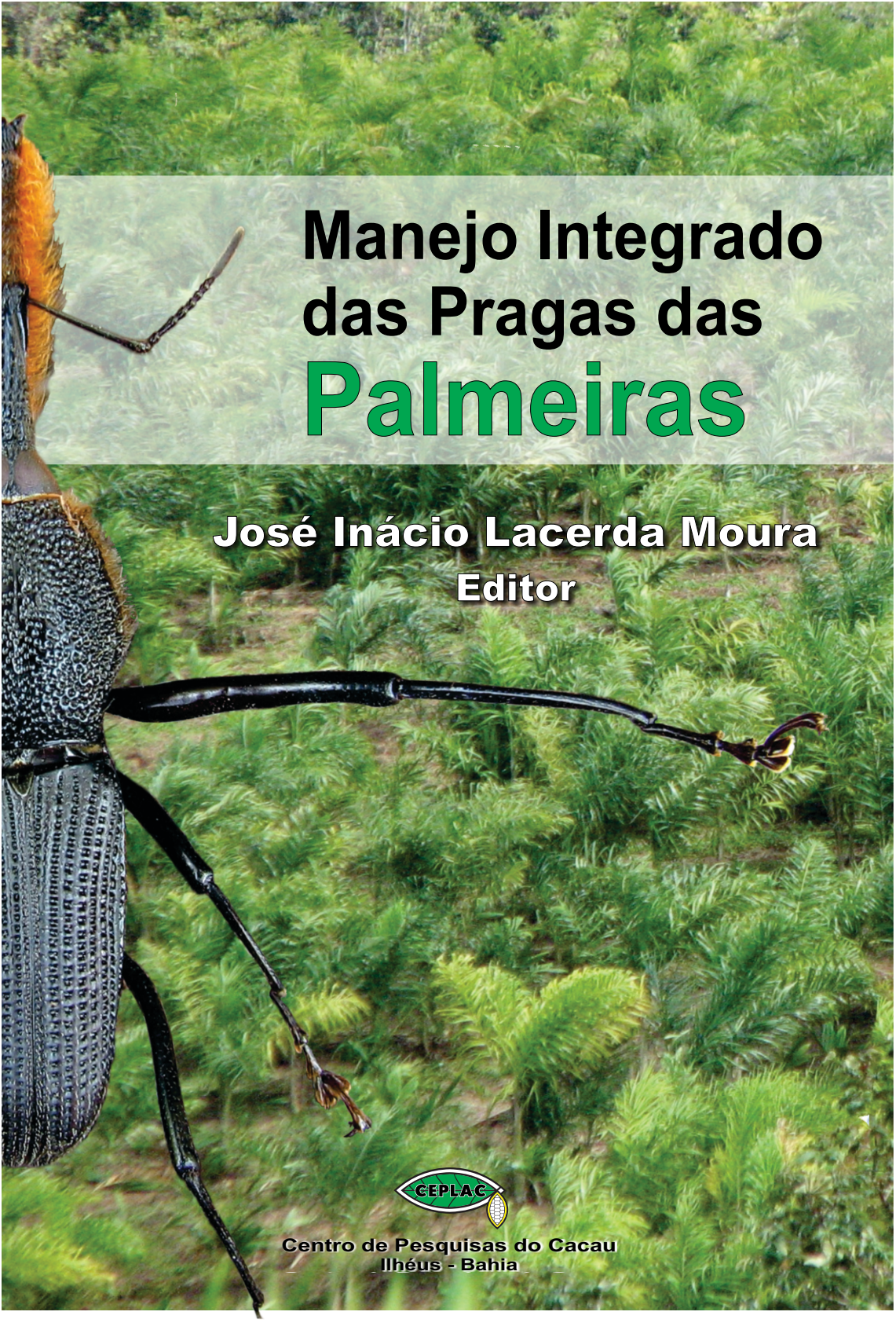




Manejo Integrado das Pragas das **Palmeiras**

José Inácio Lacerda Moura
Editor



Centro de Pesquisas do Cacau
Ilhéus - Bahia

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO
Comissão Executiva do Plano da Lavoura Cacaueira

MANEJO INTEGRADO DAS PRAGAS DAS PALMEIRAS

MAPA
Bahia
2017

© 2017 Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento.

Todos os direitos reservados. Permitida a reprodução parcial ou total desde que citada a fonte e que não seja para venda ou qualquer fim comercial.

A responsabilidade pelos direitos autorais de textos e imagens desta obra é do autor.

1ª edição. Ano 2017.

Tiragem: 1.000 exemplares

Elaboração, distribuição, informações:

Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

Comissão Executiva do Plano da Lavoura Cacaueira

Superintendência Regional no Estado da Bahia

Centro de Pesquisas do Cacau

Editor: José Inácio Lacerda Moura

Coeditor: Ronaldo Costa Argôlo

Normalização de referências bibliográficas: Maria Christina de C. Faria

Editoração eletrônica: Jacqueline C. C. do Amaral e Selenê Cristina Badaró.

Capa: Ronaldo Costa Argôlo Filho

634.6
M924

MOURA, J. I. L. ed. 2017. Manejo integrado das pragas das palmeiras.
Ilhéus, BA. CEPLAC/ESMAI. 186p.

1. Palmeira - Manejo integrado. I. Título.

LISTA DOS AUTORES

Editor:

José Inácio Lacerda Moura

Engenheiro Florestal, doutor em Entomologia agrícola, pesquisador do Centro de Pesquisa da Cacau-CEPEC, CEPLAC/MAPA, Estação Experimental Lemos Maia, Una, Bahia.

Coeditor:

Ronaldo Costa Argôlo

Zootecnista, mestre em Desenvolvimento regional e meio ambiente, Editor da Revista Agrotrópica do Centro de Pesquisa do Cacau-CEPEC, CEPLAC/MAPA, Ilhéus, Bahia.

Autores:

Flávio Costa Miguens

Biólogo, doutor em ciências biológicas, professor da Universidade Estadual Norte Fluminense, Darci Ribeiro, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro.

Joana Maria Santos Ferreira

Engenheira-agrônoma, mestre em entomologia, pesquisadora da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju-Sergipe.

Elisângela Gomes Fidelis de Moraes

Engenheira-agrônoma, doutora em Entomologia, pesquisadora da Embrapa Roraima, Boa vista, Roraima.

Izabel Vieira de Souza

Engenheira-agronoma, mestre em produção vegetal, professora do Instituto Federal de Alagoas (IFAL) / Campus Santana do Ipanema, Santana do Ipanema, Alagoas.

Elio Cesar Guzzo

Biólogo, doutor em entomologia, pesquisador da Embrapa Tabuleiros Costeiros / UEP Rio Largo, Rio Largo, Alagoas.

Rosely Pereira

Bolsista da Embrapa Roraima/estudante de Biologia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Roraima. Boa Vista, Roraima.

Denise Navia

Bióloga, doutora em entomologia, pesquisadora da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal.

Margarete Valverde de Macedo

Bióloga, doutora em ecologia, professora da Universidade Federal do Rio de Janeiro/ Instituto de Biologia, Cidade Universitária, Rio de Janeiro - Rio de Janeiro.

Viviane Grenha

Bióloga, doutora em ecologia, Secretaria de Meio Ambiente do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.

Ricardo Ferreira Monteiro

Biólogo, doutor em ciências biológicas ecologia, professor da Universidade Federal do Rio de Janeiro/ Instituto de Biologia. Cidade Universitária, Rio de Janeiro - Rio de Janeiro.

Carlos Alex Lima Guimarães Silva

Engenheiro Agrônomo, produtor rural, Ilhéus, Bahia.

Raúl René Melendez Valle

Engenheiro Agrônomo, PhD em Fisiologia Vegetal, pesquisador do Centro de Pesquisa do Cacau - CEPEC, CEPLAC/MAPA, Ilhéus, Bahia.

Maria das Graças Conceição Parada Costa Silva

Engenheira Agrônoma, mestre em Desenvolvimento regional e meio ambiente, pesquisadora do Centro de Pesquisa do Cacau - CEPEC, CEPLAC/MAPA, Ilhéus, Bahia.

Ricardo Bohrer Sgrillo

Engenheiro Agrônomo, doutor em entomologia agrícola, pesquisador do Centro de Pesquisa do Cacau - CEPEC, CEPLAC/MAPA, Ilhéus, Bahia. *In Memoriam*.

Lindolfo Pereira Santos

Bacharel em Matemática com especialização em Estatística. Centro de Pesquisa do Cacau - CEPEC, CEPLAC/MAPA, Ilhéus, Bahia.

Sandra Mara da Silva Gomes

Bióloga, doutora em Entomologia pela Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais.

Ricardo Sales Tinoco

Engenheiro agrônomo, doutor em entomologia agrícola, gerente de fitossanidade e pesquisa do grupo Agropalma.

Kátia Curvelo Bispo

Engenheira agrônoma, mestre em desenvolvimento regional e meio ambiente. Ilhéus, Bahia.

APRESENTAÇÃO

Significante contribuição da Comissão Executiva do Plano da Lavoura Cacaueira (CEPLAC) à sociedade acadêmica e científica tem sido as publicações técnicas por intermédio da Revista Agrotrópica, Boletins Técnicos, Cartilhas e Livros, divulgando os resultados de pesquisa não somente relacionados à cacauicultura, mas também, de muitos outros cultivos tropicais.

O livro “**Manejo Integrado das Pragas das Palmeiras**” faz parte do esforço para a contribuição citada. Elaborado por um grupo de pesquisadores, professores e técnicos da área biológica, sob a competente coordenação do Dr. José Inácio Lacerda Moura, este livro inédito destina-se a ser utilizado por estudantes, pesquisadores e produtores rurais.

Na parte inicial o livro aborda com profundidade aspectos técnicos do *Rhynchophorus palmarum* praga de grande significância econômica ao dendezeiro no estado da Bahia e do coqueiro nas diferentes regiões onde é cultivado. Discorre acerca dos danos diretos sobre as plantas e como atuam vetores de doenças como o “Anel-Vermelho” e a “Resinose”, sendo a relação entre o inseto e esta última ainda pouco conhecida. Apresenta nos capítulos seguintes os aspectos descritivos, bioecologia, caracteres morfológicos, injúrias, perdas e manejo integrado de outras 18 espécies de insetos pragas da família Arecáceas (ex-palmacea). O último capítulo do livro é dedicado à **Endoterapia** uma prática de controle de pragas ainda pouco utilizada no Brasil, mas largamente empregada em muitos países da Europa, Oceania e América do Norte.

Entendemos que produzir e difundir conhecimentos como este também faz parte da missão da CEPLAC e nesta tarefa, no campo que nos compete atuar, este livro irá preencher uma lacuna hoje existente.

Parabenizamos o Dr. José Inácio e coautores desta obra, pela iniciativa e valiosa contribuição técnico-científica ao país.

Manfred Willy Müller

Coordenação Técnica-Científica da CEPLAC

PREFÁCIO

Livros como este emocionam até mesmo os que não estão próximos ao tema, pela beleza da sua narrativa simples, porém, sofisticada em detalhes da história natural dos insetos que vivem das palmáceas, ricamente ilustrada. Tudo isto, fruto da fantástica capacidade de observar do seu autor entomologista José Inácio, acompanhado por coautores com destacada competência na área.

Um livro como esse é sempre muito bem vindo, pela lacuna que preenche ao tratar do controle dos insetos-praga de uma família tão importante como a das palmáceas nos trópicos. Quase nada existe sobre o assunto em nosso meio e esta obra servirá como fonte de consulta e orientação para estudantes, pesquisadores, professores e produtores rurais. Os conhecimentos, tecnologias e técnicas abordadas certamente contribuirão para a necessária diminuição e melhor utilização dos agrotóxicos no controle das pragas. Conhecer a biologia e a ecologia dos insetos, seus hábitos de vida, irá auxiliar a elaboração de estratégias que permitirão uma convivência mais harmoniosa entre os plantios e o meio ambiente, o que é, afinal de contas, o desejo da sociedade.

Este é um trabalho de merecido destaque, não apenas pelo seu relevante impacto regional, mas muito pelo compromisso do José Inácio de contar os fatos e as verdades científicas colhidas nas pesquisas de campo, sua marca maior. Estudioso, dedicado e curioso, o Engenheiro Florestal José Inácio, juntamente com outros renomados especialistas, criou uma obra de inestimável valor para produtores rurais, empresários, estudantes e pesquisadores, particularmente da América Latina. A rica contribuição do José Inácio para o controle das pragas por meio de armadilhas contendo substâncias atraentes, de alimentação ou sexuais, usada de modo pioneiro no campo, evidencia o seu compromisso e a sua inteligência a serviço do bem coletivo. Neste sentido, este livro é um prêmio que ele oferece ao desenvolvimento regional.

Muito ainda precisa ser feito para exercermos o controle sobre as populações das pragas que afetam nossas lavouras, de modo a minimizar ou eliminar o uso dos agrotóxicos. Este livro vem contribuir

com novos conhecimentos, novas tecnologias e profissionais mais capacitados para afastar o uso crescente de agrotóxicos como uma rotina em nossa agricultura.

Parabéns José Inácio e demais autores. Parabéns à CEPLAC-CEPEC e à Estação Experimental Lemos Maia, Una, Bahia.

Evaldo F. Vilela

Engenheiro Agrônomo, Mestre em Entomologia e Ph.D. em Ecologia Química; Ex-Reitor da Universidade Federal de Viçosa e Membro da Academia Brasileira de Ciências; Presidente da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais – FAPEMIG.

SUMÁRIO

Ordem Coleoptera

Familia Curculionidae

Capítulo 1 - *Rhynchophorus palmarum* 13

Capítulo 2 - *Rhinostomus barbirostris* 49

Capítulo 3 - *Homalinotus coriaceus* 53

Capítulo 4 - *Amerrhinus ynca* 57

Capítulo 5 - *Metamasius* sp. 63

Capítulo 6 - *Parisoschoenus obesulus* 67

Familia Scarabaeidae

Capítulo 7- *Strategus aloeus* 69

Familia Chrysomelidae

Capítulo 8 - *Coralimela brunnea* 73

Capítulo 9 - *Pachymerus* spp. 77

Capítulo 10 - *Delocrania cossyphoides* 85

Capítulo 11 - *Himatidium neivai* 87

Ordem Lepidoptera

Familia Pyralidae

Capítulo 12 - *Hyalospila ptychis* 91

Familia Nymphalidae

Capítulo 13 - *Brassolis sophorae* 93

Capítulo 14 - *Opsiphanes invirae* 97

Familia Castniidae

Capítulo 15 - *Eupalamides cyparissias cyparissias* 99

Ordem Hemiptera

Familia Aphididae

Capítulo 16 - *Cerataphis* sp. 105

Familia Aleyrodidae

Capítulo 17 - *Aleurodicus* sp. 107

Familia Pentatomidae Capítulo 18 - <i>Lincus lobuliger</i>	109
Ordem Arachnida	
Familia Eriophyidae Capítulo 19 - <i>Aceria guerreronis</i>	129
Familia Tenuipalpidae Capítulo 20 - <i>Raoiella indica</i>	141
Endoterapia	
Capítulo 21 - Endoterapia: uma tática para o controle de pragas em palmeiras altas	149
Literatura Citada	159

Ordem Coleoptera

Família Curculionidae

CAPÍTULO 1 - *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae)

José Inácio L. Moura, Joana Maria S. Ferreira

Introdução

Pragas e doenças causam sérias injúrias as arecáceas (outrora palmáceas) dos continentes Americano, Asiático e Africano, encontrando-se entre as pragas, diversas espécies do gênero *Rhynchophorus* (Lever, 1969). No Brasil, a espécie predominante é o *Rhynchophorus palmarum* L. (Figura 1), (Coleoptera: Curculionidae), que representa a única praga de grande importância econômica ao dendezeiro (*Elaeis guineensis* Jaquim) no estado da Bahia (Moura et al., 1991) e uma das mais importantes do coqueiro nas diversas regiões de seu cultivo. Além dos danos diretos causados pelas larvas de *R. palmarum*, que se alimentam da região meristemática das arecáceas, estes insetos são ainda vetores de doenças, destacando-se a doença “anel-vermelho” causada pelo nematóide *Bursaphelenchus cocophilus* (Goodey, 1933; Goodey, 1960) em dendezeiro e coqueiro e, mais recentemente, a resinose causada pelo fungo *Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau, sobre coqueiros e dendezeiros no nordeste do Brasil.

