

BIOLOGIA E EXIGÊNCIAS TÉRMICAS DE *CATOLACCUS GRANDIS* (BURKS)(HYMENOPTERA:PTEROMALIDAE), PARASITÓIDE DO BICUDO-DO-ALGODOEIRO¹

PAULO A. WANDERLEY² e FRANCISCO S. RAMALHO³

RESUMO - Foi estudada a biologia e foram determinadas as exigências térmicas de *Catolaccus grandis* (Burks)(Hymenoptera:Pteromalidae), parasitóide do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, às temperaturas constantes de 18; 20; 23; 25; 28; 30; 35 e 38°C, umidade relativa do ar de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas. As durações de desenvolvimento do ovo até a emergência do adulto, em machos, variaram de 8,61 a 26,48 dias, e, em fêmeas, de 9,44 a 31,40 dias, de acordo com a temperatura na qual o parasitóide se desenvolveu. Os ovos do parasitóide ressecaram e não ocorreram eclosões de larvas à temperatura de 38°C. As temperaturas bases e as constantes térmicas de *C. grandis* variaram de acordo com o instar, a fase de desenvolvimento e o sexo.

Termos para indexação: inseto, *Anthonomus grandis*, controle biológico, micro-himenóptero, temperatura.

BIOLOGY AND THERMAL REQUIREMENTS OF *CATOLACCUS GRANDIS* (BURKS)(HYMENOPTERA:PTEROMALIDAE) PARASITOID OF COTTON BOLL WEEVIL

ABSTRACT - The biology and thermal requirements of *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera:Pteromalidae) a parasitoid of cotton boll weevil, *Anthonomus grandis* Boheman were studied at constant temperatures of 18; 20; 23; 25; 28; 30; 35 and 38°C, relative humidity of 60 ± 10% and a 14L:10D photoperiod. The development time from egg to adult emergence of males was of 8.61 to 26.48 days and for females was of 9.44 to 31.40 days, in function of the temperature in which the parasitoid was maintained. Parasitoid eggs desiccate and fail to hatch at 38°C. Lower developmental threshold temperatures and thermal constants for development of *C. grandis* vary with the instar, immature stages, and sex.

Index terms: insect, *Anthonomus grandis*, biological control, microhymenoptera, temperature.

INTRODUÇÃO

O bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, é uma das principais pragas do algodoei-

ro herbáceo (*Gossypium hirsutum* L., raça *latifolium* Hutch.) no Brasil (Ramalho et al., 1990; Ramalho & Silva, 1993).

Os métodos de controle até hoje empregados contra essa praga baseiam-se quase que exclusivamente na aplicação de produtos químicos, os quais causam significativos danos à entomofauna benéfica (Ramalho & Gonzaga, 1991; Ramalho, 1994). Por isso, o controle biológico do *A. grandis*, com parasitóides, desponta como uma alternativa economicamente viável e ecologicamente vantajosa para os cotonicultores, uma vez que não agride o meio ambiente.

¹ Aceito para publicação em 5 de fevereiro de 1996.

Pesquisa financiada pelo protocolo SUDENE/EMBRAPA/CNPq.

² Eng. Agr., EMBRAPA - Centro Nacional de Pesquisa de Algodão (CNPq), Caixa Postal 174, CEP 58107-720 Campina Grande, PB. Bolsista do CNPq.

³ Eng. Agr., EMBRAPA - CNPA. Bolsista do CNPq. E. Mail: framalho@dsc.ufpb.br

Pesquisadores têm chamado a atenção sobre a importância econômica e ecológica do uso de parasitóides, como estratégia para reduzir populações do bicudo no Brasil (Pierozzi Júnior, 1985; Ramalho et al., 1989; Ramalho & Wanderley, 1996). Esses artrópodos contribuem para o controle do bicudo, nos diferentes agroecossistemas do algodoeiro, alimentando-se interna ou externamente das formas imaturas de *A. grandis*.

Nos Estados Unidos da América do Norte, são conhecidas 42 espécies de artrópodos parasitóides do bicudo (Cross & Chesnut, 1971). No Brasil, o bicudo é atacado por 13 espécies de parasitóides (Ramalho & Wanderley, 1996). Ramalho (1994) comentou que, na Região Nordeste do Brasil, a mortalidade natural do *A. grandis*, causada por parasitismo, deve-se principalmente à ação dos parasitóides *Catolaccus grandis* (Burks) e *Bracon vulgaris* Ashmead.

Considerando-se que *C. grandis* é um parasitóide exótico, é imprescindível que se desenvolvam estudos relacionados a sua biologia e exigências térmicas, uma vez que o clima exerce um importante papel sobre as populações de insetos. Entre os elementos climáticos, a temperatura é o que afeta mais diretamente o inseto, podendo esse fator determinar a maior ou a menor densidade populacional dos inimigos naturais (Southwood, 1968). Por outro lado, o desenvolvimento de sistemas de previsão para o uso de parasitóides em programas de manejo integrado de pragas depende necessariamente do entendimento da relação entre temperatura e desenvolvimento das espécies de parasitóides a serem envolvidas no programa.

Com base nesses fatos, realizou-se a presente pesquisa, a fim de gerar informações sobre a biologia e determinar as exigências térmicas de *C. grandis*, parasitóide do *A. grandis*.

MATERIAL E MÉTODOS

A pesquisa foi realizada na Unidade de Controle Biológico (UCB) do Centro Nacional de Pesquisa de Algodão/

EMBRAPA, Campina Grande, PB. O estudo foi conduzido em câmaras climatizadas do tipo BOD, utilizando-se temperaturas constantes de 18; 20; 23; 25; 28; 30; 35 e 38°C, umidade relativa do ar de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.

Os espécimes do parasitóide utilizados na pesquisa foram indivíduos de primeira geração, provenientes de uma criação mantida pela UCB/CNPA. A criação foi iniciada com adultos coletados em campos de algodão, localizados no município de Lagoa Seca, Paraíba. Alguns espécimes do parasitóide foram enviados ao Dr. P. M. Marsh, do Departamento de Agricultura dos EUA, e identificados como *C. grandis* (Burks).

