



Criação em laboratório da broca-do-olho-do-coqueiro *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) visando pesquisas para o controle das suas larvas

Aldomario Santo Negrisoli Júnior ¹
Edmilson Santos Silva ²
Carla Ruth de Carvalho Barbosa Negrisoli³
Núbia Lima dos Santos ⁴
Elio Cesar Guzzo ⁵

A Cultura do coco no Brasil

O coqueiro (*Cocos nucifera* L.) é considerado uma das 20 mais importantes espécies de plantas cultivadas. Atualmente, é cultivado comercialmente em mais de 90 países, com uma área total de aproximadamente 12 milhões de hectares, sendo que nas Américas, os maiores produtores são o México e o Brasil (HOWARD, 2001; FAO 2011).

O principal produto do coqueiro é o seu fruto, o coco, do qual se extraem o óleo, a água e a polpa para o consumo humano, sendo que a fibra também apresenta valor comercial cada vez maior e é usada para a confecção de esteiras, cordas e produtos similares (HOWARD, 2001).

No Brasil, a cultura do coco é responsável pela geração de aproximadamente 500.000 empregos diretos e indiretos, ocupando uma área em torno de 284 mil hectares, com uma distribuição de aproximadamente 220.000 propriedades, 85% das quais com menos de 10 ha. A maior parte desta área encontra-se distribuída ao longo do litoral do Nordeste, em sistemas de produção semi-extrativistas, já que 80% dos produtores não aplicam tecnologias relacionadas a irrigação, controle fitossanitário

e adubação, o que justifica a atual baixa produtividade, estimada em 30 frutos/planta/ano (FONTES et al., 2003; WANDERLEY; LOPES, 2009; IBGE, 2011).

Esta situação é agravada pela ocorrência de pragas como a broca-do-olho-do-coqueiro *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae), que no Brasil, já foi encontrada nos seguintes estados: Amazonas, Bahia, Maranhão, Minas Gerais, Pará, Paraíba, Paraná, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, São Paulo, Sergipe (FERREIRA et al., 2002) e também em Alagoas.

Os adultos são besouros de coloração preto-fosca, que medem entre 3,5 e 6,0 cm, e apresentam um rostro alongado, com cerca de 1 cm de comprimento, sendo que o dos machos apresenta uma série de pêlos em forma de escova na região dorsal, diferindo assim do das fêmeas, que é liso. As larvas são brancas, com cabeça castanho-escura, recurvadas e chegam a medir 7,5 cm de comprimento ao final do seu desenvolvimento. As pupas são amareladas e permanecem abrigadas no interior de um casulo de 8 a 10 cm de comprimento, construído pela larva com as fibras do coqueiro (HOWARD, 2001; GALLO et al., 2002; FERREIRA et al., 2002).

¹ Engenheiro-agrônomo, Ph.D. em Fitossanidade, pesquisador da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Rio Largo, AL, aldo@cpatc.embrapa.br.

² Engenheiro-agrônomo, Ph.D. em Entomologia, professor da Universidade Federal de Alagoas, Arapiraca, AL, silva_es@yahoo.com.br

³ Bióloga, Ph.D. em Fitossanidade, bolsista da Universidade Federal de Alagoas, Maceió, AL, carlaruthdecarvalhobarbosa@gmail.com.

⁴ Bióloga, bolsista da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Alagoas, Maceió, AL, nubia.biologia@hotmail.com.

⁵ Biólogo, Ph.D. em Entomologia, pesquisador da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Rio Largo, AL, guzzo@cpatc.embrapa.br.

Os danos à cultura são causados pelas larvas, que destroem o broto apical (palmito), construindo galerias no estipe, e pelos adultos que agem como transmissores do nematóide *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard, causador da doença conhecida por anel-vermelho-do-coqueiro. O ataque severo, quando concentrado na copa da palmeira, causa queda das folhas verdes e da copa, levando geralmente a planta à morte (FERREIRA; MICHEREFF FILHO, 2002; FERREIRA; LINS, 2006). Recentemente, descobriu-se também uma estreita relação entre *R. palmarum* e a resinose do coqueiro, outra doença bastante severa para a cultura, causada pelo fungo *Thielaviopsis paradoxa* (De Seynes) Höhl (*Chalara paradoxa*; teliomorfo *Ceratocystis paradoxa*) (PARRA et al., 2003; WARWICK; TALAMINI, 2009).