São várias as informações na literatura especializada sobre o *R. palmarum* e a doença anel-vermelho. Contudo, pouquíssimos são os relatos entre esta espécie de besouro e a doença resinose. Por esta razão, este capítulo tem como objetivo, relatar a comunidade científica, estudantes, agrônomos, eng. florestais, biólogos e técnicos agrícolas, informações sobre a complexa relação existente entre o *R. palmarum*, e as duas doenças.



Figura 1. Adulto de *Rhynchophorus palmarum*.
Fonte: José Inácio L. Moura

Aspectos descritivos e biologia de *Rhynchophorus palmarum*

O gênero *Rhynchophorus* pertence à Família Curculionidae, Subfamília Rhynchophorinae e tribo Rhynchophorini. Várias espécies são pragas dos coqueiros e dendezeiros nos continentes Americano, Africano e Asiático (Lever, 1969). A espécie *R. palmarum*, quando na fase adulta, apresenta coloração preto-opaca, tamanho variando de 40 a 60 mm de comprimento, rostro recurvado, élitros com oito sulcos longitudinais e de aspecto aveludado não cobrindo totalmente a extremidade do abdome. Apresenta dimorfismo sexual, e somente o macho possui cerdas no dorso do rostro (Figura 2A e 2B).

As antenas possuem forma de cotovelo e encaixam-se na base do rostro; a parte posterior do abdome é ligeiramente curva com uma franja de cerdas pretas (Bondar, 1940; Ferreira et al., 1998). Segundo Wilson (1963) e Hagley (1965), as fases de desenvolvimento apresentam as seguintes durações: ovo, 3 a 4 dias; larva, 40 a 60 dias; período pré-pupal, 4 a 12 dias; período pupal, 20 a 30 dias; adulto no casulo, 4 a 10 dias. A duração total do ciclo é de 75 a 90 dias. Estudos têm revelado variações no ciclo biológico de *R. palmarum* em função do tipo da dieta alimentar utilizada (Tabela 1) e do local de ocorrência devido a condições climáticas específicas. A postura ocorre 3 a 8 dias após a emergência das fêmeas, cuja fecundidade é de 100 a 200 ovos. Os adultos apresentam longevidade de 44 dias para o macho e 40 dias para a fêmea. Os ovos, com aproximadamente 2,5 mm de

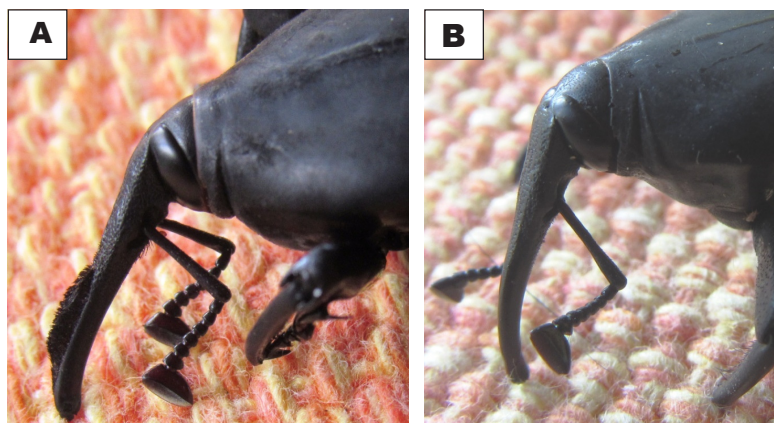


Figura 2 . Macho (A) e fêmea (B) de *Rhynchophorus palmarum*.
Fonte: José Inácio L. Moura

Tabela 1. Tempo de desenvolvimento em dias de *R. palmarum* quando submetido a diferentes tipos de dieta alimentar (Zagatti et al., 1993)

Estádio larval (dias)	Estádio pupal (dias)	Total (dias)	Tipo de alimentação	País
60	24	84	Estipe de dendezeiro	Colômbia
52	27	79	Estipe de coqueiro	Colômbia
120	29	149	Cana-de-açúcar	Colômbia
60	30	90	Dieta semi-sintética	Brasil
87	27	114	Dieta semi-sintética	França

comprimento, são branco-amarelados e colocados nas partes tenras das bases axilares das folhas no estipe da planta hospedeira. A larva, para alcançar seu completo desenvolvimento passa por nove instares; nessa ocasião, mede 75 mm de comprimento por 25 mm de largura, possui o corpo recurvado e de coloração branco-cremosa, sendo subdividido em treze anéis enrugados; em toda a superfície do corpo possui pequenas manchas triangulares, com pêlos rígidos e curtos; no último segmento abdominal apresenta uma crista esculpada com quatro proeminências e pêlos rígidos e compridos, que funcionam como pá, para afastar os resíduos alimentares (Ferreira et al., 1998). No final do último instar, a larva inicia a construção de um casulo, para empupar, formado por filamentos de tecido vegetal e fortemente rígido e bem fechado, onde sofrerá transformações e permanecerá até a emergência do besouro adulto (Figura 3) (Souza et al., 2000).

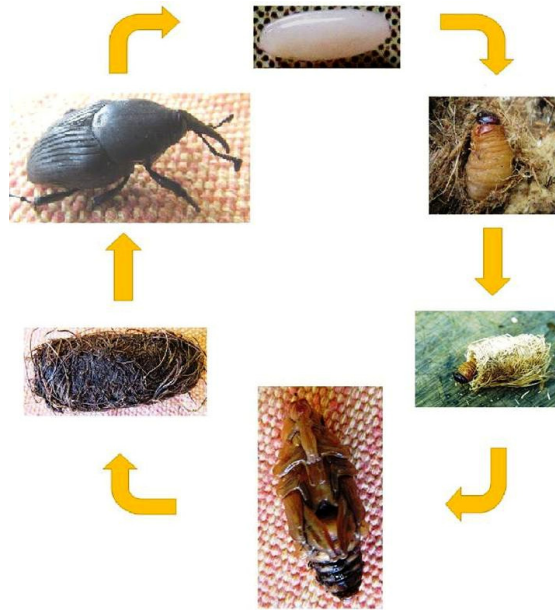


Figura 3. Ciclo de *R. palmarum* No sentido horário (esquerda para direita): ovo, larva, larva construindo o casulo, pupa, casulo que envolve a pupa e adulto.

Fonte: José Inácio Lacerda Moura.

Caracteres morfológicos marcantes do nematóide *Bursaphelenchus cocophilus*

Bursaphelenchus cocophilus (= *Rhadinaphelenchus cocophilus*) é um nematóide associado a plantas da família das palmáceas (Arecaceae), agente causal da doença referida como anel-vermelho em dendezeiro, coqueiro e piaçaveira. É, também, associado a insetos da família Curculionidae, conhecidos como brocas, a exemplo do *Rhynchophorus palmarum*, que o adquire interna e externamente ao seu corpo, durante a alimentação em plantas infectadas pelo nematóide, e o transporta para plantas sadias. Pertence à família Aphelenchoididae e à subfamília Bursaphelenchinae. Pode viver aproximadamente 10 dias nas plantas, migrar e sobreviver no solo, especialmente em solos úmidos. Contudo, Blair (1964) demonstrou que o nematóide não sobrevive no solo por mais que 2 a 3 dias. São parasitos obrigatórios das palmeiras e encontram-se em grande quantidade no interior dos pecíolos foliares, das raques e das raízes das plantas. Pode mover-se 5,6 mm durante uma hora no solo e 0,25 mm no interior da raiz (Esser & Meredith, 1987). Para alimentar-se ingere o conteúdo líquido das células vegetais, por meio de seu estilete, semelhante a uma agulha hipodérmica. Quando recuperado do tecido do hospedeiro, apresenta-se muito ativo em suspensão aquosa (Araújo, 1990). Todo o ciclo do nematóide ocorre no interior da planta hospedeira. Os nematóides não se reproduzem dentro do *R. palmarum* (Chinchilha, 1991). É possível que juvenis infectivos de *B. cocophilus* penetrem no interior da larva de *R. palmarum* através dos espiráculos e lá permaneçam durante todo o processo de metamorfose do inseto. Segundo Cobb (1919), 90% dos adultos do besouro *R. palmarum* transportam o nematóide em suas peças bucais e pernas. Griffith (1971) relatou que as fêmeas dos besouros emergem das pupas, nos casulos, transportando centenas de espécimes do nematóide vivos, presentes na região de seu ovipositor. Quando estes besouros migram dessas plantas infectadas para plantas sadias, atuam como vetores do nematóide causador da doença referida como anel-vermelho dos dendezeiros e coqueiros, ampliando a distribuição da doença. A Figura 4 ilustra os principais caracteres morfológicos da fêmea e do juvenil de *B. cocophilus*. Os machos têm o corpo curvado ventralmente, notadamente na região da cauda. A região labial, o estilete e o esôfago são semelhantes aos das fêmeas.

As fêmeas medem cerca de 1 mm de comprimento (Figura 4A) e são vermes finos e compridos. Quando relaxadas são quase retas ou apenas ligeiramente arqueadas. A região labial é alta, ligeiramente mais estreita que o corpo. Ao microscópio óptico composto aparenta ser lisa (Figura 4B),

conforme menção de Brathwaite e Siddiqi (1975), mas ao microscópio eletrônico de varredura observa-se discreta anelação transversal (Figura 4C). O estilete é delicado (Figuras 4B e D), medindo 11 – 13 mm de comprimento. A vulva pode ou não exibir um epiptigma (“vulval flap”), conforme ilustrado na Figura 4 E. A cauda é alongada, subcilíndrica, com término liso e arredondado (Figura 4F). Os campos laterais exibem quatro linhas, sendo as duas centrais de difícil observação (Figura 4G). Os juvenis são muitos semelhantes às fêmeas, mas a extremidade da cauda desses é pontiaguda (Figuras 4H e I).

Sintomas da doença anel-vermelho em dendezeiro, piaçaveiro e coqueiro.

Os sintomas externos da doença anel-vermelho no dendezeiro e coqueiro são variados e, às vezes, confundidos com outras doenças. Em dendezeiros, os sintomas externos vão desde folhas centrais compactadas lembrando as do repolho, amarelecimento ascendente e secamento dos folíolos. Em coqueiro, ocorre o amarelecimento das folhas, quebra das raquis foliares inferiores, queda gradual dos frutos. Na piaçava, as folhas apresentam coloração amarelada seguido de seca dos folíolos. O estágio final da doença para ambas as espécies de palmeiras, se caracteriza pelo apodrecimento do meristema apical, causado por microorganismos saprofíticos. Nesse estágio são encontrados grande número de casulos de *R. palmarum*.

A denominação anel-vermelho é decorrente do caráter anatômico representado pela presença de um anel de células com depósitos de antocianina formando um anel em cortes transversais do estipe. A associação da coloração avermelhada da antocianina com a forma anelar nos cortes de caule gerou a denominação da doença. O surgimento deste caráter decorre do fato do *B. cocophilus* colonizar os espaços intercelulares, principalmente em associação aos feixes vasculares periféricos (Freire, 1988). Ao contrário do coqueiro, a perfeita visualização do anel em plantas de dendê não é fácil. O mais comum é a ocorrência de lesões na base dos pecíolos jovens, acima do ápice meristemático, formando dois arcos ou apenas um arco lateral. Algumas vezes o tecido necrosado situa-se no interior de um único pecíolo jovem, sendo de difícil detecção. O nematóide, dotado de alta motilidade, pode ser facilmente detectado por meio de prensagem do referido tecido e observação de seiva ao microscópio.

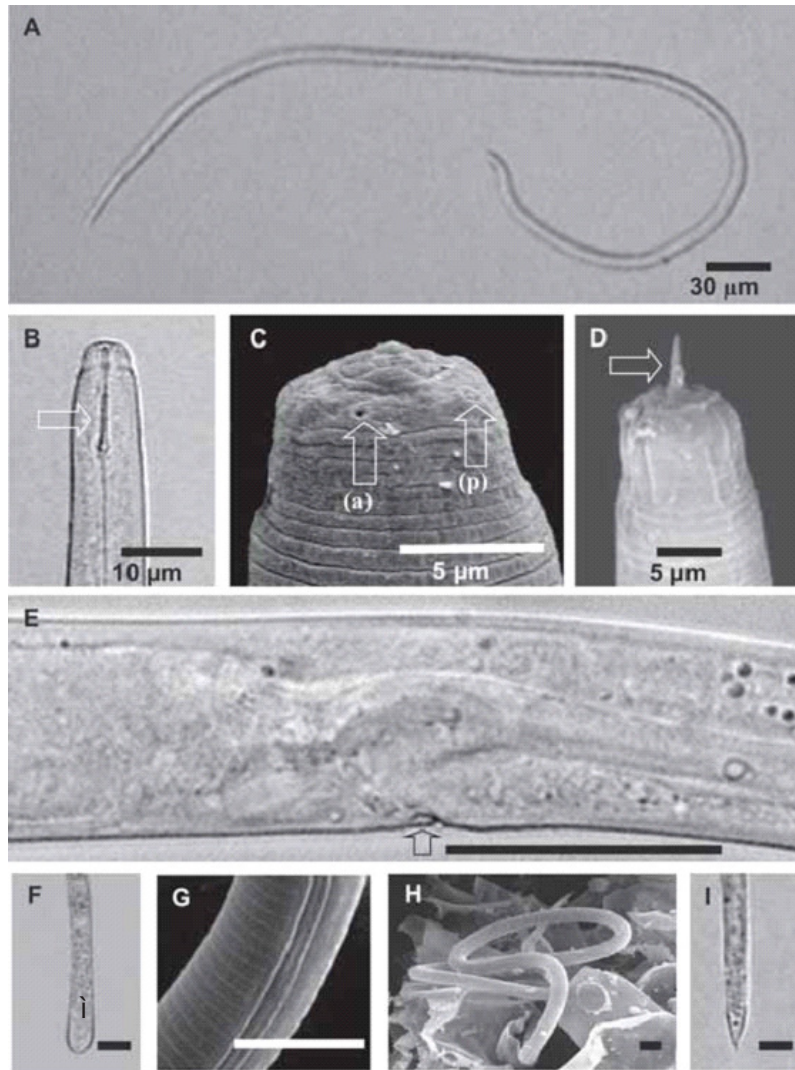
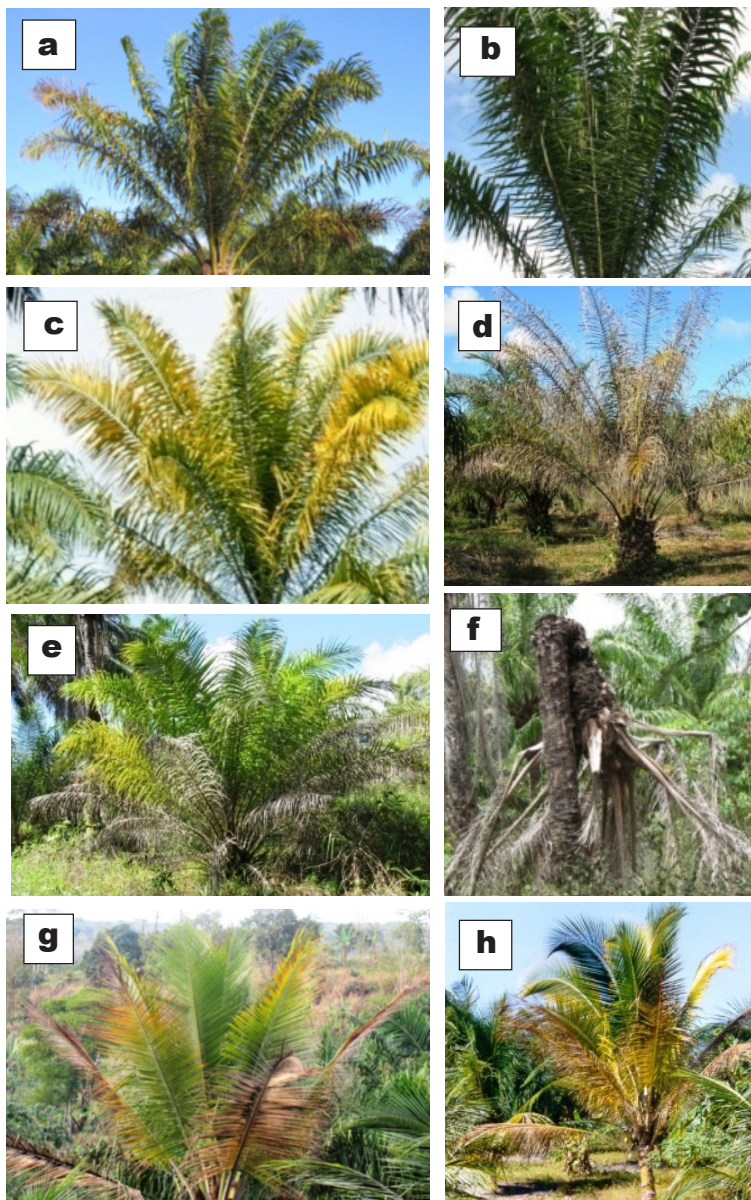


Figura 4. *Bursaphelenchus cocophilus*. **A)** Fotomicrografia da fêmea inteira. **B)** Fotomicrografia da região anterior da fêmea - a seta indica o estilete. **C)** Eletromicrografia de varredura da região anterior da fêmea - as setas indicam uma abertura anfidial (a) e uma papila cefálica (p). **D)** Eletromicrografia de varredura da região anterior de um juvenil - a seta indica o estilete projetado para o exterior do corpo. **E)** Fotomicrografia da vulva - a seta indica o epiptigma “vulval flap”. **F)** Fotomicrografia da cauda da fêmea adulta. **G)** Eletromicrografia de varredura dos campos laterais da fêmea com quatro linhas, sendo as duas centrais geralmente de difícil visualização. **H)** Eletromicrografia de varredura de um juvenil parcialmente imerso nos tecidos do estipe de dendezeiro. **I)** Fotomicrografia da cauda pontiaguda do juvenil - quando não indicado a barra das escalas = 10 μm .