Na criação de *C. grandis*, conduzida pela UCB, adotou-se metodologia adaptada de Cate (1987), conforme o seguinte procedimento: uma folha de parafilme é colocada sobre uma placa de alumínio (20 x 20 x 1 cm), toda perfurada com orifício de 0,80 cm de diâmetro e 1,00 cm de profundidade (placa A). Em seguida, outra placa de alumínio (20 x 20 x 1 cm) (placa B), apresentando pinos de alumínio com 0,88 cm de altura e diâmetro de 0,67 cm, para inserção dentro dos orifícios da placa A, é colocada sobre a placa A e pressionada. As celas são formadas no parafilme pela pressão exercida pelos pinos da placa B sobre os orifícios da placa A. É necessário que se aplique uma camada fina de água sobre o parafilme, antes de cobri-lo com a placa B. A água lubrifica o material e diminui os danos ao parafilme. Depois de se pressionar a placa B sobre a placa A, a placa B é removida e o parafilme moldado é deixado sobre a placa A. As larvas de terceiro instar de *A. grandis* são colocadas individualmente, em cada cela. Depois do preenchimento de todas as celas com larvas do bicudo, outra folha de parafilme é colocada sobre a placa. As duas folhas de parafilme são seladas uma à outra, pela pressão exercida por uma carretilha. Esta pressão é feita entre celas, em todos os sentidos. As folhas moldadas de parafilme com as larvas de *A. grandis* são colocadas em caixas de criação, que contém fêmeas grávidas do parasitóide, a fim de que ocorra o parasitismo. Em intervalos de 24 horas, as caixas de criação recebem novas folhas moldadas de parafilme, juntamente com as larvas do bicudo, e aquelas que ficaram expostas às fêmeas do parasitóide por um período de 24 horas são transferidas para caixas, onde ocorre a emergência de *C. grandis*. A caixa de criação é de acrílico transparente, medindo 40 x 40 x 25 cm, com duas aberturas circulares, localizadas em uma de suas laterais, para o acesso das mãos do manipulador ao seu interior, por luvas de tecidos fixadas nas extremidades. Dentro de

cada caixa são colocados dois tubos de vidro com água, tampados com um chumaço de algodão, com o objetivo de fornecer água aos parasitóides e manter a umidade elevada no interior da caixa.

Botões florais atacados pelo bicudo foram levados para o laboratório, onde foram dissecados, e larvas de terceiro instar foram retiradas e submetidas a um processo de desinfecção com hipoclorito de sódio a 10%, durante um período de 10 minutos. A seguir, as larvas do bicudo foram transferidas para as celas de parafilme, previamente moldadas. As larvas encapsuladas foram levadas para a caixa de criação, onde ficaram expostas às fêmeas grávidas de *C. grandis*, por um período de seis horas. Passado este período, as larvas foram observadas e aquelas que se encontravam parasitadas foram transportadas para as celas de uma placa de plástico, do tipo teste Elisa. Em cada cela foi colocada uma larva do bicudo com um ovo do parasitóide, fixado em sua região dorsal. Cinquenta ovos do parasitóide foram estudados em cada uma das seguintes temperaturas: 18; 20; 23; 25; 28; 30; 33 e 35°C. Após a eclosão, cada larva do parasitóide foi marcada na região dorsal do segundo segmento abdominal, com tinta fosforescente. As observações das formas jovens do parasitóide foram feitas a cada seis horas, com o auxílio de um microscópio estereoscópico. Dessa forma, foram registrados os dados referentes a período de incubação, duração de cada instar e das fases ninfal e pupal do parasitóide.

As diferenças na duração de desenvolvimento entre machos e fêmeas de *C. grandis* foram comparadas e analisadas de acordo com o procedimento TTEST (SAS Institute Inc., 1993). As exigências térmicas e os limites inferiores de temperatura ou temperaturas bases (Tb) foram estimados para as fases de ovo, de larva, de pupa e de ovo até a emergência de adultos, e, para cada instar, utilizando-se a lei de Reamur e o método da interseção de x, respectivamente, empregados para outros insetos, por Ito et al. (1968), Chiang & Sisson (1968), Eckenrode & Chapman (1969), Campbell et al. (1974), Osborne (1982) e Haddad & Parra (1984). Os estudos de regressões lineares foram conduzidos pelo procedimento REG (SAS Institute Inc., 1993).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A sobrevivência de *C. grandis* em cada instar variou de 27,78 (primeiro instar: 35°C) a 100% (terceiro instar: 28°C; quarto instar: 23, 30 e 33°C; e quinto instar: 18, 23, 25 e 35°C) (Tabela 1). Estes dados mostram ser o primeiro instar do parasitóide sensível a

temperaturas extremas, sendo 25°C a sua temperatura ideal.

A viabilidade de ovos foi relativamente alta, variando de 72 a 94%, de acordo com a temperatura, à qual o parasitóide ficou submetido. Ocorreram, entretanto, 100% de mortalidade de ovos, decorrente de ressecamento, quando eles foram submetidos à temperatura de 38°C (Tabela 2).

As sobrevivências da fase larval e do período de ovo à emergência do adulto do parasitóide foram mais altas à temperatura de 25°C, isto é, 59,46 e 34,00%, respectivamente, e mais baixas à temperatura de 35°C (8,33 e 2,00%, respectivamente). A sobrevivência da fase de pupa de *C. grandis* variou de 33,33 (35°C) a 100% (18; 23; 28 e 30°C). Com base nesses resultados, pode-se concluir que a fase de ovo do parasitóide é a que melhor se adapta a uma maior amplitude de temperatura. A sobrevivência do parasitóide, em cada instar, variou de 27,78 (primeiro instar: 35°C) a 100% (terceiro instar: 28°C; quarto instar: 23, 30 e 33°C; e quinto instar: 18, 23, 25, 28 e 35°C). Os dados obtidos evidenciam que o primeiro instar de *C. grandis* é sensível a temperaturas extremas, sendo 25°C a sua temperatura ideal.