O controle de *R. palmarum* tem sido basicamente o cultural, o mecânico, o químico ou o biológico, existindo a possibilidade de monitoramento e controle de adultos utilizando armadilhas com feromônios sexuais sintetizados. Tendo em vista a dificuldade na coleta de larvas como forma de controle e a inexistência de inseticida registrado para *R. palmarum* junto ao Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (AGROFIT, 2011), o controle biológico apresenta-se como alternativa viável. O uso de iscas vegetais contaminadas com esporos de fungo *Beauveria bassiana* (Bals.) é uma alternativa que vem sendo adotada pela Embrapa Tabuleiros Costeiros para o controle de adultos de *R. palmarum*, por autodisseminação (FERREIRA; MICHEREFF FILHO, 2002). No entanto, as inspeções às armadilhas para a sua manutenção, ou para a remoção dos adultos, deve ser periódica e constante (FERREIRA et al., 2002), pois quando manejadas de forma inadequada, as iscas podem atrair ainda mais insetos aos coqueirais, aumentando assim a população da praga e os níveis de infestação, causando um efeito inverso ao desejado.

Assim, apesar de haver uma série de táticas de controle para essa praga, ainda não existe uma que seja eficiente, econômica e ecologicamente viável, eliminando a ocorrência de elevados danos nos coqueirais. Nesse sentido, o controle das larvas desse inseto pode ser uma alternativa a ser explorada, basicamente por dois motivos: a eliminação das larvas leva à diminuição da população do inseto no campo e; a eliminação das larvas, principalmente no início da infestação, pode permitir a recuperação da planta, evitando sua retirada (no caso de não estar contaminada com o nematóide causador do anel-vermelho). Além disso, o controle das larvas pode ser associado às demais táticas existentes, somando esforços e melhorando os resultados.

Atualmente, existe um projeto sendo desenvolvido pela Embrapa Tabuleiros Costeiros, por meio da sua Unidade

de Execução de Pesquisa e Desenvolvimento de Rio Largo, em Alagoas, em parceria com a Universidade Federal de Alagoas (UFAL) - Campus Arapiraca e financiado pela Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Alagoas (FAPEAL) e pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), visando à utilização de nematóides entomopatogênicos (NEPs) para o controle das larvas da broca-do-olho-do-coqueiro. Com esse objetivo, foi desenvolvida uma metodologia de criação dessa praga em laboratório, a fim de se obter larvas para a realização dos bioensaios com NEPs, e podendo estender-se a estudos com outras táticas de controle.

Método de criação da broca-do-olho-do-coqueiro *R. palmarum* em laboratório

Coleta dos insetos no campo para estabelecimento da criação

Machos e fêmeas de *R. palmarum* podem ser coletados no campo utilizando-se armadilhas tipo PET (Figura 1A) ou balde (Figura 1B) (FERREIRA et al., 2002; FERREIRA, 2007; 2009), iscadas com o feromônio de agregação (Figura 1C) e toletes de cana-de-açúcar (para atração e alimentação dos mesmos).

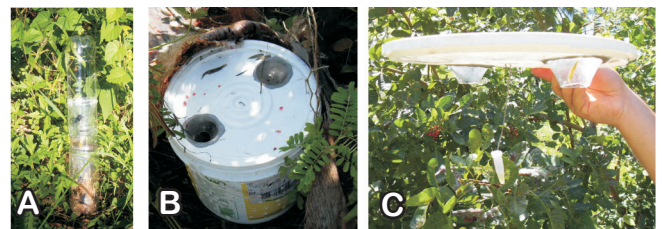


Figura 1. Armadilhas para a captura de *Rhynchophorus palmarum* em campo. A) Armadilha do tipo PET; B) Armadilha do tipo balde; C) Detalhe da tampa do balde, com o frasco de feromônio pendurado.

As armadilhas devem ser instaladas em locais sombreados para evitar a morte dos insetos pela elevada temperatura e desidratação, principalmente nos meses mais quentes e com pouca chuva. Pelo fato de o balde não poder ser enterrado no solo (o que poderia causar a morte dos insetos devido ao acúmulo de água das chuvas), o mesmo deve ser colocado em locais próximos a galhos, cercas-vivas, etc., que servem de suporte para o caminhamento dos insetos até os orifícios de entrada da armadilha (Figura 1B). Os insetos capturados devem ser coletados no mínimo uma vez por semana, a fim de evitar o estresse ocasionado pela falta de alimento e água (neste caso, ressecamento da dieta), o que poderia diminuir a longevidade em laboratório e, por consequência, o número de ovos depositados pelas fêmeas.