(Eletromicrografias de varredura gentilmente cedidas por Flávio Miguens).

Através da Figura 5, pode-se observar as diferentes formas de manifestação da doença AV externamente e internamente sobre dendezeiros, coqueiros e piaçaveiras. Contudo, devido à semelhança com fitomonas, observação sob microscopia ótica devem ser realizadas quando não houver evidência visual do AV.



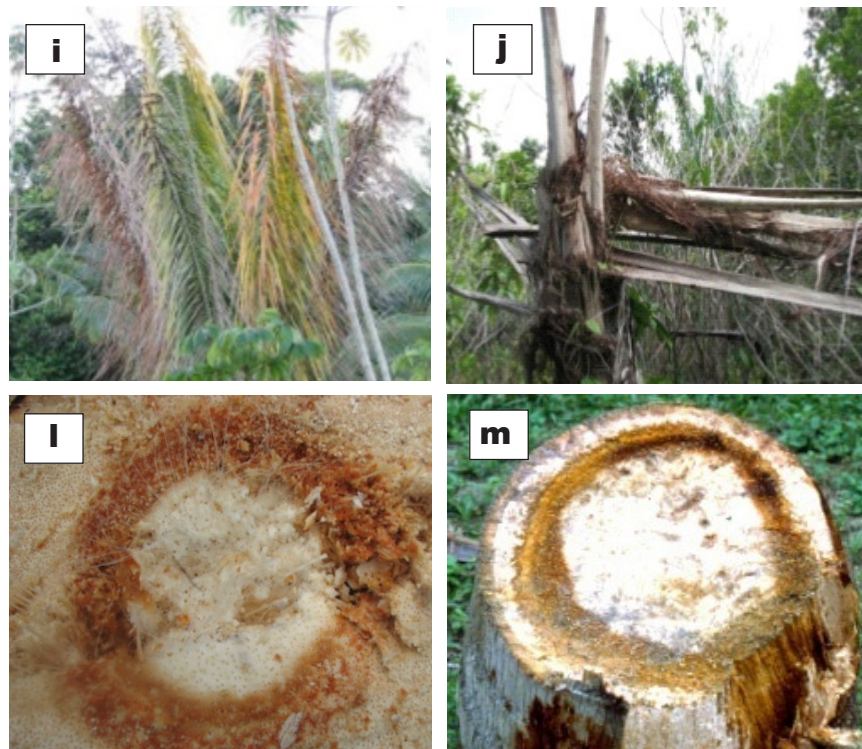


Figura 5. Diferentes sintomas externos do AV em dendezeiro: (a, b, c, d, e); podridão do meristema do dendezeiro (f); anel-vermelho no coqueiro e piçaveiro (g, h, i); podridão do meristema da piçaveira (j); sintomas internos do AV em coqueiro e dendezeiro (l e m).

Fonte: José Inácio Lacerda Moura.

Sintoma da resinose em coqueiro e dendezeiro

Os sintomas externos da doença resinose em coqueiro são variados. Estes se caracterizam pela exsudação de um líquido marrom-avermelhado que escorre através das rachaduras naturais do estipe e pela coloração vermelha alaranjada (Figura 6A) que forma ao secar em torno dessas rachaduras. Internamente, retirando-se a porção do estipe na área lesionada, com o auxílio de um facão, são encontrados tecidos de cor marrom-escuro, marrom-clara a amarelada (Figura 6B) e de textura macia e úmida nas proximidades dos tecidos saudáveis. No estágio avançado da doença as folhas tornam-se amarronzadas e quebram e os cachos e as inflorescências, nas plantas adultas, ficam enegrecidos e os frutos amarronzados e enegrecidos (Figura 6C), permanecendo presos ao cacho por um tempo até ao final caírem ao chão. O estipe da planta afina, gradualmente, no ápice e em consequência,

a copa da planta diminui (Figura 6D), passando a emitir folhas e cachos reduzidos em tamanho, em comparação com a planta sadia. A lesão da resinose progride no estipe, em geral, de fora para dentro, de forma superficial e em sentido ascendente e se inicia na base da planta. Há casos em que a doença pode surgir em qualquer ponto do estipe e penetrar e progredir no interior da planta. No coqueiro a resinose está associada ao ataque das brocas, *Rhynchophorus palmarum*, *Rhinostomus barbirostris*, *Metamasius hemipterus* e *Xyleborus* sp.

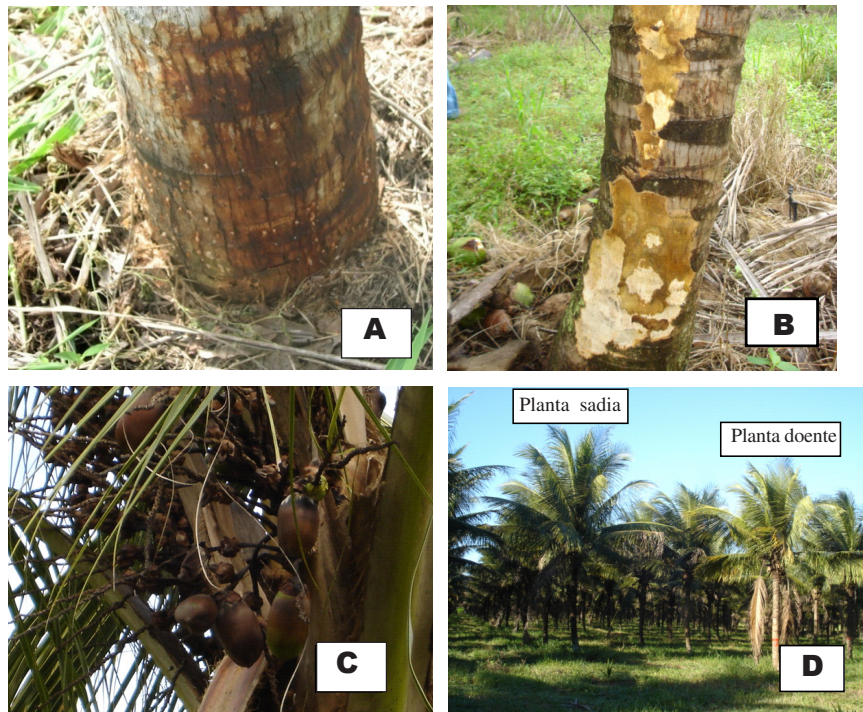


Figura 6. Resinose do coqueiro. Sintoma externo (A), sintoma interno (B), enegrecimento dos cachos e frutos (C) e redução da copa da planta (D).

Fonte: Joana Maria F. Santos

Em dendezeiros, ao contrário dos coqueiros, não se verifica manchas e/ou exudados ao longo do estipe. Contudo, ao se retirar a casca observa-se coloração escura (Figura 7A) nas fibras do tecido subjacente do estipe e forte cheiro lembrando odor de banana madura. As inflorescências e cachos abortam, o ráquis apresenta coloração bronzeada e metade da copa apresenta as ráquis secas e as folhas centrais verdes (Figura 7B). Com o

passar do tempo as folhas centrais secam, caem e o estipe apresenta-se nu. No Sul da Bahia, a resinose em dendezeiros esta sempre associada ao ataque de *Rhinostomus barbirostris* (Figura 7C).

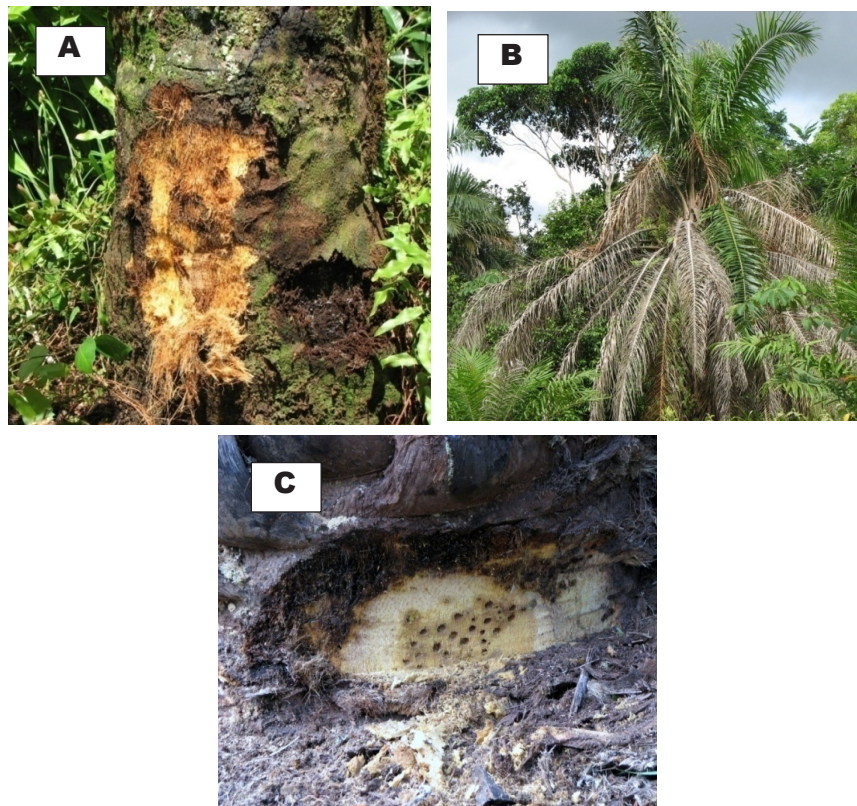


Figura 7. Resinose em dendezeiro. Aspecto interno da doença resinose (A); aspecto externo da doença resinose (B); ataque de *R. barbirostris* (C).

Fonte: José Inácio L. Moura

Importância econômica das doenças anel-vermelho e resinose

A primeira constatação do anel-vermelho em dendê ocorreu em 1925, em plantas situadas no Botanic Gardens em Trinidad-Tobago (Goodey, 1933). No Brasil, o anel-vermelho ocorre, preponderantemente, nas regiões de cultivo de coco, dendê e piaçava, isto é, nos estados do Norte e Nordeste do Brasil.

Nos estados da Bahia e do Pará estão concentradas as plantações comerciais de dendê. Todavia, foi na Bahia que ocorreram as maiores perdas com a doença. Em plantações de dendê no Município de Cachoeira, BA, estima-se que acima de 50% da área dizimada pela doença corresponde a mais de 1.000 hectares em área contínua, no município de Nazaré, BA, mais de 450 hectares e entre os municípios de Cachoeira e Canavieiras, BA, estima-se que mais de 4.000 hectares de dendezeiros tenham sido dizimados pelo anel-vermelho entre os anos de 1989 e 2000.

A primeira constatação da Resinose (stem bleeding) no Brasil ocorreu por volta de 1985, em coqueiros híbridos naturais no município de Pacatuba, SE associada ao ataque da mini-broca *Xyleborus ferrugineus* Fabricius (Coleoptera:Scolitidae) (Ferreira e Morin, 1985) e em caráter epidêmico, a partir de 2003/2004 atingido plantios comerciais de coqueiro anão-verde irrigado localizados no município de Neópolis, SE, distante 30 km do local da primeira incidência. A partir de então, a doença tem sido registrada também nos estados da Bahia (litoral norte e sul e região semi-árida), Alagoas (litoral sul), Pernambuco (região semi-árida), Paraíba, Rio Grande do Norte, Ceará, Piauí e Pará, estados que respondem por cerca de 81% da produção nacional de coco seco, e também no Espírito Santo. A taxa anual média registrada do crescimento de plantas doentes em plantios irrigados, no início da epidemia, na região dos Tabuleiros Costeiros de Sergipe chegou a ultrapassar 100%, o que se constituiu, no período, em grande ameaça à cocoicultura nacional.

Processo de infecção do nematóide e do fungo na planta hospedeira através da ação do *Rhynchophorus palmarum*

De uma maneira geral, *R. palmarum* localiza sua planta hospedeira por meio dos voláteis químicos liberados pela planta. Isso ocorre quando a planta apresenta ferimento ou outro tipo de estresse. Uma vez localizada, o curculionídeo desce para a base axilar da palmeira e, ao encontrar as partes mais tenras do meristema, inicia a alimentação e a oviposição.

Estando o inseto contaminado por um dos patógenos, a transmissão poderá ocorrer de imediato. Se o agente transportado for o nematóide *B. cocophilus* a planta morrerá no período aproximado de quatro meses, se for o fungo *C. paradoxa* a planta terá maior sobrevida ou se curar, se tratada adequadamente no início da infecção. Ambos patógenos são transportados tanto internamente quanto externamente ao corpo de *R. palmarum*. Contudo, o nematóide é incapaz de penetrar no tecido vegetal quando presente apenas na parte externa do corpo do besouro (Griffith,

1968). Em outra pesquisa, Griffith (1987) cita que o nematóide é transmitido no estágio juvenil pelo *R. palmarum* e a transmissão a novos hospedeiros ocorre durante a oviposição da fêmea de *R. palmarum*. Alguns autores (Fenwick, 1962; Griffith, 1987) citam que os nematóides, uma vez penetrados no interior do *R. palmarum*, migram do tubo digestivo até a hemocele, onde se desenvolvem como parasitos, porém sem se reproduzir. Já Giblin (1990) relata que esses parasitos são excretados pelo tubo digestivo e podem sair também através da genitália no momento da oviposição. Sánchez et al. (2000), ao estudarem a morfologia e a estrutura do tubo digestivo do *R. palmarum*, sugeriram que o tubo digestivo é o único local de saída e entrada do nematóide *B. cocophilus* no corpo do inseto. Segundo Trindade & Silva (2000), o surgimento dos sintomas da doença do anel-vermelho no dendezeiro pode ocorrer tanto na parte basal do tronco como na parte superior das plantas. Quando na parte basal, a contaminação pode se verificar pelas raízes. Quando isso ocorre, a doença em forma de anel progride para cima e pode atingir até a extremidade superior do tronco. Já na infecção pela parte superior das plantas, os nematóides podem ser depositados nas bases da flecha ou nos cortes do pecíolo de folhas podadas, por meio de dejeções, postura, contato dos insetos nesses locais, ou de ferramentas que tenham entrado em contato com plantas doentes, carregando pedaços de tecidos contaminados com nematóides. Franco (1964), cita que pode haver disseminação do nematóide por meio de facões usados por apanhadores de coco. Entretanto, segundo o autor, os nematóides não resistem à dessecação, desse modo, a difusão do patógeno por este meio deve ser mais fácil em dias de chuva. No dendezeiro, ao contrário do coqueiro, o uso de facões e cavadores para a retirada de folhas e colheita de cachos é praticamente constante. Assim, tem-se observado, para as condições do sul da Bahia, que a maior ocorrência do anel-vermelho coincide com o período de maior produção, ou seja, a doença tem maior expressão no período produtivo, quando são usadas ferramentas para colheita dos cachos. No estipe do coqueiro, ao contrário do dendezeiro, o sintoma da doença é bem mais visível, pois, ao efetuar-se um corte transversal no tronco do coqueiro, vê-se uma faixa circular de cor avermelhada em forma de anel por toda a circunferência do tronco.