As durações de desenvolvimento de ovos à emergência de adultos para os machos compreenderam de 8,61 a 26,48 dias, e, para as fêmeas, de 9,44 a 31,40 dias, de acordo com a temperatura na qual o organismo se desenvolveu. Os ovos de *C. grandis* apresentaram-se oblongos, brancos e translúcidos, medindo de 0,61 a 0,92 mm, e recobertos por pequeníssimos espinhos, exceto na sua parte posterior e final, onde apresentava uma substância adesiva, para a fixação do ovo do parasitóide à larva do seu hospedeiro. As durações dos períodos embrionários que deram origem a machos e fêmeas foram de 0,59 a 1,96 e de 0,50 a 1,96 dias, respectivamente. Os ovos do parasitóide perderam água e não ocorreu eclosão de larvas à temperatura de 38°C. A larva recém-eclodida apresentou treze segmentos e comprimento de 0,63 a 0,92 mm; sua eclosão ocorreu através de orifício feito por um par de mandíbulas, extremamente afiado, localizado na parte posterior do córion. A larva alimentou-se sobre o hospedeiro (ectoparasitóide), mas nunca no mesmo local. O tempo de desenvolvimento das larvas que deram origem a machos variou de 2,50 a 10,98 dias, e o das fêmeas, de 1,69 a 11,00 dias. A fase

TABELA 1. Sobrevivência e duração média do desenvolvimento de cada um dos instares de *Catolaccus grandis* criados em larvas do bicudo-do-algodoeiro, provenientes de botões florais, às temperaturas de 18 a 35°C, umidade relativa do ar de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas.

Temp. (°C)	Ínstar	Núm. indiv.	Sovrev. (%)	Macho (dia)		Fêmea (dia)	
				Duração ± EP	Intervalo de variação	Duração ± EP ¹	Intervalo de variação
18	Prim. ínstar	46	41,30	1,67 ± 0,08	1,50 - 1,75	1,70 ± 0,00	1,50 - 1,98
	Seg. ínstar	19	68,42	2,17 ± 0,08	2,00 - 2,25	2,10 ± 0,10	1,75 - 2,25
	Terc. ínstar	13	84,62	1,84 ± 0,08	1,75 - 2,00	1,87 ± 0,05	1,77 - 2,00
	Quar. ínstar	11	72,73	2,15 ± 0,07	2,00 - 2,23	2,23 ± 0,07	2,00 - 2,46
	Quin. ínstar	8	100,00	1,83 ± 0,60	1,00 - 3,00	2,59 ± 0,32	1,75 - 3,46
20	Prim. ínstar	47	65,96	1,02 ± 0,07	0,83 - 1,77	1,23 ± 0,09	1,00 - 1,70
	Seg. ínstar	31	83,87	0,90 ± 0,06	0,75 - 1,00	0,87 ± 0,05	0,75 - 1,00
	Terc. ínstar	26	76,92	1,21 ± 0,19	1,02 - 1,77	1,22 ± 0,08	1,02 - 1,50
	Quar. ínstar	20	75,00	1,25 ± 0,14	1,00 - 1,52	1,53 ± 0,13	1,02 - 2,00
	Quin. ínstar	15	86,67	1,92 ± 0,26	1,25 - 2,42	2,21 ± 0,16	1,75 - 2,75
23	Prim. ínstar	47	53,19	1,12 ± 0,09	1,00 - 1,25	1,16 ± 0,07	1,00 - 1,55
	Seg. ínstar	25	6,00	1,08 ± 0,08	0,75 - 1,25	1,03 ± 0,07	0,75 - 1,63
	Terc. ínstar	19	84,21	0,71 ± 0,08	0,50 - 1,00	0,75 ± 0,03	0,75 - 1,00
	Quar. ínstar	16	100,00	0,82 ± 0,11	0,50 - 1,25	0,77 ± 0,09	0,54 - 1,50
	Quin. ínstar	16	100,00	1,40 ± 0,15	1,00 - 2,00	1,50 ± 0,11	1,00 - 2,00
25	Prim. ínstar	37	75,68	0,75 ± 0,01	0,72 - 0,99	0,80 ± 0,06*	0,72 - 1,03
	Seg. ínstar	28	89,29	0,74 ± 0,02	0,50 - 1,00	0,84 ± 0,06*	0,74 - 1,00
	Terc. ínstar	25	96,00	0,99 ± 0,04	0,75 - 1,25	0,95 ± 0,05	0,75 - 1,00
	Quar. ínstar	24	91,67	0,94 ± 0,04	0,75 - 1,25	1,00 ± 0,08	0,75 - 1,25
	Quin. ínstar	22	100,00	1,03 ± 0,03	0,75 - 1,25	1,35 ± 0,10	1,00 - 1,50
28	Prim. ínstar	47	40,42	0,76 ± 0,03	0,75 - 0,77	0,76 ± 0,00	0,72 - 0,73
	Seg. ínstar	19	84,21	0,60 ± 0,02	0,56 - 0,75	0,57 ± 0,00	0,56 - 0,58
	Terc. ínstar	16	100,00	0,70 ± 0,03	0,53 - 0,74	0,71 ± 0,01	0,70 - 0,74
	Quar. ínstar	16	87,50	0,80 ± 0,07	0,72 - 1,31	0,82 ± 0,09	0,72 - 1,28
	Quin. ínstar	14	100,00	0,60 ± 0,06	0,46 - 1,00	0,81 ± 0,11	0,56 - 1,25
30	Prim. ínstar	43	46,51	0,71 ± 0,06	0,58 - 1,00	0,78 ± 0,10	0,58 - 1,07
	Seg. ínstar	20	70,00	0,75 ± 0,05	0,50 - 0,99	0,77 ± 0,08	0,50 - 0,99
	Terc. ínstar	14	92,86	0,73 ± 0,04	0,50 - 0,90	0,74 ± 0,08	0,50 - 1,00
	Quar. ínstar	13	100,00	0,75 ± 0,06	0,48 - 0,98	0,89 ± 0,01	0,50 - 1,01
	Quin. ínstar	13	92,31	0,96 ± 0,07	0,73 - 1,27	1,05 ± 0,06	0,99 - 1,29
33	Prim. ínstar	45	44,44	0,60 ± 0,07	0,48 - 0,72	0,61 ± 0,07	0,47 - 0,73
	Seg. ínstar	20	80,00	0,64 ± 0,08	0,50 - 0,77	0,56 ± 0,06	0,50 - 0,75
	Terc. ínstar	16	87,50	0,74 ± 0,01	0,73 - 0,75	0,56 ± 0,06	0,50 - 0,75
	Quar. ínstar	14	100,00	0,50 ± 0,00	0,50 - 0,50	0,81 ± 0,06*	0,75 - 0,98
	Quin. ínstar	14	87,71	0,59 ± 0,15	0,29 - 1,00	0,89 ± 0,15	0,55 - 1,25
35	Prim. ínstar	36	27,78	-	-	0,50 ± 0,00	0,50 - 0,50
	Seg. ínstar	10	70,00	-	-	0,47 ± 0,00	0,47 - 0,47
	Terc. ínstar	7	57,14	-	-	0,26 ± 0,00	0,26 - 0,26
	Quar. ínstar	4	75,00	-	-	0,22 ± 0,00	0,22 - 0,22
	Quin. ínstar	3	100,00	-	-	0,24 ± 0,00	0,24 - 0,24

¹ Valores seguidos por asteriscos, na mesma linha, referentes à duração de desenvolvimento de macho e fêmea, são diferentes pelo teste "t" (P= 0,05).