Nas coletas realizadas em coqueirais no Estado de Alagoas, têm-se observado a presença de ácaros de

coloração marrom-avermelhada aderidos ao corpo dos insetos adultos coletados no campo (Figura 2).

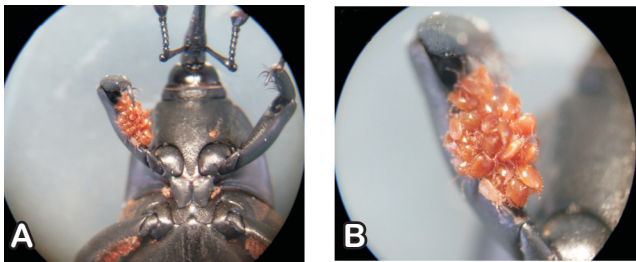


Figura 2. *Rhynchophorus palmarum* infestado com ácaros da família Diplogyniidae. A) Face ventral de adulto infestado; B) Detalhe da perna do inseto infestada.

Estes ácaros, que ainda estão sendo identificados ao nível de espécie, pertencem à Família Diplogyniidae, cujos representantes têm tamanho relativamente grande e possuem afinidade com insetos (SEEMAN, 2007), já tendo sido encontrados sobre insetos de diversas ordens, principalmente coleópteros (SEEMAN, 2007; KAZEMI et al., 2008).

Até o momento, não foi observada morte ou alteração na biologia dos insetos trazidos ao laboratório, como consequência da infestação pelos ácaros, sendo que estes sobreviveram por poucos dias no ambiente onde são mantidos os insetos. No entanto, segundo Seeman (2007), enquanto os adultos de Diplogyniidae são encontrados aderidos aos insetos, as formas jovens destes ácaros são predadoras no ambiente onde o inseto vive. Desta forma, caso os ácaros não sejam eliminados e venham a se estabelecer na criação de *R. palmarum*, é possível que as suas formas jovens predem os ovos e larvas do inseto, eventualmente causando o declínio da criação, além de infestar criações de outros insetos de interesse. Como medida preventiva, recomenda-se lavar os insetos em água corrente, retirando-se os ácaros, antes de transferi-los à criação.

Uma vez transportados para o laboratório, os insetos devem ser transferidos para caixas plásticas (40 x 27 x 13 cm) perfuradas nas laterais e na tampa, contendo toletes de cana-de-açúcar (10 cm de comprimento) cortados ao meio (Figura 3) e embebidos com dieta líquida.



Figura 3. Caixa plástica perfurada utilizada para criação de *Rhynchophorus palmarum* em laboratório.

Podem-se utilizar 4 a 5 toletes cortados ao meio, e cerca de 30 insetos adultos por caixa, sendo os toletes trocados a cada dois dias. Caso a quantidade de insetos seja menor, a troca pode ser feita em intervalos maiores.

Preparação das dietas para adultos e larvas

A dieta líquida para os adultos de *R. palmarum* foi desenvolvida, baseando-se na afirmação de Parra (2001), de que, muitas vezes, os insetos adultos necessitam de fontes de carboidratos e de proteínas para complementar suas exigências nutricionais e ovipositarem. Esta dieta pode ser preparada a frio, simplesmente misturando os ingredientes constantes da Tabela 1, e pode eventualmente ser armazenada por alguns dias em geladeira, para uso posterior. No entanto, como não leva conservantes, o tempo de armazenamento deve ser o menor possível.

Tabela 1. Componentes da dieta líquida para adultos de *Rhynchophorus palmarum*.

Componentes	Quantidades
Água destilada	1 L
Levedo de cerveja	30 g
Melaço de cana	10 mL
Solução vitamínica ¹	10 mL

¹ Os componentes da solução vitamínica são: ácido fólico 0,25 mg, biotina 0,02 mg, inositol 20,0 mg, niacinamida 1,0 mg, pantotenato de cálcio 1,0 mg, piridoxina 0,25 mg, riboflavina 0,5 mg, tiamina 0,25 mg e vitamina B₁₂ 0,002 mg. Todos os componentes podem ser facilmente adquiridos no mercado nacional sendo que a vitamina B₁₂ é comercializada na forma líquida e os demais componentes na forma sólida. Para obtenção da solução, todos os componentes devem ser misturados em 1,0 L de água destilada e armazenados sob refrigeração (CORRÊA, 2006).