Estudos realizados na Venezuela evidenciaram a possível atividade da broca-do-olho *R. palmarum*, também como potencial vetor do fungo *C. paradoxa* em plantações comerciais de coqueiro e outras palmeiras (Parra et al., 2003) ao comprovar a presença do fungo aderido na superfície do corpo da praga e internamente em seu tubo digestivo. Chang & Jensen (1974) demonstraram no Havaí, que um besourinho-preto, *Carpophilus*

humeralis (Fabricius) (Coleoptera: Nitidulidae) é vetor de *C. paradoxa* em cana-de-açúcar e que é atraído e se desenvolve mais rapidamente em cana já infectada pelo fungo do que em cana sadia. Há uma provável simbiose entre a praga e o fungo, já que um favorece o desenvolvimento do outro e o besourinho colabora para disseminar o fungo, transportando esporos em seu corpo (Chang & Jensen, 1974). O processo de infecção do fungo através do *R. palmarum*, entretanto, ainda não foi estudado. É bem provável que este se assemelhe ao fato descrito no Havaí, e também, ao que ocorre na transmissão do nematóide.

***R. palmarum* e sua relação com a doença podridão-seca-do-olho**

De agente etiológico ainda desconhecido no Brasil, a doença podridão-seca ataca dendezeiros, coqueiros (Figura 8) e outras espécies de palmeiras recém-introduzidas no campo. Na África, as cigarrinhas *Sogatella kolophon* (Crawford) e *S. cubana* Kolophon (Hemiptera, Delphacidae) estão envolvidas com a transmissão desta doença em dendezeiros (Julia & Mariau, 1982, citados por Freire, 1988). O dendezeiro quando atacado, apresenta a folha central seca e, na maioria das vezes desprende-se facilmente ao ser puxado. Situação idêntica acontece com o coqueiro. Não é incomum encontrar em dendezeiro larvas de *R. palmarum* alimentando-se do meristema de plantas jovens com a doença. Dai, se afirmar que o ataque é uma mera ação primária de *R. palmarum*, ou seja, a morte da planta é consequência direta das injúrias causadas pela larva. Acrescenta-se, entretanto, que nessa circunstância *R. palmarum* tem ação secundária, ou seja, é atraído para a planta em virtude dos voláteis liberados por ela em consequência da doença. Tal assertiva é facilmente corroborada observando a existência de plantas doentes sem a presença da larva e/ou sinais de ataque desta.

No sul da Bahia, têm-se conseguido bons resultados no controle desta doença eliminando-se as plantas com sintomas de podridão-seca com posterior queima. Havendo grandes infestações, a erradicação de plantas doentes seguido de pulverizações com inseticida sistêmico sobre plantas saudáveis e eliminação das ervas daninhas com herbicida é recomendado. O objetivo do inseticida é eliminar insetos de aparato bucal picador/sugador (cigarrinhas, por exemplo) e, o herbicida, para eliminar outras fontes de alimento, pois cigarrinhas tem hábito alimentar generalista. Todavia, não existe defensivo registrado no MAPA para o controle de insetos envolvidos com a transmissão da podridão.

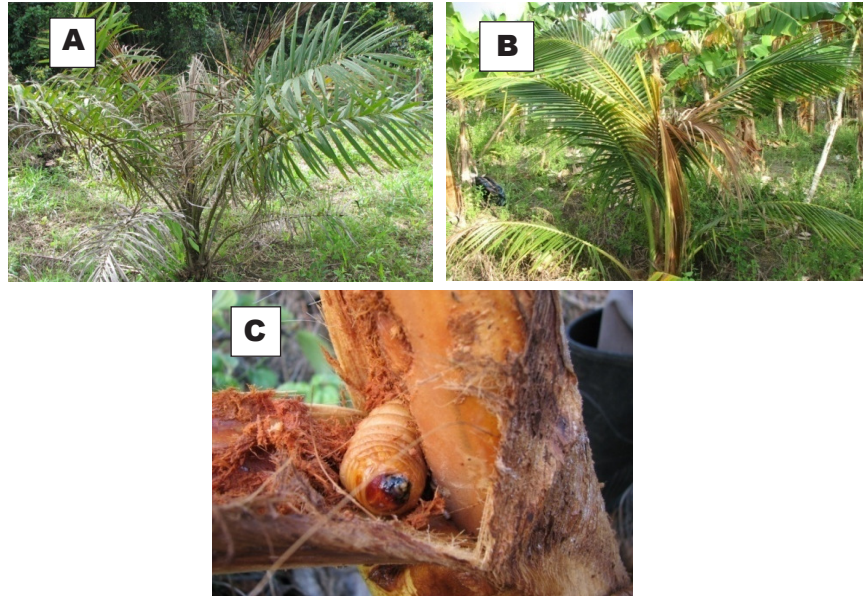


Figura 8. Podridão seca em dendezeiro e coqueiro (A e B) e larva de *R. palmarum* (C).
Fonte: José Inácio L. Moura

Plantas hospedeiras de *R. palmarum*

Várias palmeiras são hospedeiras tanto do inseto quanto do nematóide e do fungo (Tabela 2). Segundo Araújo (1990), muitas das plantas hospedeiras são nativas e comumente encontradas na América Tropical e Floresta Amazônica, o que explica o caráter endêmico do anel-vermelho nessas regiões, com ocorrência registrada na maioria dos países da América Latina. No Sudoeste do Estado da Bahia, entre as palmeiras silvestres que sofrem injúrias tanto pelo ataque do inseto quanto pelo nematóide, destaca-se *Attalea funifera* Mart, palmeira silvestre vulgarmente conhecida por piaçava ou piaçaba. No Pará, Schuilling & Dither (1981), constataram que a fonte de contaminação responsável pela introdução e persistência da doença em uma jovem plantação de dendê era a mata vizinha, onde palmeiras nativas da espécie *Oenocarpus disdichus* Mart revelaram-se hospedeiras naturais do nematóide e do besouro. No Estado da Bahia, além da *A. funifera* existe também o dendê subespontâneo e o coqueiro. Assim, por produzirem fibras, palhas para cobertura de imóveis e construções rústicas, copra e óleo comestível, essas palmeiras sofrem um processo extrativista severo e constante, o que acarreta, muitas vezes, o ferimento dessas plantas, tornando-as atrativas ao *R. palmarum*. Além das palmeiras, outras espécies

Tabela 2. Algumas plantas hospedeiras e atrativas ao besouro *R. palmarum*, vetor do nematóide *Bursaphelenchus cocophilus* e do fungo *Ceratocystis paradoxa*

Nome Comum	Família	Espécie
Coqueiro	Arecaceae	<i>Cocos nucifera</i>
Dendezeiro	Arecaceae	<i>Elaeis guineensis</i>
Pupunha	Arecaceae	<i>Bactris gasipaes</i>
Açaizeiro	Arecaceae	<i>Euterpe oleraceae</i>
Piassava	Arecaceae	<i>Attalea funifera</i>
Jussara	Arecaceae	<i>Euterpe edulis</i>
Bacaba	Arecaceae	<i>Oenocarpus SP</i>
Carnaúba	Arecaceae	<i>Copernicia cerifera</i>
Licurioba	Arecaceae	<i>Syagrus schizophyla</i>
Palmeira Imperial	Arecaceae	<i>Roystonea oleraceae</i>
Palmeira Real	Arecaceae	<i>Roystonea regia</i>
Tamareira	Arecaceae	<i>Phoenix dactilifera</i>
Palmeira-das-canárias	Arecaceae	<i>Phoenix canariensis</i>
Mamoeiro	Caricaceae	<i>Caryca papaya</i>
Abacaxizeiro	Bromeliaceae	<i>Ananas comosus</i>
Bananeira	Musaceae	<i>Musa spp.</i>
Cana-de-açúcar	Poaceae	<i>Saccharum officinarum</i>

Fonte: Moura e Busoli (2006).

de plantas podem ser visitadas por *R. palmarum*, tais como: mamoeiro, bananeira, abacaxizeiro, laranjeira (Delgado & Moreno 1986).

Embora o *C. paradoxa* seja encontrado em todo o mundo, a sua gama de hospedeiros é essencialmente restrita as plantas monocotiledôneas cultivadas em climas quentes. Embora o fungo não tenha sido relatado em todas as espécies cultivadas de palmeiras da paisagem, considera-se, todas as espécies de palmeiras potenciais hospedeiros para este fungo. Além das palmeiras, o fungo provoca doenças também em bananeira, abacaxizeiro e cana de açúcar que são hospedeiros de *R. palmarum*.

Assim, o consórcio mal manejado desses cultivos com coqueiro e/ou dendezeiro pode atrair o *R. palmarum* e, conseqüentemente, propiciar a ocorrência do anel-vermelho e da resinose nas plantações.

Comportamento alimentar e de agregação de *R. palmarum*

Os estudos acerca do comportamento de adultos de *R. palmarum* tiveram início com Hagley (1965), que mostrou que entre 12 e 24 horas após a sua emergência *R. palmarum* começa a alimentar-se. Já a oviposição ocorre entre 5 e 7 dias após o acasalamento. Estudos sobre o ritmo circadiano de *R. palmarum* realizados em laboratório na França (Rochat, 1987) evidenciaram que a maior atividade de dispersão do besouro alcança picos entre 6h e 12h da manhã e 17h e 20h da noite. A atividade alimentar apresenta oscilações, sendo maior às 23h, enquanto a atividade sexual alcança maior frequência entre 17h e 18h. No Brasil, Moura et al. (1989) estudaram o comportamento alimentar de *R. palmarum* no campo, combinando toletes de estipe de dendezeiro como iscas ou atraentes alimentares e adultos do inseto para atração. Estipe de dendê e machos de *R. palmarum* foram os responsáveis pela atração dos insetos capturados, o que evidenciou, no campo, a presença de voláteis da planta bem como dos machos da espécie na atração sexual e de agregação de machos e fêmeas de *R. palmarum*. Resultado idêntico foi encontrado por Rochat et al. (1991) em condições de laboratório e de campo. Nesse mesmo trabalho, Rochat e colaboradores identificaram em 1991 a molécula de feromônio 2(E)-metil-2-hepten-4-ol como de agregação e a denominaram "Rhynchophorol". Os autores concluíram que o feromônio por si só tinha pouquíssima atratividade sobre o *R. palmarum*, necessitando, assim, de estar associado a tecidos vegetais da planta hospedeira. Após a identificação, Oehlschlager et al. (1992) sintetizaram e comprovaram sua eficiência por meio de bioensaios no campo.

Na Venezuela, Jaffé et al. (1993) também confirmaram em estudos de laboratório e campo a existência de sinergismo entre o feromônio e pedaços da planta hospedeira. Os autores citam ainda que o acetato de etila é o principal componente gerado pela planta hospedeira e também indutor na liberação do feromônio pelos machos de *R. palmarum*.

Estudos comparativos utilizando os tratamentos: i) pedaços de toletes de cana-de-açúcar; ii) feromônio rincoforol; e iii) cana-de-açúcar mais feromônio, mostraram que os toletes de cana-de-açúcar mais o feromônio rincoforol foram em média 87% mais eficientes que os demais na atratividade dos besouros. A partir da comprovação da eficiência do feromônio, pequenos, médios e grandes produtores rurais passaram a utilizá-lo no controle de *R. palmarum*. Vários modelos de armadilhas foram criados, tais como armadilha tipo balde, tipo tanque e em feixe. Devido à

eficiência e à facilidade de manuseio, pedaços de cana-de-açúcar associados ao feromônio rinfoforol passaram a ser utilizados. No entanto, em algumas regiões do Brasil, devido à dificuldade na aquisição de cana-de-açúcar, pedaços do tronco de palmeiras nativas bem como coqueiros e/ou dendezeiros mortos pelo anel-vermelho são utilizados em associação com feromônio. Frutas em decomposição, como pedaços de abacaxi e banana, podem também ser utilizadas em associação com o feromônio.

Manejo integrado de *R. palmarum* para reduzir a disseminação do anel-vermelho e da resinose

Medidas preventivas:

- Erradicação de palmeiras nativas doentes

Consiste em eliminar, das proximidades da área a ser plantada, as palmeiras nativas (ex. piaçaveiras, licurizeiros, bacabeiras) que apresentarem sintomas do anel-vermelho e da resinose. Essas palmeiras normalmente se constituem na principal fonte de infestação de *R. palmarum* e de inóculo do nematóide causador da doença do anel-vermelho e do fungo causador da resinose para as áreas novas de cultivo. A erradicação pode ser manual ou química.

- Desinfecção das ferramentas agrícolas

Recomenda-se a desinfecção prévia das ferramentas agrícolas que serão utilizadas na despalma e na colheita do dendezeiro e na colheita e erradicação manual de coqueiros doentes. Esta poderá ser efetuada com hipoclorito.

- Controle Cultural

Consiste na eliminação de plantas com sintoma inicial ou de plantas morrendo pela doença anel-vermelho e de plantas com sintoma avançado da resinose. Para tanto, é necessário que pessoas sejam treinadas para reconhecer os sintomas de ambas às doenças. A planta infectada deve ser cortada rente ao solo, e a parte restante do tronco e as raízes cobertas com terra, para evitar liberação de voláteis atrativos ao *R. palmarum*. Todo o material ferramental utilizado na derrubada das plantas deverá ser descontaminado. Recomenda-se ainda não transitar com trator no local da derrubada, para evitar que fragmentos da planta cortada e o solo contaminado por *B. cocophilus* e *C. paradoxa* sejam levados para outros

locais. A planta cortada deverá ser transportada para um local isolado, devendo ser aberta longitudinalmente com auxílio de moto-serra, e as partes internas pulverizadas com o inseticida carbofuran, com o objetivo de eliminar besouros atraídos.

Monitoramento de *R. palmarum* com armadilhas atrativas

Atraentes químicos constituídos por iscas alimentares a base de toletes de cana-de-açúcar mais o feromônio sintético 2 (E)-6-methyl-2-hepten-4-ol, comumente conhecido por rincoforol (Figura 9), já vêm sendo usados por pequenos e grandes produtores, em plantações de dendezeiro e coqueiro. O monitoramento de *R. palmarum* com o uso de fontes atrativas é fundamental para se fazer levantamentos de área infestadas, estimativas populacionais e captura massal da praga.

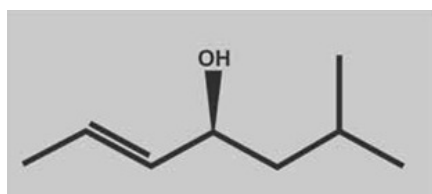


Figura 9. Feromônio sintético de *R. palmarum*: 6 metil-2-hepten-4-ol

Levantamento de *R. palmarum* em áreas infestadas

O conhecimento prévio de áreas com populações mais elevadas de *R. palmarum* permite que táticas de controle sejam antecipadas, principalmente, no período de despalma do dendezeiro quando a atividade de vôo desse inseto é maior.

Estimativa populacional de *R. palmarum* e nematóides e fungos associados

Não basta conhecer a abundância relativa dos besouros, mas conhecer também a abundância relativa de *B. cocophilus* associada a esses besouros. Além da abundância de ambos os espécimes, as causas de mortalidade dos dendezeiros e coqueiros devem ser esclarecidas, assim como devem ser considerados os fatores meteorológicos da região, referentes à temperatura e precipitação.