EP = Erro padrão.

TABELA 2. Sobrevivência e duração média do desenvolvimento de ovo, larva, pupa e forma jovem (de ovo à emergência de adulto) que deram origem a machos e fêmeas de *Catolaccus grandis* criados em larvas do bicudo-do-algodoeiro, provenientes de botões florais, às temperaturas de 18 a 35°C, umidade relativa do ar de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas.

Temp. (°C)	Fase	Número indivíduo	Sobrev. (%)	Macho (dia)		Fêmea (dia)	
				Duração±EP	Intervalo de variação	Duração±EP ¹	Intervalo de variação
18	Ovo	50	92,00	1,82 ± 0,07	1,75 - 1,96	1,88 ± 0,05	1,75 - 1,96
	Larva	46	17,39	9,65 ± 0,66	8,98 - 10,98	10,48 ± 0,23	9,98 - 11,00
	Pupa	8	100,00	13,92 ± 0,09	13,75 - 14,02	17,50 ± 0,50*	16,00 - 19,00
	Ovo a Adulto M=3 F=5	50	16,00	25,40 ± 0,55	24,75 - 26,48	29,86 ± 0,50*	28,73 - 31,40
20	Ovo	50	94,00	1,63 ± 0,06	1,52 - 1,77	1,62 ± 0,05	1,52 - 1,77
	Larva	47	27,66	6,30 ± 0,18	4,85 - 7,88	7,06 ± 0,23*	5,54 - 8,95
	Pupa	12	91,67	7,73 ± 1,45	5,58 - 12,00	10,72 ± 1,22*	8,25 - 17,00
	Ovo a Adulto M=4 F=7	50	22,00	15,64 ± 1,73	12,87 - 20,56	19,40 ± 1,26*	14,89 - 25,02
23	Ovo	50	94,00	1,15 ± 0,05	1,02 - 1,27	1,16 ± 0,04	1,04 - 1,27
	Larva	47	34,04	5,13 ± 0,13	3,75 - 6,75	5,21 ± 0,14	4,04 - 7,68
	Pupa	16	100,00	8,29 ± 0,44	7,21 - 9,79	10,36 ± 0,23*	8,98 - 11,23
	Ovo a Adulto M=6 F=10	50	32,00	14,53 ± 0,61	13,02 - 16,56	16,76 ± 0,24*	15,54 - 17,77
25	Ovo	50	74,00	0,77 ± 0,01	0,74 - 0,99	0,76 ± 0,00	0,75 - 0,78
	Larva	37	59,46	4,45 ± 0,06	3,47 - 5,74	4,94 ± 0,10*	3,96 - 5,78
	Pupa	22	72,73	6,92 ± 0,19	5,00 - 8,00	8,79 ± 0,29 *	7,99 - 9,50
	Ovo a Adulto M=12 F=5	50	34,00	12,06 ± 0,20	10,47 - 13,24	14,40 ± 0,41*	12,97 - 15,22
28	Ovo	50	94,00	0,72 ± 0,00	0,71 - 0,73	0,72 ± 0,00	0,72 - 0,73
	Larva	47	29,78	3,46 ± 0,04	2,83 - 4,56	3,66 ± 0,05	3,10 - 4,43
	Pupa	14	100,00	6,13 ± 0,18	4,46 - 7,13	7,02 ± 0,11*	6,75 - 7,46
	Ovo a Adulto M=8 F=6	50	28,00	10,03 ± 0,29	8,48 - 11,28	11,41 ± 0,05*	11,21 - 11,53
30	Ovo	50	86,00	0,81 ± 0,01	0,75 - 0,84	0,92 ± 0,00*	0,90 - 0,92
	Larva	43	27,91	3,90 ± 0,05	2,79 - 5,14	4,23 ± 0,06	3,07 - 5,36
	Pupa	12	100,00	6,46 ± 0,18	5,75 - 7,00	7,64 ± 0,44*	6,00 - 8,25
	Ovo a Adulto M=7 F=5	50	24,00	11,23 ± 0,18	10,60 - 11,81	12,81 ± 0,36*	11,65 - 13,65
33	Ovo	50	90,00	0,60 ± 0,07	0,59 - 0,62	0,60 ± 0,01	0,52 - 0,62
	Larva	45	26,67	3,07 ± 0,04	2,50 - 3,74	3,43 ± 0,07	2,77 - 4,46
	Pupa	12	66,67	5,17 ± 0,11	5,00 - 5,44	6,28 ± 0,31*	5,54 - 6,98
	Ovo a Adulto M=4 F=4	50	16,00	8,84 ± 0,10	8,61 - 9,09	10,30 ± 0,24*	9,60 - 10,62
35	Ovo	50	72,00	-	-	0,50 ± 0,00	0,50 - 0,50
	Larva	36	8,33	-	-	1,69 ± 0,00	1,69 - 1,69
	Pupa	3	33,33	-	-	7,25 ± 0,00	6,50 - 6,50
	Ovo a Adulto M=0 F=1	50	2,00	-	-	9,44 ± 0,00	9,44 - 9,44

¹ Valores seguidos por asteriscos, na mesma linha, referentes à duração de desenvolvimento de machos e fêmeas, são diferentes pelos teste "t" (P = 0,05).

M = macho.

F = fêmea.