Para o preparo da dieta sólida para as larvas, inicialmente deve-se descascar um tolete de cana-de-açúcar e pesar a quantidade necessária em balança analítica. A fibra da cana-de-açúcar pode ser obtida batendo-se o tolete no liquidificador com 100 mL de água destilada. A fibra deve ser então colocada em panela, juntamente com os demais ingredientes (Tabela 2), com exceção do ágar (que deve ser dissolvido em 100 mL de água destilada em fogo brando), da solução vitamínica e do ácido propiônico. Todos os ingredientes devem ser levados ao fogo e, quando atingir o ponto de massa homogênea, deve ser acrescentado o ágar previamente dissolvido. A massa é então homogeneizada em fogo brando e, somente quando a dieta estiver morna (mais ou menos 45°C), deve-se acrescentar a solução vitamínica e o ácido propiônico. Uma vez pronta, a dieta deve ser deixada para esfriar, adquirindo uma consistência pastosa, podendo então ser colocada em recipiente com tampa e mantida em geladeira (12°C) por, no máximo, uma semana.

Tabela 2. Componentes da dieta artificial sólida para larvas de *Rhynchophorus palmarum* (modificado de Sánchez et al., 1993).

Componentes	Quantidades
Ácido propiônico ¹	0,75 mL
Açúcar refinado	11 g
Ágar-ágar ¹	20 g
Água destilada	200 mL
Aveia em flocos	34 g
Farinha de milho fina (fubá)	65 g
Fibra de cana	52 g
Óleo de coco	45 gotas
Solução vitamínica ^{1,2}	20 mL

¹ Estes ingredientes não devem ser adicionados aos demais durante a fervura.

² Os componentes da solução vitamínica são: ácido fólico 0,25 mg, biotina 0,02 mg, inositol 20,0 mg, niacinamida 1,0 mg, pantotenato de cálcio 1,0 mg, piridoxina 0,25 mg, riboflavina 0,5 mg, tiamina 0,25 mg e vitamina B₁₂ 0,002 mg. Todos os componentes podem ser facilmente adquiridos no mercado nacional sendo que a vitamina B₁₂ é comercializada na forma líquida e os demais componentes na forma sólida. Para obtenção da solução, todos os componentes devem ser misturados em 1,0 L de água destilada e armazenados sob refrigeração (CORRÊA, 2006).

Condução da criação no laboratório

Os toletes de cana-de-açúcar são utilizados pelo inseto adulto como fonte de alimento (Figura 4A) e substrato para postura de ovos (Figura 4B).

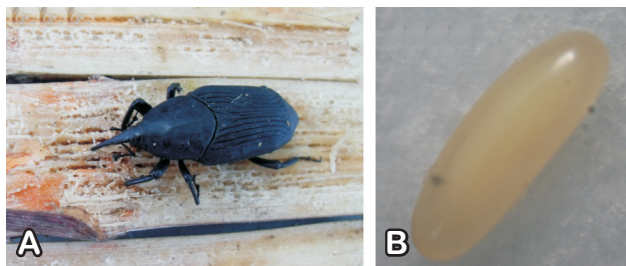


Figura 4. *Rhynchophorus palmarum* em laboratório. A) Fêmea alimentando-se do colmo de cana-de-açúcar embebido em dieta líquida; B) Ovo retirado do colmo de cana-de-açúcar.

A etapa de obtenção dos ovos do substrato de oviposição é a mais delicada, devido à baixa viabilidade natural dos ovos (cerca de 50%), agravada pela manipulação destes. Dessa forma, é recomendado o treinamento adequado de um técnico para a realização desse procedimento.

Existem duas formas de se retirar os insetos dos toletes. A primeira é extrair cuidadosamente os ovos dos toletes, utilizando-se estilete ou bisturi, e transferi-los para placas de 24 células contendo 1 cm³ de dieta artificial sólida para o desenvolvimento larval (Figura 5, Tabela 2), quantidade esta que deve ser repostada em função do seu consumo pela larva.