Para compor a característica da dinâmica desse processo é preciso levantar o histórico da área por um período de tempo de pelo menos 05 anos, o que permitirá o desenvolvimento de modelos matemáticos para

simular os acontecimentos e com isso poder estabelecer futuras tomadas de decisões, de monitoramento e controle massal.

A estimativa populacional consiste no levantamento sistemático da praga por meio de armadilhas distribuídas nas plantações. As armadilhas, em número de uma para cada três hectares, deverão ser distribuídas de acordo com as características fitogeográficas da área. Assim, se o entorno do plantio for constituído de florestas, maciço de palmeiras silvestres, piaçavas, dendezeiros subespontâneos e áreas abertas, é sensato que em cada local deste seja colocada uma armadilha. Agindo assim, pode-se averiguar a existência de efeito local ou não na abundância de *R. palmarum*, bem como nematóides ou fungos associados. Quinzenalmente deve-se fazer a renovação dos toletes de cana-de-açúcar nas armadilhas, seguida de coleta e contagem dos insetos. A cada 2 meses, deve-se fazer a substituição do feromônio. Naturalmente, nos meses em que as populações dos insetos e nematóides estiverem altas, a vigilância nas plantações deve ser mais freqüente.

A porcentagem de *R. palmarum* contaminado pelo nematóide ou fungo pode variar de um local para outro. Araújo (1990), ao estudar a epidemiologia e controle do anel-vermelho no Vale do Iguape, Bahia, concluiu que em média 14% dos besouros capturados eram portadores do nematóide. Já Fenwick (1962), ao estudar os aspectos entomológicos relacionados com a enfermidade, concluiu que 35% dos besouros coletados estavam contaminados com o nematóide. Muller et al. (1998), ao realizarem o monitoramento da população de *R. palmarum* em dendezeiros no Município de Igarapé-Açu, PA, concluíram que a população de *R. palmarum* foi maior no período mais chuvoso, que se estende de janeiro a julho, com uma média de 25 insetos por quinzena por armadilha, do que no período menos chuvoso, que ocorre de agosto a dezembro, com média de 13,4 insetos por quinzena por armadilha. Segundo os autores, as plantações com dendezeiros em Igarapé-Açu localizam-se principalmente nas regiões noroeste, sudoeste e nordeste do município. Os resultados mostraram que na região noroeste é onde se detectou o maior número médio de *R. palmarum*, devido provavelmente à maior concentração de plantas nessa área. Duarte et al. (2002), ao desenvolverem técnica para recuperar nematóides do anel-vermelho em *R. palmarum*, concluíram que 36 % dos besouros estavam contaminados com o agente causal da doença anel-vermelho. De um total de 275 insetos examinados foram recuperados 8.862 nematóides. Os autores concluíram ainda que o número médio de *B. cocophilus* por inseto foi de 32,23 e a média de nematóides de vida livre recuperados foi de 350,50.

Estudos que comprovem a presença de *C. paradoxa* no tubo digestivo de *R. palmarum* são ainda escassos. Parra et al., 2003 realizou este estudo em

quatro zonas do estado de Miranda na Venezuela. Trinta e seis dos 80 adultos avaliados (45%) apresentaram a presença do fungo *T. paradoxa*, anamóforo do fungo *Ceratocystis paradoxa* (Dade) Moreau em seu tubo digestivo.

Captura massal de *R. palmarum*

Consiste em aumentar a densidade de armadilhas por área, objetivando capturar grande quantidade de adultos de *R. palmarum* em armadilhas e, com isso, reduzir drasticamente a população do besouro e conseqüentemente das doenças anel-vermelho e resinose na área. Normalmente utiliza-se uma armadilha por hectare, no processo de captura massal.

A coleta massal juntamente com o controle químico foram efetuados em plantações de coco em uma fazenda de 50 hectares no município de Porto Seguro, BA. Para controlar *R. palmarum* e reduzir a doença anel-vermelho nos coqueirais, foi utilizada uma armadilha com feromônio para cada três hectare e pulverização das axilas dos coqueiros sadios com inseticida com propósito de eliminar adultos de *R. palmarum* que preferem esses locais para abrigo e alimentação. Plantas com sinais da doença foram erradicadas com posterior queima. No período de estudo (março de 1997 a agosto de 2000) foram capturados 97.835 besouros e erradicados 427 coqueiros com sintomas de anel-vermelho. Tomando-se como base o total de coqueiros mortos no período foi verificado que a doença regrediu a quase zero. Observa-se que entre o mês de maio e agosto de 1997 foram erradicados 392 coqueiros com anel-vermelho e no decorrer de 20 meses após iniciado os tratamentos apenas 18 coqueiros foram atingidos pela doença (Figura 10).

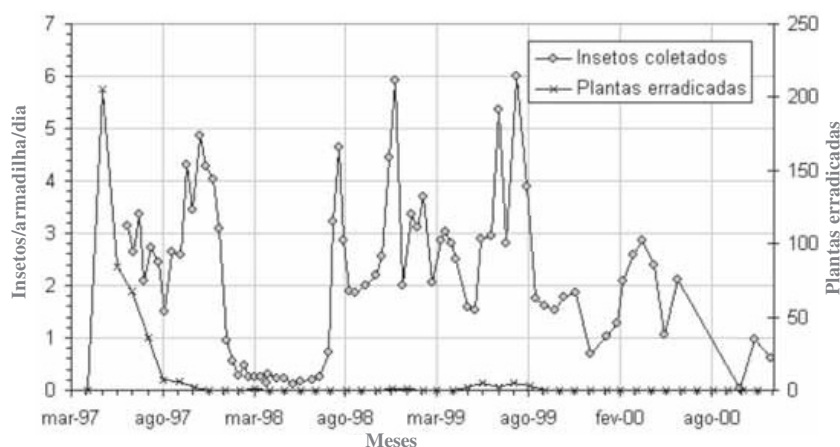


Figura 10. Número de adultos de *R. palmarum* coletados por armadilha por dia e de plantas doentes com anel-vermelho erradicadas em plantio de coqueiro sob manejo, no período entre março de 1997 a Agosto de 2000, no Município de Porto Seguro, BA.

Tipos de armadilhas para monitoramento ou captura massal de *R. palmarum*

Armadilha “tipo balde”

Esta armadilha consiste de balde plástico de 50 a 100 litros, com tampa plástica, dentro do qual se colocam 35 toletes de cana-de-açúcar, com 40 cm de comprimento cada. Para ocorrer uma rápida fermentação, os toletes devem ser amassados com auxílio de um martelo ou similar. Sob a tampa do balde, acoplam-se quatro funis eqüidistantes entre si (Figura 11). Após essa etapa, o feromônio é pendurado sob a tampa. Os besouros atraídos pelos odores emanados da isca de toletes de cana e do feromônio pousam na tampa e escorregam através dos funis, ficando presos no interior do balde. Para facilitar a passagem dos besouros para o interior do balde, a parte mais estreita e inferior dos funis deve ser cortada. A cada 15 dias, faz-se a troca dos toletes de cana, e a cada 2 meses, a troca do feromônio. Os insetos coletados durante esse período devem ser mortos manualmente por esmagamento.

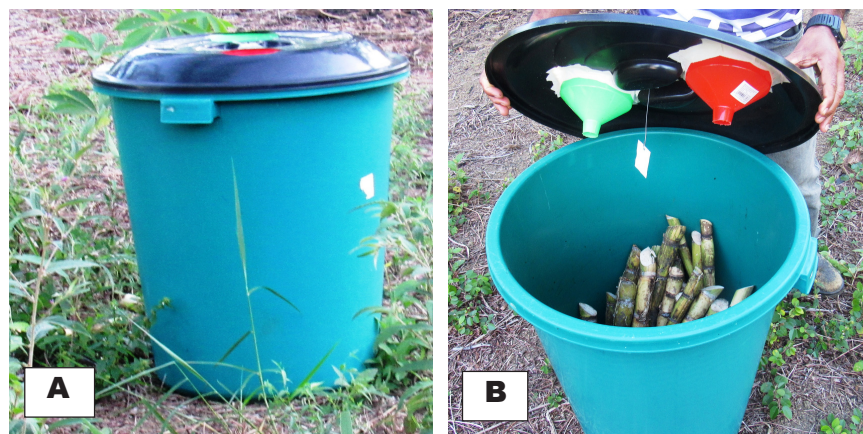


Figura 11. Armadilha "tipo balde" (a); com toletes de cana-de-açúcar mais feromônio rincoforol preso sob a tampa (b). Fonte: José Inácio L. Moura

Armadilha "tipo feixe" de toletes de cana-de-açúcar e feromônio

A armadilha tipo feixe consiste de um conjunto de aproximadamente 10 toletes de cana-de-açúcar amarrados em uma estaca. (Figura 12) Os pedaços de toletes devem ser anteriormente amassados com o auxílio de um martelo, para facilitar a fermentação. Posteriormente o feixe é pendurado na estaca, e, junto, colocado à isca de feromônio. Em pequenas plantações é recomendado coletar manualmente os besouros atraídos para dentro dos feixes de toletes todos os dias.



Figura 12. Armadilha "tipo feixe", pendurado na estaca a uma altura de aproximadamente 1,5 m de solo. Na parte superior ao feixe de toletes de cana, destaque para a isca de feromônio.

Fonte: José Inácio L. Moura

Armadilha "tipo tanque" (ATT) com inseticida + feromonio

A ATT consiste na construção, nas bordas da plantação, de recipiente de alvenaria, devidamente cimentado, na superfície do solo. A dimensão de cada tanque deve ser de 1,2 x 1,0 x 0,4 m de profundidade, com um cano embutido lateralmente na base, para o escoamento da água da chuva. Dentro do tanque devem ser colocados pedaços de toletes de cana-de-açúcar amassados e, sobre os toletes, pulverizado uma solução de inseticida. Na parede interna da parede do tanque adapta-se o feromônio (Figura 13).

Nesse tipo de armadilha a captura de espécimes de *R. palmarum* é expressivamente maior que as demais armadilhas. É possível que odores da cana-de-açúcar mais o feromônio, quando colocados no tanque descobertos, emanem odores acima do limiar de resposta do inseto, tornando-se mais atrativas. Soma-se a esse comportamento a importância do efeito visual a curta distância quando as armadilhas estão sem tampa.

A ATT, é recomendado na coleta massal de *R. palmarum*, principalmente em grandes áreas onde existe carência de mão de obra e, a população do inseto e a doença é alta. Para evitar que animais domésticos e silvestres entrem em contato com o inseticida pulverizado sobre as canas-de-açúcar, recomenda-se colocar uma grade de madeira.

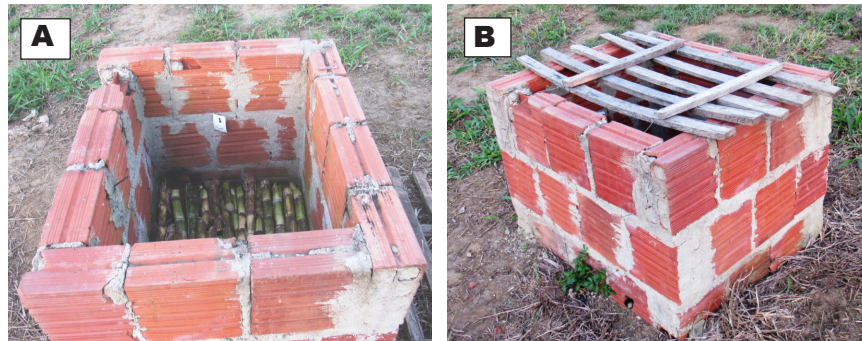


Figura 13. Armadilha de alvenaria "tipo tanque", com detalhes da cana-de açúcar e feromônio pendurado na parede (A). Armadilha com grade de madeira adaptado sobre o tanque (B). Fonte: José Inácio Lacerda Moura.

“Planta-armadilha” + feromônio + inseticida

Planta-armadilha (Figura 14) consiste no aproveitamento de plantas inicialmente com sintomas do anel-vermelho e impregnadas com inseticida mais feromônio. Esta tática é mais recomendada para plantações de dendezeiro e para áreas com relevo acidentado, onde no período das chuvas é impraticável o uso de tratores para erradicação das plantas doentes. Em plantas com sintomas da doença ainda incipiente são feitos no estipe dois entalhes em forma de cunha, com aproximadamente 20 cm de profundidade. Prepara-se uma calda misturando 50 ml de clorpirifós em 20 litros de água, aplicam-se 50 mL em cada entalhe e, em seguida, coloca-se a isca do feromônio. Ao serem atraídos pelos odores emanados dos entalhes das plantas mais o feromônio, o inseto iniciará atividades de alimentação no local, e, ao entrar em contato com o nematicida-inseticida, morrerá.

Abaixo dos entalhes, efetua-se um corte transversal e injetam-se com seringa, aproximadamente, 75 mL de herbicida daconate (MSMA) com finalidade de acelerar a mortalidade dos dendezeiros doentes, aumentando assim a atratividade dessas plantas para adultos de *R. palmarum*.



Figura 14. Planta-armadilha mais inseticida e feromônio para captura de *Rhynchophorus palmarum* em estipe de dendezeiro. Fonte: José Inácio L. Moura

A vantagem no uso de plantas-armadilha com feromônio, impregnadas com inseticida, está no aproveitamento dos dendezeiros atacados pelo inseto e pela doença anel-vermelho e na eficiência da tática para a coleta de adultos de *R. palmarum*. A desvantagem deste método é não poder ser utilizado em plantações com menos de cinco anos, devido ao fato da espessura não ser suficiente para confecção de entalhe nas árvores, além da constante exposição da doença no campo, da possibilidade do dendezeiro doente conter larvas de *R. palmarum* em seu interior e estas completarem o ciclo biológico e de uma planta doente poder contaminar uma planta sadia vizinha, via sistema radicular (Warwick & Bezerra, 1992). Em virtude disso é recomendado o uso do fogo na coroa do dendezeiro (parte alta), com o objetivo de eliminar espécimes de *R. palmarum* que porventura ali se encontrem.

Controle biológico de *R. palmarum*

Predadores, parasitóides, fungos, vírus, bactérias e nematóides envolvidos na regulação de importantes espécies-praga são largamente estudados em termos de utilização efetiva no campo, alinhada ao novo direcionamento internacional da produção agrícola de favorecer a preservação e o uso sustentável dos recursos biológicos.

A estratégia mais comumente utilizada nos programas de controle biológico tem sido a pulverização das plantas com a suspensão de propágulos infectivos do patógeno, pela facilidade com que as pragas podem ser atingidas, se por contato ou ingestão. Exemplos conhecidos do uso dessa estratégia são os fungos *Metarhizium anisopliae* no controle da cigarrinha-da-folha da cana-de-açúcar (Dinardo-Miranda, et al., 2004); *Insectonrum sporothrix* no controle do percevejo “mosca-de-renda”. e o *Beauveria bassiana*, no controle da cochonilha-dos-citrus; os vírus *Baculovirus anticarsia*, no controle da lagarta-da-soja; *B. spodoptera*, no controle da lagarta-do-cartucho-do-milho; e Granulose, no controle da mandorová-da-mandioca; e a bactéria *Bacillus thuringiensis* no controle de lagartas desfolhadoras (Maracajá et al., 2006).

Outras técnicas também utilizadas no controle de vários insetos-praga em diferentes culturas a liberação de adultos de *Oryctes rhinoceros* inoculados, via oral, com uma suspensão do baculovírus *Rhabdionvirus oryctes* para redução da população da praga em plantações de coqueiro (Bedford, 1977, 1981; Huger, 1966; Longworth; Kalmakoff, 1977; Zelazny, 1976, 1979); a aplicação direta do fungo *M. anisopliae* nos locais de multiplicação de *O. rhinoceros* (truncos de coqueiros apodrecidos, montes

de serragem da madeira do coqueiro ou montes de estrume de gado) (Latch, 1976; Nirula et al., 1955; Petterson, 1977; Young, 1974); e a liberação no campo de machos de *R. palmarum* previamente inoculados com *B. bassiana*; ou a inoculação desse patógeno diretamente no tecido vegetal atrativo utilizado dentro de armadilhas de auto contaminação (Ferreira, 2006), entre outros.