EP = erro padrão.

larval de *C. grandis* apresentou cinco instares. Resultados semelhantes foram obtidos por Morales-Ramos & Cate (1992a). Estudos conduzidos por Cross & Mitchell (1969) e Johnson et al. (1973) revelaram que o desenvolvimento de *C. grandis* apresentava três instares. O método adotado por esses autores foi o de análise de agrupamento, usando-se medições da cápsula cefálica. As durações do segundo, terceiro e/ou quarto instares podem ter escapado, quando utilizou-se a análise de agrupamento, tendo em vista a curta duração de cada um desses instares. As ecdises nas larvas que deram origem a machos ocorreram: a primeira, entre 0,48 e 1,75 dias; a segunda, entre 0,50 e 2,25 dias; a terceira, entre 0,50 e 2,00 dias; e a quarta, entre 0,48 e 2,23 dias. Nas fêmeas ocorreram: a primeira, entre 0,47 e 1,98 dias; a segunda, entre 0,47 e 2,25 dias; a terceira, entre 0,26 e 2,00 dias; e a quarta, entre 0,22 e 2,46 dias. Foi na fase larval que se manifestou o canibalismo da espécie, que ocorreu a partir do primeiro instar. O início da formação de pupas (considerando a pré-pupa) que deram origem a machos ocorreu de 0,29 a 3,00 dias após a quarta ecdise, e, naquelas que deram origem a fêmeas, ocorreu de 0,24 a 3,46 dias após a quarta ecdise. Na fase de pré-pupa, a larva cessou de alimentar-se e despreendeu-se de seu hospedeiro. A pupa recém-formada apresentou coloração branca e comprimento de 1,80 a 4,10 mm. Logo após este período, a cabeça tornou-se preta e a pupa adquiriu uma coloração marrom-avermelhada, tendendo a escurecer, até, finalmente, tornar-se completamente preta. Foi nessa fase que se verificou o dimorfismo sexual. Os machos apresentaram-se menores, e as fêmeas, com abdômen longo e afinado na extremidade, na forma de uma cunha. Macho e fêmea apresentaram comprimentos de 1,80 a 2,40 e de 3,20 a 4,10 mm, respectivamente. As durações da fase de pupa para aquelas que deram origem a machos e a fêmeas variaram de 4,46 a 14,02 e de 5,54 a 19,00 dias, respectivamente. Os machos do parasitóide apresentaram coloração preta, com uma área transparente no pequeno abdômen, e mediram de 2,10 a 2,70 mm de comprimento. As fêmeas *C. grandis* apresentaram coloração preta e comprimento de 3,00 a 5,10 mm. Os olhos do adulto de *C. grandis* mostraram-se vermelhos e brilhantes sob a luz, e o fêmur, castanho-amarelado, características que, segundo Johnson et al. (1973),

diferenciam esta espécie das outras, principalmente da *Heterolaccus hunteri* (Crawford).

Independentemente da temperatura (Tabelas 1 e 2), as durações da fase de pupa e do período de ovo à emergência de adultos de *C. grandis* que deram origem a machos foram inferiores às das fêmeas. Entretanto, as durações de desenvolvimento das fases de ovo e larva de *C. grandis* que deram origem a machos foram inferiores ou iguais àquelas que deram origem a fêmeas, dependendo da temperatura em que o parasitóide foi estudado. Morales-Ramos & Cate (1992b) afirmaram que independentemente da temperatura, a duração de desenvolvimento dos machos de *C. grandis* é menor que a das fêmeas.

As equações de regressões lineares que descrevem as relações entre temperaturas constantes e velocidades de desenvolvimento do parasitóide encontram-se nas Tabelas 3 e 4, e são apresentadas graficamente nas Figs. 1 a 4. Funções não-lineares podem fornecer estimativas mais precisas da relação entre velocidade de desenvolvimento e temperatura (Stinner et al., 1974; Taylor, 1981; Wagner et al., 1984). Do ponto de vista prático, estimativas do mais baixo limiar de desenvolvimento de um inseto, através da extrapolação linear, têm provado serem úteis para fins de previsão em vários estudos (Jones & Sterling, 1979; Lysyk & Nealis, 1988). Estes dados evidenciam que a velocidade de desenvolvimento de cada instar, fase e forma jovem, varia de acordo com a temperatura, e, por conseguinte, com a região e a época do ano. Portanto, pode-se concluir que a temperatura exerce um importante papel na determinação do número de gerações desse parasitóide.

As exigências térmicas de *C. grandis* foram diferentes entre instares e entre fases, dentro de cada sexo e entre sexos (Tabelas 3 e 4). As temperaturas bases (T_b), todavia, para o primeiro e o segundo instares dos machos do parasitóide foram bastante próximas. O bicudo não é mais tolerante que *C. grandis* a altas temperaturas. Bachelier et al. (1975) e Sharpe & Hu (1980) afirmaram que o bicudo alimentado com botões florais e submetido à temperatura de 34°C começa a ter estresse no desenvolvimento. Portanto, as velocidades de desenvolvimento de *A. grandis* são idênticas às de *C. grandis*, quando são submetidos às mesmas temperaturas (Bachelier et al., 1975). Isto sugere que *C. grandis* e *A. grandis* têm

TABELA 3. Temperatura base (Tb), constante térmica (K), intercepta, coeficiente angular da equação de regressão¹ da velocidade de desenvolvimento de machos de *Catolaccus grandis*, criados em larvas do bicudo-do-algodoeiro, provenientes de botões florais, às temperaturas de 18 a 33°C, umidade relativa do ar de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas.

Fase/instar	Tb (°C)	K (Grau dia)	a ± EP	b ± EP	P	R ²
Ovo	10,24	13,80	-0,741979 ± 0,294306	0,072451 ± 0,011418	0,001	0,89
Prim. instar	7,22	15,08	-0,478550 ± 0,250595	0,066270 ± 0,009721	0,001	0,90
Seg. instar	7,77	14,42	-0,538624 ± 0,511425	0,069324 ± 0,019841	0,017	0,71
Terc. instar	1,44	20,43	-0,070375 ± 0,505207	0,048941 ± 0,019599	0,050	0,56
Quar. instar	10,41	12,37	-0,841621 ± 0,426797	0,080855 ± 0,016558	0,004	0,83
Quin. instar	12,76	71,19	-0,132337 ± 0,041979	0,014047 ± 0,001629	0,000	0,94
Larva	9,42	71,19	-0,132337 ± 0,041979	0,014047 ± 0,001629	0,000	
Pupa	2,04	164,39	-0,012386 ± 0,042586	0,006083 ± 0,001652	0,014	0,73
Ovo - Emergência Adulto	7,27	250,63	-0,020896 ± 0,017555	0,003990 ± 0,000681	0,002	0,87

¹ 1/D = (a ± EP) + (b ± EP)t, onde D = duração (dia) e t = temperatura (°C).

EP = erro padrão.

P = nível de probabilidade (test "t").

TABELA 4. Temperatura base (Tb), constante térmica (K), intercepta, coeficiente angular da equação de regressão¹ da velocidade de desenvolvimento de fêmeas de *Catolaccus grandis*, criados em larvas do bicudo-do-algodoeiro, provenientes de botões florais, às temperaturas de 18 a 35°C, umidade relativa do ar de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas.