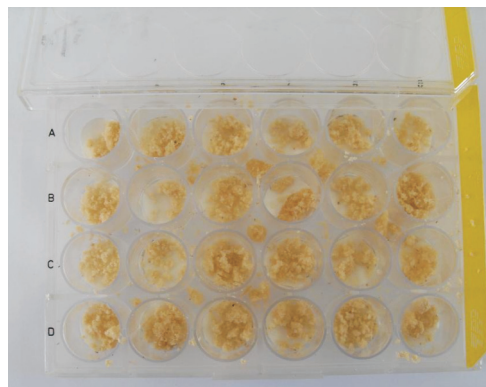


Figura 5. Placa de 24 células contendo dieta artificial sólida para desenvolvimento larval de *Rhynchophorus palmarum*.

Nesse caso, ao atingir cerca de 2 cm de comprimento, as larvas devem ser novamente individualizadas, para evitar o canibalismo, em recipientes plásticos (13 cm x 13 cm x 8 cm) com a tampa perfurada, e alimentadas com a dieta artificial. Qualquer tipo de recipiente de plástico pode ser utilizado, desde que contenha as essas dimensões. Os recipientes de criação devem ser trocados toda vez que se verificar o acúmulo de fezes, o que ocorre, em geral, semanalmente. A viabilidade dos ovos registrada no presente estudo foi de 56,6%, sendo ligeiramente superior ao observado em literatura (SÁNCHEZ et al., 1993). A segunda forma é transferir os toletes para recipientes plásticos maiores (36 cm x 26 cm x 10 cm), perfurados nas laterais e na tampa, mantendo-os por 15 dias. Após esse período, as larvas devem ser extraídas e individualizadas com dieta artificial sólida, conforme descrito anteriormente. É importante ressaltar que a manipulação das larvas, ao invés dos ovos, acarreta maior viabilidade, devido à fragilidade destes últimos, sendo a mortalidade dos ovos maior até do que a causada pelo canibalismo das larvas.

Larvas em instares intermediários, com aproximadamente 4 cm de comprimento, podem ser alimentadas com dieta artificial sólida ou com toletes de cana-de-açúcar. Larvas nos instares finais, com aproximadamente 7 cm de comprimento, devem ser mantidas somente em toletes de cana-de-açúcar, pois estas necessitam de alimento e material fibroso para formação do casulo confeccionado logo antes da fase de pupa. É importante a manutenção da umidade no recipiente para evitar desidratação da pupa, mas deve-se também evitar o excesso de umidade devido aos contaminantes (fungos, bactérias, insetos forídeos, etc.) que podem ser favorecidos pela fermentação do material, podendo levar o inseto à morte. Em geral, a umidade relativa favorável ao desenvolvimento de pupas de insetos é de 70 ± 10% (PARRA, 2001) e, segundo Sánchez et al. (1993), o envolvimento das pupas com papel absorvente umedecido auxiliaria na manutenção desta umidade.

Caso seja necessário manter a criação no laboratório por um tempo prolongado, cerca de 5% das larvas devem ser mantidas até a emergência dos adultos, para que acasalem e ovipositem, retroalimentando a criação (PARRA, 1998; 2001) e diminuindo a necessidade de novas coletas de adultos em campo. O restante das larvas pode ser utilizado para os bioensaios.

Considerações finais

Wilson (1963) relatou que as larvas de *R. palmarum* podem ser criadas em tronco de coqueiro, mas segundo o próprio autor, esta praga se desenvolve melhor em tecidos mais tenros. Além disso, a abertura dos troncos para a extração das larvas seria muito trabalhosa e poderia levar muitas delas à morte.

Nadarajan (1988) descreveu três dietas artificiais para a criação de *R. palmarum*, porém, as mesmas se compõem de 15 ingredientes, o que diminui a praticidade do seu preparo e utilização.

Giblin-Davis et al. (1989) conseguiram criar *R. palmarum* por uma geração em laboratório, confinando casais de adultos em baldes de 19 L contendo um fruto de abacaxi, e depois transferindo as larvas para toletes de cana-de-açúcar perfurados artificialmente. Além de este método demandar muito espaço e mão de obra, os autores verificaram a sobrevivência de apenas uma larva por fruto de abacaxi, sugerindo que o tamanho do substrato de desenvolvimento (o abacaxi, no caso) e o canibalismo larval são fatores limitantes da criação. Este resultado enfatiza a necessidade da individualização das larvas o mais precocemente possível, para evitar o canibalismo na criação.