Na aplicação das duas últimas técnicas são levados em consideração o comportamento de agregação de *R. palmarum* e sua atração por tecidos com alto poder de fermentação. A adoção dessas técnicas no manejo da praga tem por objetivo aumentar a fonte de inóculo no campo através de liberações massivas do fungo, provocar infecção na população nativa da praga; e, promover a disseminação do patógeno e seu estabelecimento na área tratada oferecendo estratégias, que, em conjunto com os demais métodos de controle, irão contribuir para a redução dos níveis populacionais de *R. palmarum* sem provocar qualquer poluição ambiental e riscos à saúde humana.

TÉCNICA 1 – Utilização do macho de *R. palmarum* inoculado com o fungo *B. bassiana*

Nessa técnica os adultos são coletados no campo, sexados e os machos banhados com uma suspensão de *B. bassiana* na concentração 10^9 conídios/mL e após 24 horas liberados no campo. As liberações ocorrem a cada 15 dias, durante a troca do material atrativo das armadilhas e ao longo de todo o ano, seguindo a dinâmica do manejo da praga. A quantificação da população da praga e do parasitismo do fungo, antes, durante e após as liberações em campo são os parâmetros de avaliação nesse tipo de estudo. A liberação de machos de *R. palmarum* inoculados com *B. bassiana* durante três anos em Sergipe, em média 259, 100, 217 machos/mês/ano, foi capaz de provocar reduções equivalentes a 58%, 38% e 69% na população nativa da praga, quando comparada à população inicial (Ferreira, 2006). Cessado as liberações, a população da praga voltou a crescer, nos três anos subsequentes, e a apresentar níveis próximos aos da população inicial, com taxas de redução de 23%, 19% e 29%. O nível de parasitismo na área aumentou de 0,3% (parasitismo natural) para uma taxa média de 16,3% durante as liberações (considerando apenas os adultos parasitados encontrados nas armadilhas durante a troca do material atrativo) e cessada as liberações observou-se uma gradativa redução dessas taxas para 3%, 1% e 3,4% que, mesmo sendo menores, ainda são maiores do que as taxas iniciais de parasitismo da área (Ferreira, 2006). Nesse estudo, do total de insetos liberados apenas 0,8%, 2,4% e 1,6% foram recapturados nas

armadilhas durante o período das liberações. Àqueles, não recapturados foram, em tese, responsáveis pelo aumento de parasitismo no período correspondente às liberações e pela redução da população da praga.

TÉCNICA 2. Inoculação de *B. bassiana* diretamente na isca vegetal atrativa

A cana-de-açúcar e o feromônio de agregação rincoforol são os atraentes químicos em uso no manejo do ‘bicudo’ em plantações de dendezeiro e coqueiro. Os toletes de cana-de-açúcar amarrados em feixes (Figura 15A) são inoculados com a suspensão de *B. bassiana* e distribuídos no campo em armadilhas de auto contaminação (Figuras 15B e 15C) e por meio do contágio do inseto com o material atrativo inoculado se dará a infecção e a disseminação do patógeno na cultura, reduzindo a população nativa da praga (Ferreira, 2006). Nesse estudo, optou-se pelo acompanhamento serial da população da praga (antes, durante e pós-liberação do fungo), como fator primordial de avaliação da ação microbiana do entomopatógeno na regulação da população da praga.

No período de exposição do patógeno, via substrato atrativo, houve uma redução significativa na população nativa da praga, com taxas de 72,2% e

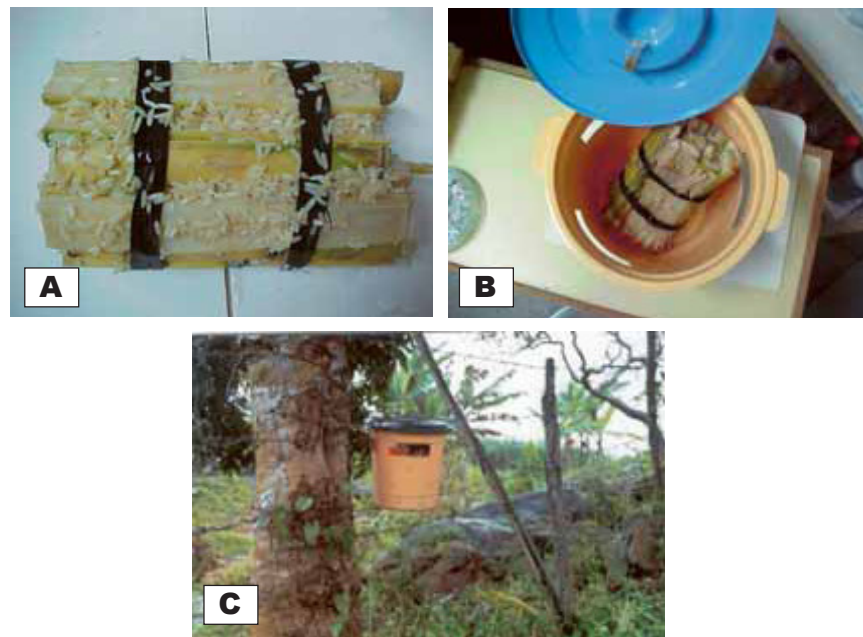


Figura 15. Armadilha de autocontaminação utilizada na liberação dos propágulos infectivos do fungo *Beauveria bassiana* no campo.

76,3% no 1º e 2º ano de exposição, respectivamente, em relação à população inicial (Figura 16). Atribui-se essa eficiência ao fato da isca vegetal atrair a praga para a armadilha, onde, por contágio, os machos e as fêmeas são contaminados pelo fungo. Os adultos, uma vez expostos ao fungo, tornam-se vetores ao contaminar indivíduos da população nativa, favorecido pelo comportamento natural de agregação da espécie ou pelo ato de acasalamento.

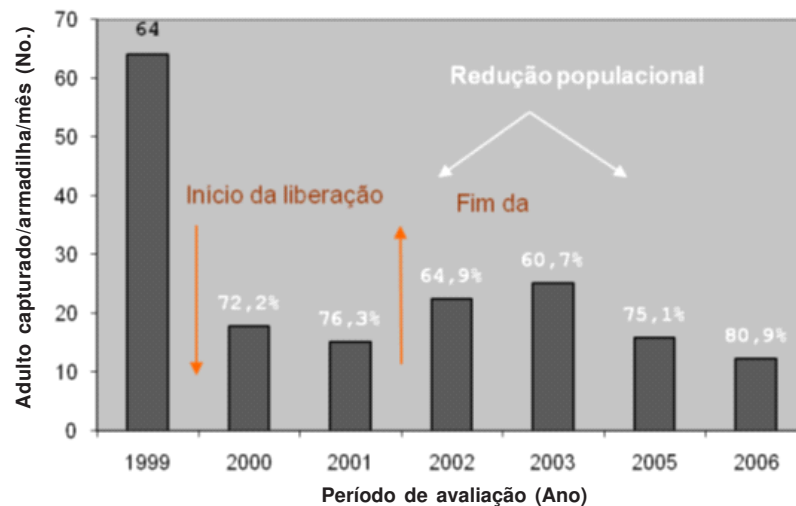


Figura 16. Média mensal de adultos capturados por armadilha (6), antes da liberação, durante a liberação e após a liberação de *B. bassiana*, via isca vegetal inoculada, e redução populacional (%) durante as liberações e depois de cessada as liberações do fungo no Município de Malhador, SE. (1999 a 2003). Fonte: Joana Maria S. Ferreira.

Na amostragem inicial da população, em 1999 (controle em branco), não foram encontrados adultos parasitados na área. Durante a liberação do patógeno, a média de parasitismo obtida nas armadilhas chegou a atingir taxas superiores a 8%, permanecendo na área, mas, não ultrapassando 4% nos anos pós-liberação. Com esses resultados práticos, pode-se afirmar que o fungo *B. bassiana* foi introduzido e estabelecido na plantação.

Estudos conduzidos por Zelazny (1976, 1979) com o baculovírus *Rhabdionvirus oryctes* comprovaram ser possível a transmissão desse entomopatógeno de adulto para adulto, de larva para larva e também do substrato alimentar contaminado para adulto e larva. Até o momento, não foram citados na literatura trabalhos que tratem da transmissão de fungos entomógenos em populações de *Rhynchophorus* spp. no campo. Entretanto,

existem citações que comprovam a ação eficiente de *B. bassiana* em outros curculionídeos, como os gorgulhos da cana-de-açúcar (*Sphenophorus levis* e *Metamasius hemipterus* (Badilla; Alves 1991) e a broca-da-bananeira, *Cosmopolites sordidus* (Busoli et al., 1989; Batista Filho et al. 1995), pela contaminação do substrato atrativo e alimentar.

A redução da população de *R. palmarum*, ocorrida no período em que os machos inoculados foram liberados no campo, e o crescimento da população nos anos subsequentes ao término das liberações indicam que em programas de manejo da praga os machos podem ser utilizados como transmissores (inseto:inseto) e veiculadores dos conídios de *B. bassiana* favorecidos pelo comportamento natural de agregação da espécie. Essa é uma técnica que pode ser adotada no controle de espécies do gênero *Rhynchophorus*, não vetores de doenças letais.

A inoculação do fungo *B. bassiana* no substrato atrativo (cana-de-açúcar) foi a estratégia mais eficaz na redução da população de *R. palmarum* em função da maior superfície e tempo de exposição do patógeno nas armadilhas de autocontaminação e da ação dos próprios adultos como veiculadores após serem atraídos e contaminados no interior das armadilhas.

Em ambas as técnicas, houve o estabelecimento do patógeno no campo no decorrer do período em que o fungo *B. bassiana* foi liberado e também o crescimento da população depois de cessadas as liberações, indicando a necessidade de uma exposição do patógeno na área por um período maior de tempo, dada a perenidade das palmáceas. Estas são estratégias seguras, eficientes e viáveis de adoção no MIP de palmeiras de valor econômico sujeitas à ação de *R. palmarum*.

A tendência do uso do controle biológico de pragas é aumentar consideravelmente no âmbito global, atendendo às demandas internacionais na utilização de práticas agrícolas menos agressivas ao meio ambiente.

Restrição ao uso de fungos entomopatogênicos

A disseminação do fungo entomopatogênico *B. bassiana* por meio de adultos de *R. palmarum*, via atrativo alimentar e/ou adultos contaminados, pode ter efeito deletério sobre outros organismos, não alvos, que ali interagem, tais como besouros predadores da família Histeridae. Desse modo, dentro do contexto de manutenção da biodiversidade, a hipótese de total inocuidade desse fungo sobre outros organismos terá que ser comprovada por meio de bioensaios em campo.

Parasitóides de *R. palmarum*

Apesar da existência de grande número de trabalhos sobre o gênero *Rhynchophorus*, muito pouco foi estudado sobre a ação e a utilização de inimigos naturais em programas de controle biológico. Gopinadhan et al. (1990) citam a ocorrência de um vírus sobre *R. ferrugineus* nos coqueirais da Índia. O vírus, segundo os autores, ataca todos os estádios de desenvolvimento do inseto, inclusive o adulto. As infecções causadas pelo vírus provocam diversas deformações nos besouros e reduzem drasticamente a população de *R. ferrugineus*. A ação de nematóides como agentes reguladores foi citada por Bedford (1974), que descreveu os efeitos de *Praeleoclenchus raphidophorus* parasitando *R. bilineatus* em plantações de dendê na Nova Britânia.

No Brasil, Moura et al. (1993), avaliaram a eficiência de *Billea rhynchophorae* (Diptera: Tachinidae) (Figura 17) sobre os diferentes estádios de desenvolvimento de *R. palmarum* em plantações de dendê nos

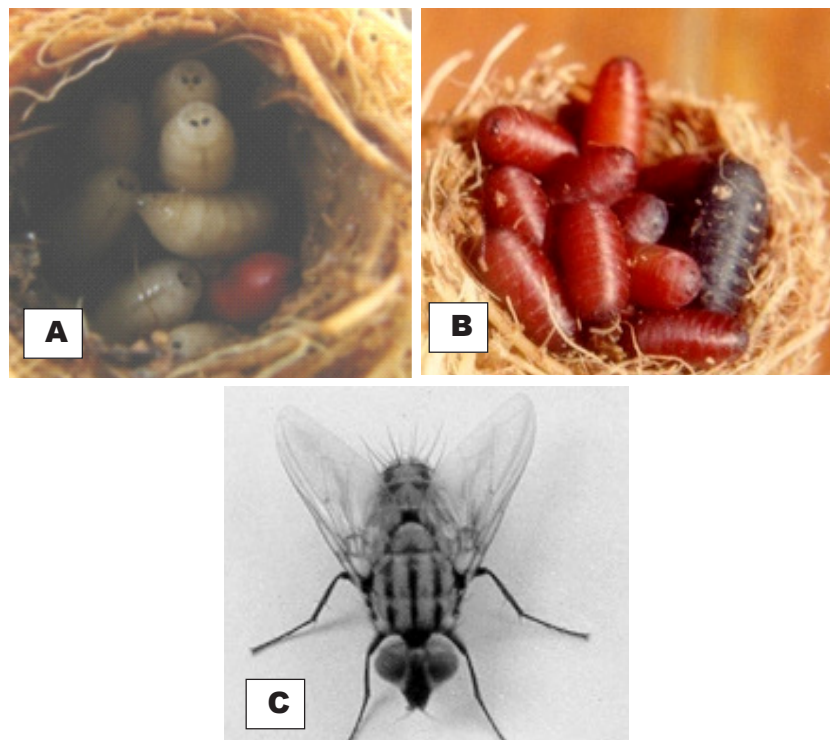


Figura 17. Larvas e pupários da mosca de *B. rhynchophorae* no interior do casulo de *R. palmarum* (A e B); mosca adulta (C). Fonte: José Inácio Lacerda Moura.

Municípios de Nazaré e Una, ambos no Estado da Bahia. Os autores concluíram que *B. rhynchophorae* (outrora *Paratheresia menezesi*) esteve presente em todos os levantamentos, com uma taxa média de parasitismo de 51% em Nazaré, enquanto em Una, variou entre 18 e 57% (Figura 18).

A Empresa Oldesa (Óleos de Dendê S/A), situada no Município de Nazaré, BA, em estudos de campo, fomentou a dinâmica de *B. rhynchophorae*, coletando casulos de *R. palmarum* em dendezeiros no estágio terminal da doença e posteriormente colocando esses casulos em gaiolas de emergência. As gaiolas eram de alvenaria com 1 x 1 x 1 m, e na parte superior foi adaptada uma tampa com tela de arame de forma a reter indivíduos de *R. palmarum* não parasitados e liberar mais aquelas moscas parasitóides (*B. rhynchophorae*). A exemplo da COPERSUCAR, que desenvolveu tecnologia para a criação massal de *Paratheresia claripalpis* (Diptera: Tachinidae), parasitóide de *Diatraea saccharalis*, praga da cana-de-açúcar, instituições públicas, de forma análoga, poderiam também desenvolver tecnologias apropriadas à criação massal de *B. rhynchoprora*.

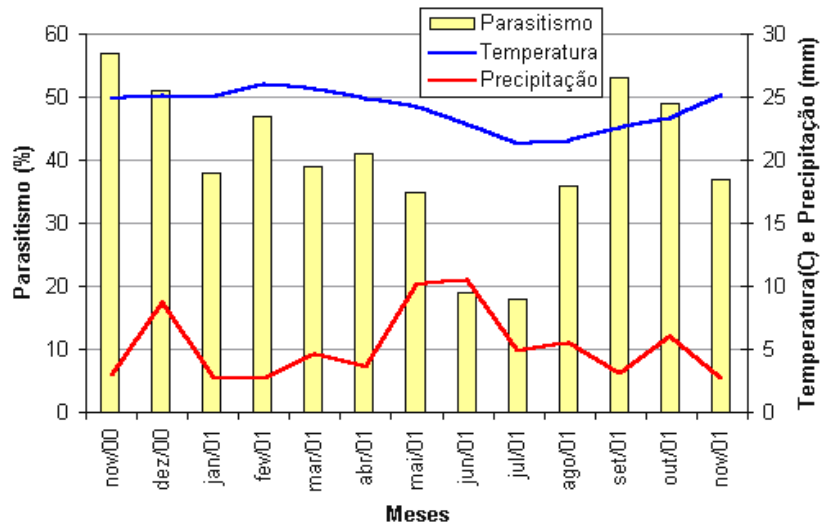


Figura 18. Controle biológico natural de *Rhynchophorus palmarum* por *Billaea rhynchophorae* em cultura de dendezeiro no Município de Una-B.A.