Fase/instar	Tb (°C)	K (Grau dia)	a ± EP	b ± EP	P	R ²
Ovo	11,45	12,71	-0,901841 ± 0,332035	0,078702 ± 0,012251	0,000	0,87
Prim. instar	4,32	19,00	-0,227345 ± 0,298317	0,052636 ± 0,011007	0,003	0,79
Seg. instar	10,38	12,04	-0,861880 ± 0,332711	0,083043 ± 0,012276	0,000	0,88
Terc. instar	15,36	7,28	-2,111182 ± 1,056730	0,137440 ± 0,038991	0,012	0,67
Quar. instar	16,42	6,77	-2,426899 ± 1,665624	0,147713 ± 0,061458	0,053	0,49
Quin. instar	18,03	6,68	-2,697965 ± 1,484937	0,149593 ± 0,054791	0,034	0,55
Larva	13,41	53,14	-0,252422 ± 0,109839	0,018818 ± 0,004053	0,003	0,78
Pupa	1,07	214,09	-0,005019 ± 0,024446	0,004671 ± 0,000902	0,002	0,82
Ovo - Emergência Adulto	2,65	312,69	-0,008488 ± 0,023353	0,003198 ± 0,000862	0,010	0,70

¹ 1/D = (a ± EP) + (b ± EP)t, onde D = duração (dia) e t = temperatura (°C).

EP = erro padrão.

P = nível de probabilidade (test "t").

adaptações fisiológicas aos mesmos limites de temperaturas. Quando o bicudo se alimenta de maçãs, no entanto, a velocidade de desenvolvimento diminui significativamente (Sharpe & Hu, 1980). Portanto, o bicudo é mais vulnerável a parasitismo, quando se alimenta de maçãs.

A temperatura afetou os sexos de forma diferencial. Assim, as razões sexuais de *C. grandis* foram

idênticas, quando o parasitóide foi submetido às temperaturas de 18 (1,0 ♂: 1,7 ♀), 20 (1,0 ♂: 1,8 ♀) e 23°C (1,0 ♂: 1,7 ♀). As proporções de progênie macho foram altas às temperaturas de 25; 28 e 30°C, isto é, 1,0 ♂: 0,4 ♀, 1,0 ♂: 0,8 ♀, e 1,0 ♂: 0,7 ♀, respectivamente. Entretanto, a 25°C, a proporção da progênie macho foi de 1,0 ♂: 1,0 ♀.

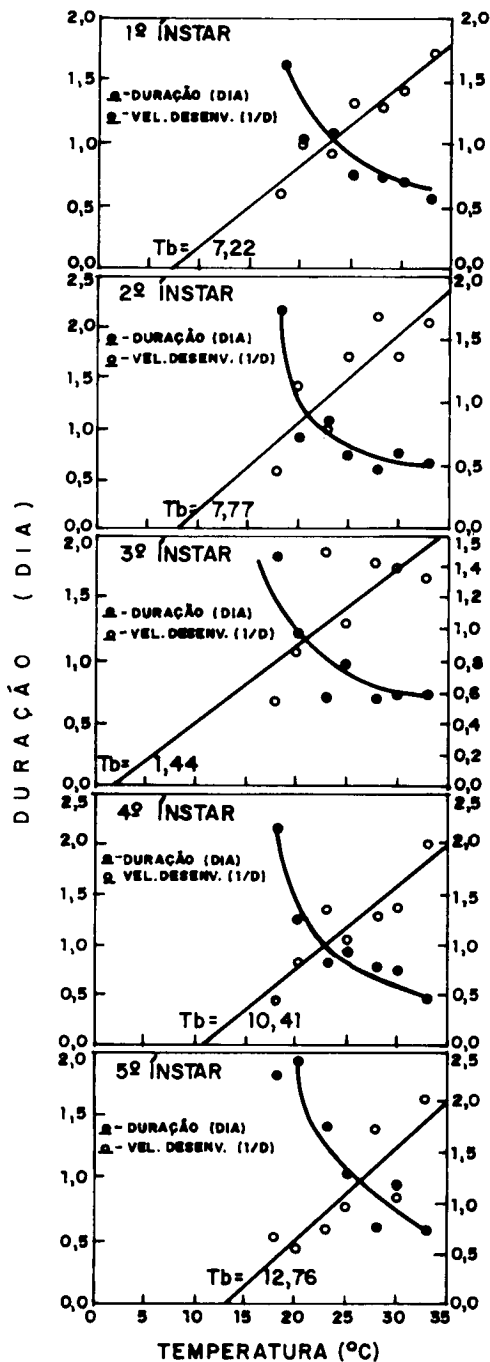


FIG. 1. Relação entre temperatura (C), duração (dia) e velocidade de desenvolvimento (1/D) de cada um dos instares que deram origem a machos de *C. grandis*, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. D=duração (dia).

