,9	15,2	17,6	18,7	18,6
Julho	16,1	16,2	15,3	14,7	16,4	14,9	17,1	18,3	18,1
Agosto	17,5	17,7	16,7	16,1	17,5	16,2	18,1	19,3	19,2
Setembro	19,1	19,2	18,2	17,7	19,0	17,7	19,5	20,7	20,6
Outubro	20,4	20,5	19,6	18,9	20,3	19,0	21,1	22,1	22,1
Novembro	21,2	21,3	20,5	19,7	21,1	19,9	22,5	23,3	23,2
Dezembro	22,2	22,3	21,6	20,6	22,1	20,9	24,1	24,8	24,6
Tm anual	19,9	20,0	19,1	18,4	20,1	18,7	21,3	22,2	22,1

¹ Estimadas de acordo com Alvares *et al.* (2013).

Apêndice C. Média de dias necessários para o desenvolvimento completo de um ciclo de *A. grandis* nas regiões norte, noroeste e nordeste.

Mês	D (dias/ciclo)								
	Norte			Noroeste			Nordeste		
	Lins	Riolândia	Olímpia	Martinópolis	Pereira Barreto	Rosana	Ituverava	Leme	Santa Cruz da Conceição
Janeiro	28,22	27,80	29,02	28,40	26,76	26,68	29,92	31,19	31,65
Fevereiro	28,19	27,77	28,95	28,44	26,79	26,83	29,79	31,02	31,47
Março	29,38	28,67	30,04	29,81	27,70	28,09	30,86	32,53	33,02
Abril	33,41	31,78	33,70	34,24	30,99	32,63	34,50	37,63	38,22
Maio	40,80	37,68	40,58	42,45	37,08	40,81	41,42	47,09	47,94
Junho	46,74	42,37	46,27	48,90	41,74	47,08	47,43	55,65	56,81
Julho	47,28	42,61	46,81	49,09	41,79	46,97	48,20	57,19	58,32
Agosto	40,36	36,62	39,90	41,24	35,95	39,77	41,10	48,22	48,88
Setembro	35,13	32,21	34,76	35,76	31,64	34,50	35,66	41,06	41,51
Outubro	31,74	29,53	31,62	32,14	28,89	30,82	32,45	36,57	36,96
Novembro	30,58	29,12	30,91	30,77	28,23	29,14	31,84	34,81	35,24
Dezembro	29,08	28,30	29,77	29,17	27,26	27,41	30,75	32,65	33,10

Apêndice D. Média de dias necessários para o desenvolvimento completo de um ciclo de *A. grandis* nas regiões sudoeste, sudeste e sul.

Mês	D (dias/ciclo)								
	Sudoeste			Sudeste			Sul		
	Paranapanema	Itaí	Itapeva	Bragança Paulista	Lorena	São Paulo	Iguapé	Registro	Sete Barras
Janeiro	31,41	31,22	32,81	35,50	31,18	34,23	26,88	26,00	26,28
Fevereiro	31,32	31,16	32,73	35,23	30,83	33,98	26,90	25,93	26,21
Março	33,26	33,10	35,11	37,43	32,21	36,16	28,51	27,16	27,47
Abril	39,37	39,17	42,41	44,96	37,48	43,57	34,09	31,61	32,00
Maio	50,83	50,57	56,47	59,64	46,95	57,76	43,63	39,09	39,66
Junho	60,92	60,47	69,27	74,95	56,19	72,10	51,35	45,09	45,84
Julho	62,36	61,70	70,86	77,63	59,37	75,16	54,27	47,47	48,14
Agosto	51,53	50,85	57,09	62,44	51,80	61,50	48,09	42,71	43,09
Setembro	43,56	43,06	47,56	50,86	43,96	50,50	41,57	37,47	37,72
Outubro	38,33	37,93	41,34	44,11	38,68	43,68	36,23	33,21	33,43
Novembro	35,75	35,40	37,98	41,09	36,17	40,21	32,35	30,45	30,70
Dezembro	32,99	32,72	34,64	37,79	33,24	36,59	28,76	27,60	27,87