Fonte: José Inácio L. Moura

Restrição no uso do parasitóide *Billaea rhynchophorae*

O desconhecimento da biologia desse parasitóide é o fator restritivo, pois uma vez conhecida os aspectos biológicos, pode-se fazer uso da criação massal de *B. rhynchophorae* e posterior soltura com objetivo de reduzir a população de *R. palmarum*.

A Empresa Oldesa (Óleos de Dendê S/A), situada no Município de Nazaré, BA, em estudos de campo, fomentou a dinâmica de *B. rhynchophorae*, coletando casulos de *R. palmarum* em dendezeiros no estágio terminal da doença e posteriormente colocando esses casulos em gaiolas de emergência. As gaiolas eram de alvenaria com 1 x 1 x 1 m³, e na parte superior foi adaptada uma tampa com tela de arame de forma a reter indivíduos de *R. palmarum* não parasitados e liberar mais aquelas moscas parasitóides (*B. rhynchophorae*).

Embora a mosca *B. rhynchophorae* exerça expressivo parasitismo sobre *R. palmarum*, os níveis da incidência da doença AV continuam altíssimos em plantações comerciais de dendê no sul da Bahia.

Predador

Larvas de *R. palmarum* e *Metamasius* sp. quando em seus primórdios estádios de desenvolvimento, são predadas por besouros da família Histeridae. Adultos e larvas desse besouro são predadores generalistas. Em plantios de coqueiro, dendezeiro e pupunheira, a espécie mais frequente associada a *R. palmarum* e *Metamasius* sp, é o *Hololepta* sp. (Figura 19) Embora sua eficiência como predador não tenha sido



ainda avaliada, é mais sensato sua manutenção do que sua eliminação. Porém, a depender do tipo de armadilha, pode-se eliminar esses insetos; assim, a única armadilha que preserva esses predadores é a do tipo feixe. Já as armadilhas tipo balde e tipo tanque matam esse predador pelo calor gerado dentro do balde e, o tipo tanque, pelo contato com inseticida.

Figura 19. Adulto de *Hololepta* sp (Coleoptera, Histeridae) predador de larvas de *R. palmarum* e *Metamasius* sp.

Fonte: José Inácio L. Moura.

Controle químico

Não existe inseticida registrado no Ministério da Agricultura e Reforma Agrária (MAPA) para o controle de *R. palmarum* e do nematóide *B. cocophilus*, portanto, o uso de qualquer tipo de defensivo tem que ter prévia autorização de órgãos oficiais.

Basicamente consiste na utilização de produtos químicos que atuem sobre as diferentes fases do ciclo de *R. palmarum*, especialmente sobre adultos, seja por meio de vários tipos de iscas atrativas alimentares, pinceladas ou pulverizadas com inseticidas, ou de forma direta contra adultos nas axilas foliares das plantas. Em caso de perda acima de 5% é recomendado pulverizações nas axilas das palmeiras. Essa tática além de evitar desperdício do produto, contamina menos o ambiente comparativamente a pulverizações generalizadas. Contudo, é impraticável quando as plantas estão muito altas (acima de 10 m, por exemplo).

Por ocasião da retirada de cachos e ráquis recomenda-se a pulverização com inseticidas sobre as partes feridas (Figura 20). Contudo, o inseticida pode ser substituído por pincelamento com cal. Porém, tais práticas só são possíveis quando os dendezeiros estiverem baixos.

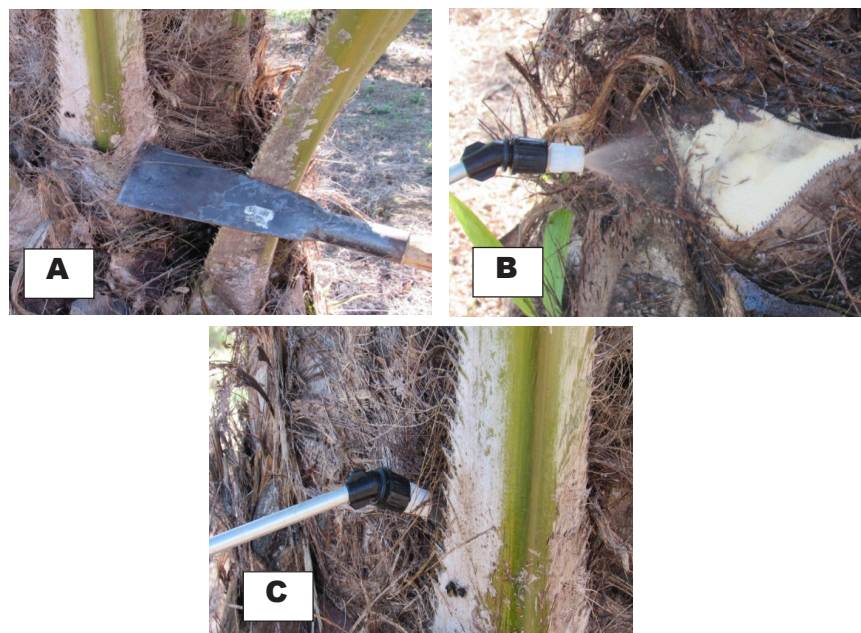


Figura 20. Ferramenta (vanca) usada na despalma e colheita de cachos de dendê (A), tratamento com inseticida nas áreas cortadas das plantas de dendezeiros (B) e pulverização nas axilas (C). Fonte: José Inácio L. Moura

Herbicida como ferramenta no manejo integrado da doença anel-vermelho

No sul da Bahia nem sempre são encontrados vestígios de ataques de larvas de *R. palmarum* quando as plantas estão principiando a doença anel-vermelho (AV). Em razão a isso, pressupõe-se que a epifitia entre nematóides e raízes é significativamente superior do que a epifitia entre nematóides e parte aérea da planta via *R. palmarum* e/ou ferramentas. Embora seja de consenso que a chegada do nematóide causador do (AV) em um plantio isento desta enfermidade, pode ocorrer através de um inseto vetor, notadamente o *R. palmarum*, não se pode excluir a possibilidade da contaminação entre raízes, ou seja, a migração do nematóide *B. cocophilus* de raízes infectadas para raízes saudáveis. Nos estudos de Bierhals (2013) sobre a persistência de *B. cocophilus* associados à rizosfera do coqueiro, os resultados demonstraram que esse nematóide é capaz de sobreviver nas raízes do coqueiro pelo menos a 118 a 133 dias após o corte. De acordo com o autor, o *B. cocophilus* migra das raízes para o solo, onde os mesmos são capazes de sobreviver por no mínimo, 76 a 88 dias após o corte.

De maneira geral, os dendezeiros infectados pelo AV no sul da Bahia não são erradicados. Por isso, acredita-se que a persistência dos nematóides *B. cocophilus* na rizosfera do dendezeiro será bem mais duradoura, o que certamente incorrerá, na possibilidade de maior número de plantas serem contaminadas via raiz.

Normalmente a erradicação de dendezeiros com AV é efetuada de forma físico-mecânica (moto-serra, por exemplo), ou seja, cortando e arrastando a planta doente da área. Além do risco de contaminação através da serragem expelida pela moto-serra, a doença AV pode ser disseminada no plantio tanto pelo arraste da planta como através das raízes pela parte fixa no solo (toco). Em razão disso, é recomendada a erradicação química com herbicida.

Estudos com intuito de avaliar diferentes tipos e concentrações de herbicidas na erradicação de dendezeiros e coqueiros, mostraram que o herbicida MSMA (metanoarseniato ácido monossódico) pertencente ao grupo dos arsenicais orgânicos, foi significativamente mais eficiente na erradicação das palmeiras que os demais herbicidas. Assim, enquanto o glifosato leva de 55 a 105 dias para secar totalmente um dendezeiro com AV, o MSMA seca entre 8 a 22 dias (León, 2016). Já coqueiros que receberam apenas 21,6 g do ingrediente ativo do MSMA, foi suficiente para secar em 95% e 28 dias coqueiros atacados por resinose (Fontes, 2009).

Fundamentado na exposição acima, é recomendado que coqueiros e dendezeiros quando apresentarem os primeiros sinais da doença AV seja

imediatamente erradicado com MSMA, pois além de apresentar menor custo comparativamente à erradicação físico-mecânica, esse herbicida tem ainda ação inseticida/nematicida, impossibilitando assim o desenvolvimento de larvas de *R. palmarum* e do nematóide *B. cocophilus*.

Palmeiras resistentes ao anel-vermelho

Várias palmeiras silvestres podem sofrer injúrias por larvas de *R. palmarum*, mas dificilmente são contaminadas pela doença anel-vermelho (AV). Tome-se como exemplo a pupunha e o açai, amplamente plantadas no sul da Bahia mas nunca registrado casos de AV. De igual modo, a palmeira oleaginosa caiaué, (*Elaeis oleifera*), altamente resistente a pragas e doenças, mas não é plantada em escala comercial devido à baixa produtividade comparativamente ao dendezeiro. Porém, quando cruzado com o dendezeiro, o híbrido interespecífico (HIE) resultante desse cruzamento, herda as boas características agronômicas do caiaué, quais sejam: baixo porte, resistência moderada a doenças e óleo com baixa acidez.

No sul da Bahia a variedade Tenera é altamente suscetível a doença anel-vermelho, enquanto variedade Dura mostra-se mais tolerante a essa enfermidade. Em razão disso, alguns produtores relutam em plantar o Tenera, pois alegam que ao entrar no estágio produtivo começam a morrer após colheita de cachos. Tal fato procede, tendo em vista que estudos conduzidos com a variedade Tenera na Ceplac/Esmal, Una, BA, em área experimental de um hectare, se constatou 67% de mortalidade das plantas no período de 10 anos. Há que se acrescentar, que tratamentos fitossanitários tais como feromônio e inseticidas foram usados na referida área experimental.

Entre as variedades que compõem o banco de germoplasma de dendê da Esmal, pode-se verificar através da Tabela 3 que o caiaué (*Elaeis oleifera*) é a única variedade resistente ao anel-vermelho, o híbrido interespecífico BRS Manicoré (RNC 26031) (*Elaeis oleifera* x *E.*

Tabela 3. Variedades de dendezeiros que compõem o banco de germoplasma da Esmal

Genótipos	Plantados	Mortos	Vivos	% mortos
Dura Dampy	1162	1090	72	95
Dura Deli	886	461	425	52
Dura Cepec	482	271	211	56
Tenera Malásia	1223	326	897	26
Tenera/ Embrapa	320	115	205	35
Caiaué	35	0	35	0
Híbrido interespecífico	876	8	868	0,9

guineensis) apresenta resistência moderada e, a variedade Dampy, altamente suscetível. Ao se considerar que os dendezeiros, caiaúes e HIEs (Figura 21) receberam mesmos tratos culturais, tais como podas de ráquis foliares e retirada de cachos e, que, não houve nenhum registro de casos de anel-vermelho, além de pouco dano mecânico imposto por larvas de *R. palmarum* a plantas de caiaué, pode-se aventar que a espécie é resistente a essa doença no sul da Bahia, o que está de acordo com o consenso, baseado em observações técnicas, em outras regiões, no norte do Brasil.

O híbrido RNC 26031 é altamente recomendado para o plantio em áreas de incidência de amarelecimento fatal, no Estado do Pará, por apresentar resistência a essa enfermidade. Da forma análoga, sugere-se a utilização do HIE na região sul da Bahia, ou em regiões de acentuada incidência de anel-vermelho, como alternativa viável na redução de perdas por esta doença.



Figura 21. Caiaué (A) e híbrido interespecífico (B) (Brs manicoré) resultante do cruzamento entre o caiaué e o dendezeiro de origem africana. Fonte: José Inácio L. Moura.

Considerações Finais

As medidas de controle adotadas, notadamente o manejo integrado de *R. palmarum*, não tem sido suficientes para conter o avanço da doença anel-vermelho e do inseto vetor tanto nos plantios de dendê na Esmal, como em plantios comerciais no sudoeste da Bahia. Ainda que não perceptível pela ciência, é provável que outros fatores possam estar envolvidos com a transmissão da doença.

Estudos sobre a influência do vetor e do macro clima e sua relação na incidência do anel-vermelho em dendezeiro na Esmal/Ceplac foram conduzidos por Resende et al., (1990). De acordo com os autores, 70,97% da variação na ocorrência do anel-vermelho (AV) podem ser explicadas

pela equação de regressão múltipla pelo método "Stepwine". Considerando-se que 29.03% dos casos de AV detectados na Esmal não são explicados pela equação encontrada, é provável que existam outros agentes envolvidos na disseminação de *Bursaphelenchus cocophilus*, além do vetor *R. palmarum*.

Franco (1964) cita que outros insetos e ferramentas utilizados pelo homem no manejo da cultura podem levar o nematóide de plantas doentes para plantas saudáveis. De fato, logo após a retirada de ramos foliar e cachos dos dendêzeiros que compõem o banco de germoplasma de dendê da Esmal, observa-se expressivo número de plantas mortas. É possível que a palmeira quando contaminada pela doença em seus primórdios, ainda não apresenta sintomas externo característico do AV. Por isso, ao ser manejada, transmite-se a doença nas palmeiras ao redor.

Ainda de acordo com os estudos de Resende et al., (1990), a ocorrência de AV na Esmal correlacionou-se positivamente com a população de *R. palmarum*, negativamente com a temperatura média do ar e não se correlacionou com a precipitação pluviométrica. Assim, quanto mais baixa a temperatura mais casos de AV são registrados. Se considerado que o nematóide tem motilidade em meio aquoso e, no inverno é o período das chuvas, faz sentido essa correlação, principalmente contaminação entre raízes. Uma vez que a possibilidade de contaminação do AV entre raízes de coqueiros foi evidenciado por Warwick & Bezerra (1992) e Bierhals (2013), de forma análoga em dendêzeiros não pode ser desconsiderada.

É preciso inovações, ou seja, busca por novas táticas de controle que permita conviver com a doença anel-vermelho (AV) a níveis sub econômicos. Assim, a título de exemplo, cita-se o caso do nematóide do pinus *Bursaphelenchus xylophilus*. Esse nematóide tem sido responsável pela mortalidade de plantios comerciais de pinus na América do Norte e alguns países da Ásia e Europa. Entre as táticas adotadas no controle do nematóide, tem-se o uso de injeção de benzoato de emamectina. De acordo com Takai et al. (2000), plantas que recebem injeção desse inseticida/nematicida ficam protegidas por até três anos. De igual modo, testes deveriam ser conduzidos sobre dendêzeiros com AV no Brasil.

CAPÍTULO 2 - *Rhinostomus barbirostris* Fabricius (Coleoptera, Curculionidae) Broca do estipe

José Inácio L. Moura

Introdução e distribuição geográfica

O gênero *Rhinostomus* apresenta cerca de sete espécies no Continente Americano, uma na África Tropical e outra na Austrália. A espécie *barbirostris* ocorre em toda América do Sul (exceto Chile), parte Central e Sul do México (Vaurie, 1970). No Brasil, sua ocorrência foi registrada nos estados do Amazonas, Bahia, Maranhão, Minas Gerais, Pará, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Sul, Sergipe e São Paulo.

Plantas hospedeiras

Esta espécie é praga de coqueiro no Brasil, Argentina, Uruguai, México, Trinidad Tobago e Honduras (Lepesme, 1947). No Sul da Bahia criam-se em coqueiros, dendezeiros e piaçaveiras.

Descrição e bioecologia

O adulto (Figura 22) de *Rhinostomus barbirostris* tem coloração escura, medem entre 11-40 mm de comprimento. Contudo, o tamanho do adulto está relacionado com o tipo de alimentação da larva. O macho diferencia-se da fêmea por apresentar denso pelos ao redor do rostro; corpo cilíndrico, pronoto tão longo quanto largo e densamente pontuado. Antenas longas e delgadas. A tibia anterior tem dois ou mais dentes, grandes e afiados. A larva quando completamente desenvolvida tem comprimento variável (20 a 50 mm), corpo cilíndrico e de cor branca. O estágio de pupa ocorre dentro da própria planta e não constrói casulo.