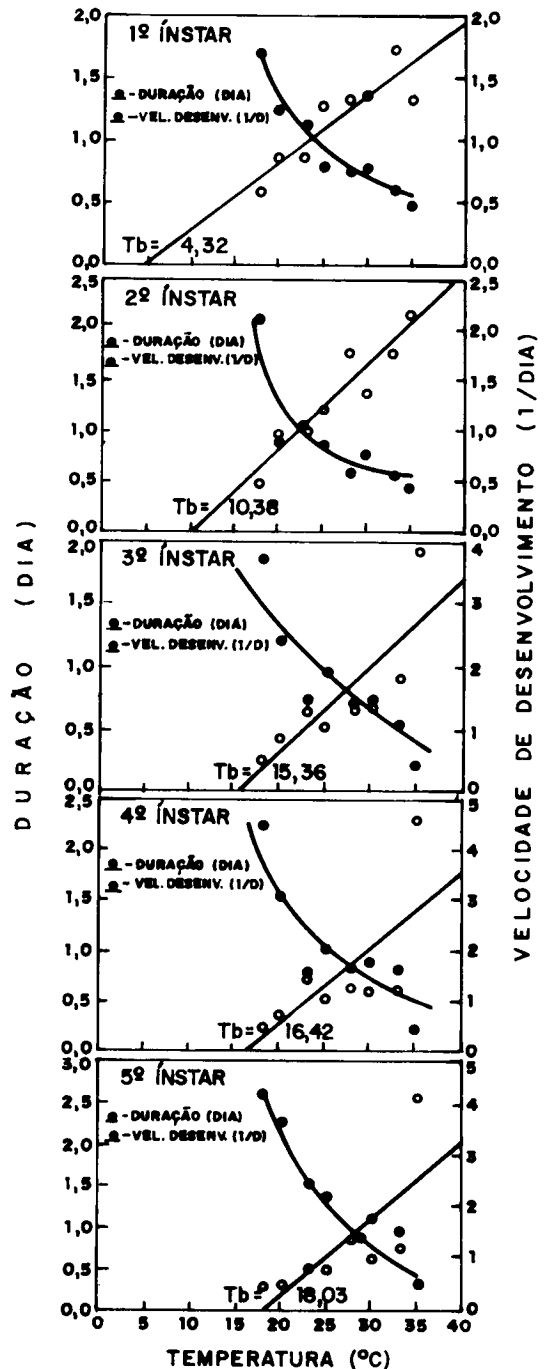


FIG. 2. Relação entre temperatura (C), duração (dia) e velocidade de desenvolvimento (1/D) de cada um dos instares que deram origem a fêmeas de *C. grandis*, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. D = duração (dia).

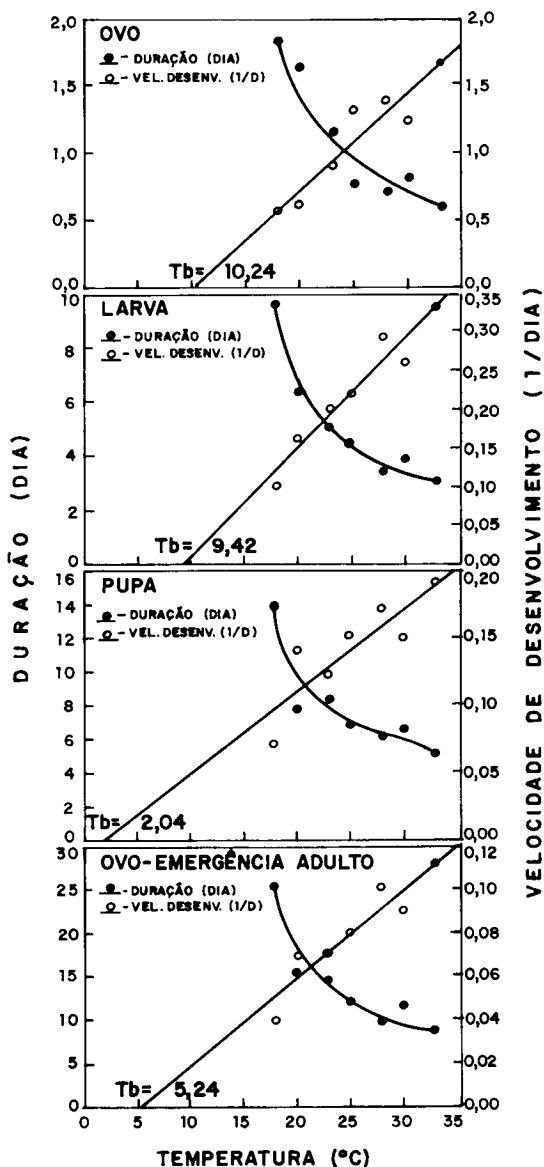


FIG. 3. Relação entre temperatura (C), duração (dia) e velocidade de desenvolvimento (1/D) das fases de ovo, larva e pupa, e da forma jovem (ovo a emergência e adulto) que deram origem a machos de *C. grandis*, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. D = duração (dia).

CONCLUSÕES

1. Independentemente da temperatura, a velocidade de desenvolvimento dos machos de *C. grandis* é maior que a das fêmeas.

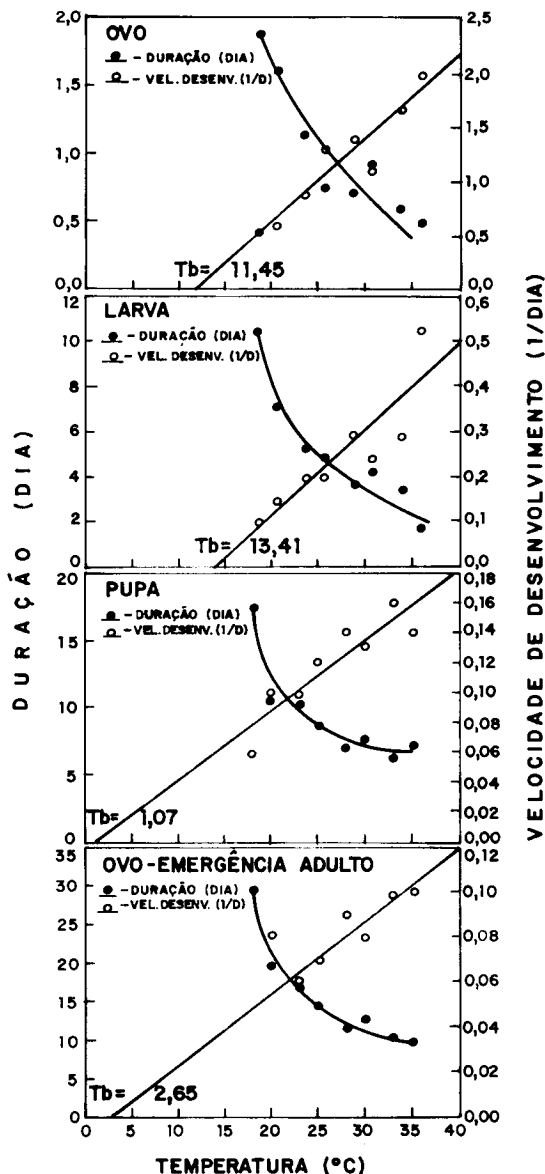


FIG. 4. Relação entre temperatura (C), duração (dia) e velocidade de desenvolvimento (1/D) das fases de ovo, larva e pupa, e da forma jovem (ovo a emergência e adulto) que deram origem a fêmeas de *C. grandis*, umidade de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. D = duração (dia).

2. Ovos de *C. grandis*, quando submetidos à temperatura de 38°C e à umidade relativa de $60 \pm 10\%$, ressecam e não ocorrem eclosões de larvas.