Assim, o método aqui apresentado representa um avanço na criação de *R. palmarum* em laboratório, em razão da reduzida demanda de espaço e de mão de obra, em comparação aos métodos já estudados, possibilitando a manutenção da praga em laboratório e o fornecimento de material biológico para realização de bioensaios que objetivam o controle desta espécie.

Referências

AGROFIT – Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Brasília: MAPA, 2011. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 3 de agosto de 2011.

CORRÊA, F. A. S. F. 2006. **Criação em laboratório de *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) com diferentes dietas artificiais**. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

FAO. **Economic and Social Department. Statistics Division**. 2011. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>>. Acesso em: 7 de julho de 2011.

FERREIRA, J. M. S. **Resinose do coqueiro: como identificar e manejar**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2007. 1 CD-ROM. Disponível em: <http://www.cpatc.embrapa.br/publicacoes_2007/ResinoseCoqueiro.pdf>. Acesso em: 15 de agosto de 2011.

FERREIRA, J. M. S. Pragas e métodos de controle ajustados à baixa capacidade de investimento dos pequenos produtores rurais. In: CINTRA, F. L. D.; FONTES, H. R.; PASSOS, E. E. M. et al. (Ed.). **Fundamentos tecnológicos para a revitalização das áreas cultivadas com coqueiro gigante no Nordeste do Brasil**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2009. 233 p. p.191-218.

FERREIRA, J. M. S.; LINS, P. M. P. **Pragas do coqueiro**. In: FERREIRA, J. M. S.; FONTES, H. R. (Ed.). **Produção integrada de coco: identificação de pragas, doenças e desordens nutricionais e fisiológicas**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2006. 88 p. p. 11-68.

FERREIRA, J. M. S.; MICHEREFF FILHO, M. Pragas e métodos de controle. In: FONTES, H. R.; FERREIRA, J. M. S.; SIQUEIRA, L. A. (Ed.). **Sistema de produção para cultura do coqueiro**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2002. 65 p. p. 35-49. (Sistemas de Produção, 1). Disponível em: <<http://www.cpatc.embrapa.br/download/SP1.pdf>>. Acesso em: 15 de agosto de 2011.

FERREIRA, J. M. S.; ARAÚJO, R. P. C.; SARRO, F. B. Táticas de manejo das pragas. In: FERREIRA, J. M. S. (Ed.). **Coco, fitossanidade**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2002. 136 p. p. 83-106. (Frutas do Brasil, 28).

FONTES, H. R.; RIBEIRO, F. E.; FERNANDES, M. F. Introdução. In: FONTES, H. R.; RIBEIRO, F. E.; FERNANDES, M. F. (Ed.). **Coco, produção**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros – Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. 106 p. p. 9. (Frutas do Brasil, 27).

GALLO, D. et al. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p.

GIBLIN-DAVIS, R. M.; GERBER, K.; GRIFFITH, R. Laboratory rearing of *Rhynchophorus cruentatus* and *R. palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). **Florida Entomologist**. Gainesville, FL v. 72, n. 3, p. 480-488, 1989.

HOWARD, F. W. The animal class Insecta and the plant family Palmae. In: HOWARD, F. W.; MOORE, D.; GIBLIN-DAVIS, R. M. et al. (Ed.). **Insects on palms**. Wallingford: CABI Publishing, 2001. 400 p. p. 1-32.

IBGE. Sistema IBGE de Recuperação Automática – SIDRA. **Levantamento sistemático da produção agrícola:** julho 2011. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/default.asp?t=5&z=t&o=1&u1=1&u2=1&u3=1&u4=1&u5=1&u6=1&u7=1&u8=1&u9=1&u10=1&u11=1&u12=3&u13=1&u14=26674&u15=24&u16=1>>. Acesso em 18: de agosto de 2011.

KAYA, H. K.; STOCK, S. P. Techniques in insect nematology.. In: LACEY, L. A. (Ed.). **Manual of techniques in insect pathology**. San Diego: Academic Press, 1997. 409 p. p.281-324

KAZEMI, S. et al. A new species of *Weiseronyssus Samsinak* 1962 (Acari: Mesostigmata: Diplogyniidae) from Iran, with a key for genera. **Zootaxa**, New Zealand, v. 1824, p. 17-27, 2008.