3. As temperaturas bases e as constantes térmicas de *C. grandis* variam de acordo com o instar, a fase e o sexo.

4. Os resultados obtidos nesta pesquisa podem ser utilizados na previsão de desenvolvimento das populações de *C. grandis* nos agroecossistemas do algodoeiro, e, portanto, podem fornecer importantes informações sobre o uso desse parasitóide nos programas de manejo do bicudo-do-algodoeiro.

5. A temperatura afeta os sexos de *C. grandis* de forma diferencial.

AGRADECIMENTOS

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela concessão de auxílio financeiro para a realização desta pesquisa, e ao Dr. P. M. Marsh (Agriculture Research Service/USDA, Beltsville, Maryland, USA), pela identificação do parasitóide.

REFERÊNCIAS

- BACHELER, J.S.; JONES, J.W.; BRADLEY, J.R.; BOWEN, H.D. The effect of temperature on development and mortality of boll weevil immature stages. **Environmental Entomology**, v.4, p.808-810, 1975.
- CAMPBELL, A.; FRAZER, B.D.; GILBERT, N.; GUITERREZ, A.P.; MACKAUER, M. Temperature requirements of some aphids and their parasites. **Journal of Animal Ecology**, v.11, p.431-438, 1974.
- CATE, J.R. A method of rearing parasitoids of boll weevil without the host plant. **Southwestern Entomologist**, v.12, p.211-215, 1987.
- CHIANG, H.C.; SISSON, V. Temperature relationships of the development of northern corn rootworm eggs. **Journal of Economic Entomology**, v.61, p.1406-1410, 1968.

CROSS, W.H.; CHESNUT, T.L. Arthropod parasites of the boll weevil, *Anthonomus grandis*. 1. An annotated list. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 64, p.506-527, 1971.

CROSS, W.H.; MITCHELL, H.C. Distribution and importance of *Heterolaccus grandis* as a parasite of the boll weevil. **Annals of the Entomological Society of America**, v.62, p.235-236, 1969.

ECKENRODE, C.J.; CHAPMAN, R.K. Effect of various temperatures upon rate of development of the cabbage maggot under artificial conditions. **Annals of the Entomological Society of America**, v.62, p.235-236, 1969.

HADDAD, M.L.; PARRA, J.R.P. **Métodos para estimar os limites térmicos e a faixa ótima de desenvolvimento das diferentes fases do ciclo evolutivo de insetos**. Piracicaba, S.P.: Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, 1984. 12p. (Boletim da Série Agric. e Desenv.).

ITO, Y; MIYASHITA, K.; YAMADA, H. Biology of *Hyphantria cunea* Drury (Lepidoptera:Arctiidae) in Japan. VI. Effect of temperature on development of immature stages. **Applied Entomology and Zoology**, v.3, p.163-175, 1968.

JOHNSON, W.L.; CROSS, W.H.; MCGOVERN, W.L.; MITCHELL, H.C. Biology of *Heterolaccus grandis* in a laboratory culture and its potential as an introduced parasite of the boll weevil in the United States. **Environmental Entomology**, v.2, p.112-118, 1973.

JONES, D.; STERLING, W.L. Temperature thresholds for spring emergence and flight of the boll weevil. **Environmental Entomology**, v.8, p.1118-1122, 1979.

LYSYK, T.J.; NEALIS, V.G. Temperature requirements for development of the jack pine budworm (Lepidoptera:Tortricidae) and two of its parasitoids (Hymenoptera). **Journal of Economic Entomology**, v.81, p.1045-1051, 1988.

MORALES-RAMOS, J.A.; CATE, J.R. Laboratory determination of age dependent fecundity, development, and rate of increase of *Catolaccus grandis* (Burks)(Hymenoptera:Pteromalidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v.85, p.469-476, 1992a.

- MORALES-RAMOS, J.A.; CATE, J.R. Rate of increase and adult longevity of *Catolaccus grandis* (Burks)(Hymenoptera:Pteromalidae) in laboratory at four temperatures. **Environmental Entomology**, v.21, p.620-627, 1992b.
- OSBORNE, L.S. Temperature-dependent development of greenhouse whitefly and its parasite *Encarsia formosa*. **Environmental Entomology**, v.11, p.483-485, 1982.
- PIEROZZI JUNIOR, I. **Ecologia aplicada de *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera:Curculionidae) na região de Campinas**. Campinas: UNICAMP, 1985. 155p. Tese de Mestrado.
- RAMALHO, F.S. Cotton pest management: Part 4. A Brazilian perspective. **Annual Review of Entomology**, v.39, p.563-578, 1994.
- RAMALHO, F.S.; GONZAGA, J.V. Methodology of the application of pyrethroids against cotton boll weevil and pink bollworm. **Tropical Pest Management**, v.37, p.324-328, 1991.
- RAMALHO, F.S.; SILVA, J.R.B. Período de emergência e mortalidade natural do bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.28, n.11, p.1221-1231, 1993.
- RAMALHO, F.S.; WANDERLEY, P.A. Ecology and management of the boll weevil in South American cotton. **American Entomologist**, v.42, n.1, p.41-47, 1996.
- RAMALHO, F.S.; JESUS, F.M.M.; BLEICHER, E. **Manejo integrado de pragas e viabilidade do algodoeiro herbáceo no Nordeste**. In: SEMINÁRIO SOBRE CONTROLE DE INSETOS. Campinas: Fundação Cargill, 1989. p.112-123. 138p.
- RAMALHO, F.S.; JESUS, F.M.M.; GONZAGA, J.V. Táticas de manejo integrado de pragas em áreas infestadas pelo bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.25, n.5, p.677-690, 1990.
- SAS INSTITUTE INC. **SAS user'guide: statistics**. Cary, N.C., 1993. 584p.
- SHARPE, P.J.H.; HU, L.C. Reaction kinetics of nutrition-dependent poikilotherm development. **Journal of Theoretical Biology**, v.82, p.317-333, 1980.
- SOUTHWOOD, T.R.E. **Insect abundance**. Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1968. 250p.
- STINNER, R.E.; GUTIERREZ, A.P.; BUTLER JR., G.D. An algorithm for temperature-dependent growth rate simulation. **Canadian Entomologist**, v.106, p.519-524, 1974.
- TAYLOR, F. Ecology and evolution of physiological time in insects. **American Nature**, v.117, p.1-23, 1981.
- WAGNER, T.L.; WU, H.; SHARPE, P.J.H.; SCHOOLFIELD, R.M.; COULSON, R.N. Modeling insect development rates: A literature review and application of a biophysical model. **Annals of the Entomological Society of America**, v.77, p.208-225, 1984.