NADARAJAN, L. **Laboratory rearing of the palm weevil *R. palmarum* L. on artificial diet**. Versailles: INRA, 1988. 18 p.

PARRA, D; MORILLO, F.; SÁNCHEZ, P. et al. Presencia de *Thielaviopsis paradoxa* De Seynes Höhn en el tubo digestivo de *Rhynchophorus palmarum* Linneo (Coleoptera: Curculionidae). **Entomotropica**, Maracay, v. 18, n. 1, p.49-55, 2003.

PARRA, J. R. P. Criação de insetos para estudos com patógenos. In: ALVES, S. B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. 1163 p. p.1015-1038.

PARRA, J. R. P. **Técnicas de criação de insetos para programas de controle biológico**. Piracicaba: ESALQ/FEALQ, 2001. 134 p.

SÁNCHEZ, P. A.; JAFFÉ, K.; HERNÁNDEZ, J. V. et al. Biología y comportamiento del picudo del cocotero *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). **Boletín de Entomología Venezolana**, Maracay, v. 8, n. 1, p.83-93, 1993..

SEEMAN, O. D. A new species of *Paradiplogynium* (Acari: Diplogyniidae) from *Titanolabis colosse*a (Dohrn) (Dermaptera: Anisolabididae), Australia's largest earwig. **Zootaxa**, New Zealand, v. 1386, p. 31-38, 2007.

SHAMSELDEAN, M. M. Laboratory trials and field applications of Egyptian and foreign entomopathogenic nematodes used against the red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* Oliv. **International Journal of Nematology**, Bethesda, MD, v. 14, n. 1, p.44-55, 2004.

SOSAMMA, V. K. Distribution of entomopathogenic nematodes in coconut gardens of Kerala State and pathogenicity of *Steinernema feltiae* to red weevil, *Rhynchophorus ferrugineus*. **Journal of Plantation Crops**, Kerala, v. 34, n. 3, p. 429-431, 2006..

WANDERLEY, M.; LOPES, G. M. B. Importância sócio-econômica da produção de coco seco no Brasil. In: CINTRA, F. L. D.; FONTES, H. R.; PASSOS, E. E. M. et al. (Ed.). **Fundamentos tecnológicos para a revitalização das áreas cultivadas com coqueiro gigante no Nordeste do Brasil**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2009. 233 p. p. 14-23.

WARWICK, D. R. N.; TALAMINI, V. Doenças e métodos de controle ajustados à baixa capacidade de investimento dos pequenos produtores rurais. In: CINTRA, F. L. D.; FONTES, H. R.; PASSOS, E. E. M. et al. (Ed.). **Fundamentos tecnológicos para a revitalização das áreas cultivadas com coqueiro gigante no Nordeste do Brasil**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2009. 233 p. p. 157-190.

WILSON, M. Investigations into the development of the palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* L. **Tropical Agriculture**, Trinidad, v. 40, n. 3, p. 185-196, 1963.

Apoio



Comunicado Técnico, 116

Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento



Exemplares desta edição podem ser adquiridos na: **Embrapa Tabuleiros Costeiros**

Endereço: Avenida Beira Mar, 3250, CP 44, CEP 49025-040, Aracaju - SE.

Fone: (79) 4009-1344

Fax: (79) 4009-1399

E-mail: sac@cpatc.embrapa.br

Disponível em http://www.cpatc.embrapa.br/publicacoes_2011/cot_116.pdf

1ª edição (2011)

Comitê de publicações

Presidente: Ronaldo Souza Resende.

Secretária-executiva: Raquel Fernandes de Araújo Rodrigues

Membros: Edson Patto Pacheco, Élio César Guzzo, Hymerson Costa Azevedo, Ivênio Rubens de Oliveira, Joézio Luiz dos Anjos, Josué Francisco da Silva Junior, Luciana Marques de Carvalho, Semíramis Rabelo Ramalho Ramos e Viviane Talamini.

Expediente

Supervisora editorial: Raquel Fernandes de Araújo Rodrigues

Tratamento das ilustrações: Nathalie de Góis Paula

Editoração eletrônica: Nathalie de Góis Paula

Autor das imagens: Aldomario Santo Negrísoli Júnior