São de hábito noturno e durante o dia ficam ocultas nas axilas das palmeiras. Ovipositam sobre o estipe, com mais frequência na base e topo. Ao ovipositarem cobrem os ovos com uma secreção de coloração marrom (Figura 23), possivelmente para evitar predação por formigas e/ou outros predadores. De acordo com Bondar (1940) as larvas são atacadas por *Cxysternus maximus* (Coleoptera, Histeridae), formigas, pica-paus e alguns Himenópteros parasitas.

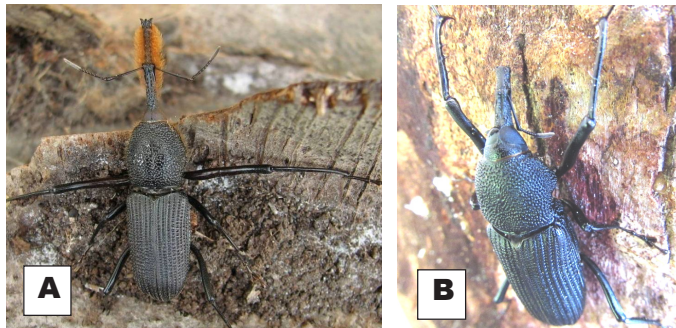


Figura 22 . Macho (A) e fêmea (B) de *Rhinostomus barbirostris*.
Fonte: José Inácio L. Moura.



Figura 23. Ovos de *Rhinostomus barbirostris*. Fonte: José Inácio L. Moura.

Injúrias e perdas

Identifica-se a presença da larva no interior da planta devido uma serragem que vai escorrendo ao longo do estipe e acumulando-se no solo junto à base do estipe (Figura 24A). À medida que a larva penetra para o interior do estipe, montes de resina vão se formando (Figura 24B). Portanto, pode ser também um indicativo da presença do inseto.

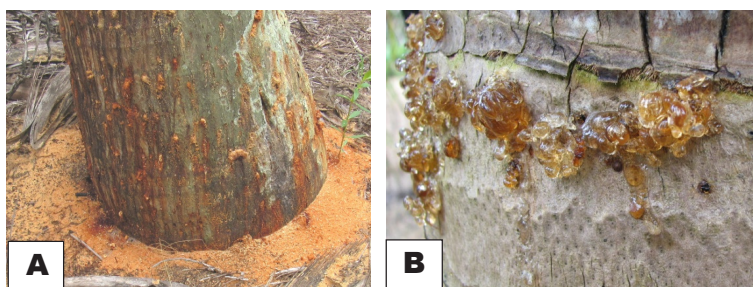


Figura 24. Serragem sendo expelida para o exterior (A) e montes de resina indicando a penetração da larva de *Rhinostomus barbirostris* para o interior do estipe (B). Fonte: José Inácio L. Moura.

As larvas alimentam-se dos tecidos lenhosos no interior do estipe, fazendo inúmeras galerias. Embora nem todo coqueiro morra devido aos danos mecânicos ocasionados pelas larvas (Figuras 25A e 25B) certamente a produtividade poderá ficar comprometida pela interceptação da seiva. Contudo, a depender do número de larvas e da parte do estipe atacada, pode ocorrer o decaimento das ráquis foliares (Figura 25C) com subsequente morte da planta. Observa-se também com certa frequência, que associado ao decaimento das ráquis, quase sempre a presença das doenças anel-vermelho (Figura 25D) e resinose.

Fato curioso ainda, diz respeito a coqueiros com excelente aspecto vegetativo e alta produtividade serem colonizados pelo *R. barbirostris*. Verificou-se nesses coqueiros a presença do fungo causador da resinose em estágios incipientes, ou seja, com a doença principiando. Assim, é possível que o coqueiro por estar adequadamente nutrido suporte a doença; porém fica vulnerável ao ataque de *R. barbirostris* devido à liberação de voláteis (semioquímicos).

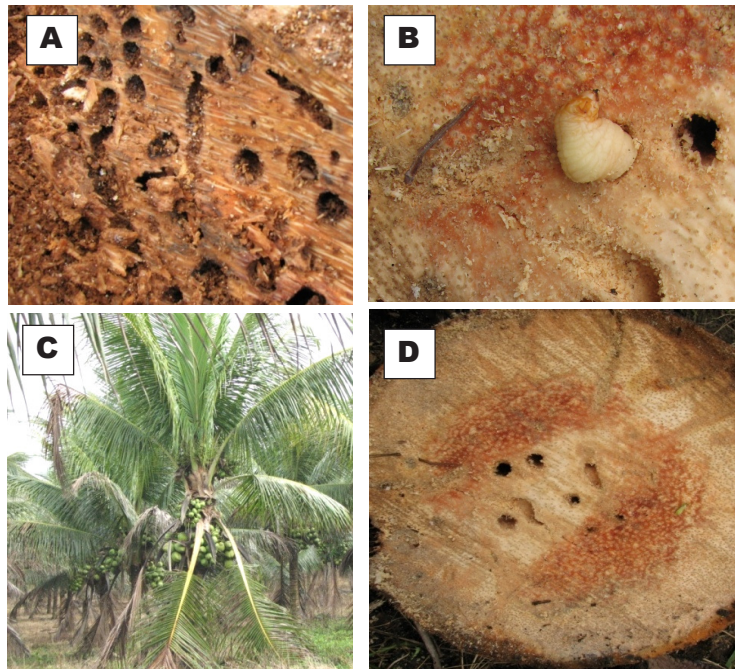


Figura 25. Danos mecânicos causados no estipe por larvas de *R. barbirostris* (A e B); Coqueiro com as folhas dependuradas em consequência do ataque de *R. barbirostris* e anel-vermelho transmitido por este inseto (C e D). Fonte: José Inácio L. Moura.

Manejo integrado

Estes insetos não são atraídos por iscas atrativas a exemplo de *R. palmarum*. Desse modo, o controle químico e cultural são recomendados.

Controle químico

Não existe produto registrado no MAPA para o controle de *R. barbirostris*. Havendo possibilidade do uso de algum defensivo, é recomendado que as pulverizações sejam dirigidas para as axilas do coqueiro com objetivo de atingir adultos de *R. barbirostris* que por ventura ali estiverem. Contudo, a pulverização só é possível quando os coqueiros estiverem com porte baixo.

Uma maneira prática de saber se os insetos estão em atividade, é a presença de adultos de *R. barbirostris* mortos sobre o solo junto ao estipe e ausência de corrimento de serragem. Caso se constate, a pulverização não é recomendada.

Outra tática recomendada no controle químico é o pincelamento no estipe com óleo vegetal misturado com inseticida. O óleo tem como função veicular o inseticida. Esta mistura deverá ser efetuada sobre os locais de estipe que estiver com corrimento de serragem. Para melhorar a penetração da mistura recomenda-se a retirada da casca antes do pincelamento.

Controle cultural

Consiste em retirar com auxílio de instrumento cortante os ovos ainda não eclodidos de *R. barbirostris*. Uma outra alternativa, é aplicar uma camada de cal cimentante sobre os locais que as larvas penetraram. Esta é uma tática que evita a emergência dos adultos após completar ciclo no interior do estipe.

Coqueiro que apresentar o decaimento das folhas como o da Figura 25C deve ser retirado da área do plantio e queimado, pois esse estado é irreversível.

CAPÍTULO 3 - *Homalinotus coriaceus* Gyllenhal, 1836 (Coleoptera, Curculionidae)

José Inácio Lacerda Moura

Broca-do-pedúnculo-floral-do-coqueiro

Introdução e distribuição geográfica

Ao contrário dos outros curculionídeos onde as injúrias são visíveis (*Amerrinus ynca* e *Rhinostomus barbirostris*, por exemplo), em *H. coriaceus* os danos ao pedúnculo não são visíveis quando o coqueiro principia a fase produtiva. Daí, a possível razão de alguns produtores queixarem-se que os coqueirais apesar de estarem adequadamente nutridos, os cachos e frutos abortam.

Há 21 espécies de *Homalinotus*, das quais cinco - *H. coriaceus* (Gyllenhal), *H. deplanatus* (Sahlberg), *H. nodipennis* Chevrolat, *H. porosus* Gyllenhal e *H. validus* (Olivier) - são reportadas como pragas de vários gêneros de palmeiras, especialmente coqueiros (Lemos et al. 2007). Duas espécies se destacam pela importância econômica: *Homalinotus coriaceus* e *H. depressus*. A primeira tem ocorrência no Nordeste e Sudeste do Brasil, enquanto a segunda espécie nos coqueirais do Norte do Brasil (Lemos, 2016).

Plantas hospedeiras

Entre as palmeiras hospedeiras de *H. coriaceus* destacam-se a *Attalea funifera*, *A. piassabossu*, *A. burretiana* e *Diplothemium candences*. No sul da Bahia o coqueiro e a piaçaveira são colonizadas por *H. coriaceus*.

Descrição e bioecologia

O adulto possui coloração preta (Figura 26C), élitros fortemente estriados e formados por escamas pardacentas ou creme. O comprimento do corpo varia de 22 a 46 mm de comprimento. Larva (Figura 26A) recurvada, coloração branca e cabeça ferrugínea. Quando completamente desenvolvida medem entre 40 e 50 mm de comprimento. O estágio de pupa ocorre no interior de um casulo (Figura 26B) feito de fibras retiradas da casca do estipe pela larva. São de hábito noturno e, durante o dia ficam escondidos nas axilas das folhas. Identifica-se a presença desse inseto através de buracos ao longo do estipe (Figuras 26D e 26E).

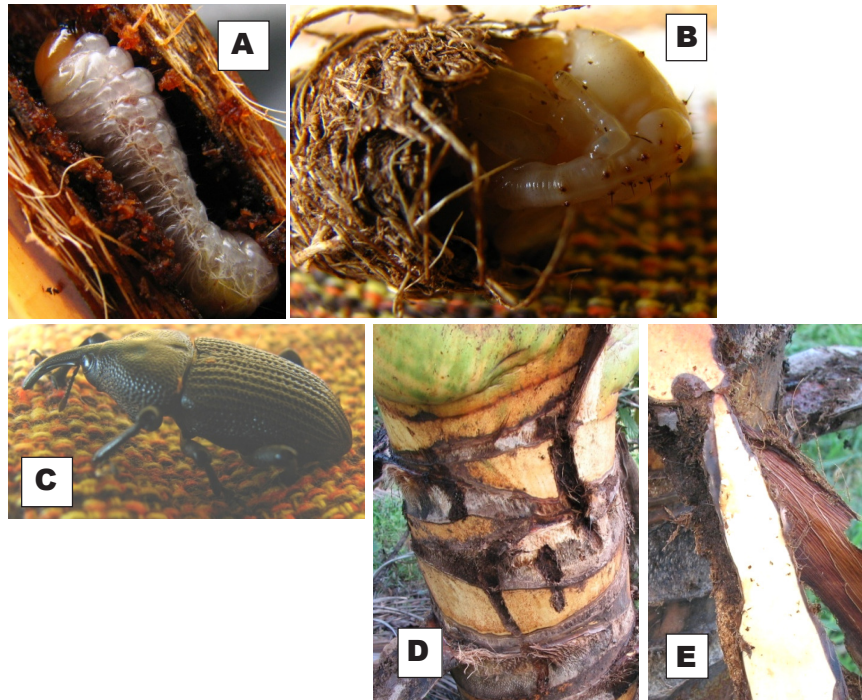


Figura 26. Larva no interior do pedúnculo, pupa e adulto de *Homalinotus coriaceus* (A,B,C); sulcos no estipe e canal no pedúnculo construído pela larva de *H. coriaceus* (D e E). Fonte: José Inácio L. Moura.

De acordo com Sarro et al. (2004), a duração média das diferentes fases dos ciclos de vida desse inseto é a seguinte: ovo a emergência do adulto variou de 124 a 305 dias para machos e 129 a 241 dias fêmeas. Já o ciclo de ovo a morte do adulto, variou de 370 a 460 dias para machos e 432 a 436 para fêmeas.

Não existe um caráter morfológico externo visível que separe rapidamente machos e fêmeas a exemplo de *R. palmarum* e *R. barbirostris*. Contudo, diferenças morfológicas no abdome dos adultos podem ser utilizadas para diferenciação sexual. Na fêmea, o último tergito abdominal encontra-se recoberto pelo penúltimo, enquanto que nos machos, o último urotergito é visível, ficando parcialmente exposto devido a uma reentrância na borda posterior do penúltimo. Essas características morfológicas da extremidade abdominal posterior permitem o reconhecimento seguro dos sexos dos adultos, no entanto, há necessidade de se levantar os élitros para sua visualização (Sarro et al., 2004).

Injúrias e perdas

De acordo com Bondar (1940), no coqueiro novo sem inflorescência os ovos são postos na bainha das folhas, perto da base (ou base da ráquis foliar). Próximo ao fim do estágio jovem, a larva perfura o tecido interno e passa posteriormente para a casca do estipe (caule) onde cava um abrigo e faz um casulo de fibras e, dentro dele, se transformara em inseto adulto. Quando o coqueiro começa a emitir inflorescências, a larva de *H. coriaceus* passa a atacar o pedúnculo floral. Nele, constrói um canal de alimentação na parte lateral (Figura 26E) e, à medida que o canal vai alargando-se, ocorre interceptação da seiva com subsequente queda de frutos e cachos.

Manejo integrado

Esse besouro não é atraído por iscas atrativas. O controle cultural, mecânico e químico são os métodos recomendados.

Monitoramento

À medida que os coqueiros vão crescendo, vai se tornando difícil o controle desse inseto em razão da altura. Por isso, é de fundamental importância que visitas quinzenais com objetivo de identificar os primeiros sinais (Figura 26D) de ataque desse inseto, sejam adotadas. Assim, a constatação de apenas uma planta com sinais de ataque, já é suficiente para a execução de uma poda radical das ráquis de modo a permitir a retirada manual das larvas, pupas e adultos que por ventura ali estiverem.

De maneira geral estes besouros atacam coqueiros com estipe (tronco) acima de um metro. Para determinar se as medidas de controle adotadas deram resultado, observar se os sulcos vão desaparecendo estipe acima à medida que o coqueiro vai crescendo.

Controle químico

Não há produto registrado no MAPA para o controle de *H. coriaceus*. As pulverizações deverão ser dirigidas para as axilas com objetivo de atingir adultos de *H. coriaceus* que aí permanece durante o dia. Em pequenos plantios e com os coqueirais baixos (não mais que cinco metros, por exemplo), recomenda-se usar um pulverizador costal manual adaptado a uma vara de comprimento próximo de 6 metros. Na ponta da vara adapta-se o bico do pulverizador devidamente envergado de modo a facilitar a penetração da calda inseticida para o interior das axilas. Pulverizações generalizadas sobre as inflorescências podem afetar os organismos benéficos.

Experimentos em campo com injeção de inseticidas sistêmicos não surtiram efeito sobre as larvas de *H. coriaceus*.

Controle Cultural

O cultural consiste na limpeza da coroa foliar, retirando pedúnculos com sinais de ataque seguido de queima.

Controle biológico

Tem-se observado que em coqueirais onde ocorre a formiga pixixica (*Wasmannia auropunctata*) não há registro de injúrias causado por *H. coriaceus*. Assim, é bem provável que larvas e ovos deste inseto sofram predação por parte destas formigas. Por sua vez, sua manutenção no coqueiral implica em picadas dolorosas nos operários envolvidos com a colheita do coco.

CAPÍTULO 4 - *Amerrhinus ynca* Sahlberg, 1823 (Coleoptera: Curculionidae)

José Inácio Lacerda Moura

Broca-da-ráquis-foliar

Introdução e distribuição geográfica

No gênero *Amerrhinus* existem cerca de vinte duas espécies (<https://sv.wikipedia.org/wiki/Amerrhinus>). Todavia, *Amerrhinus ynca* é a única espécie que ataca palmeiras, notadamente o coqueiro. No Brasil, sua ocorrência está mais restrita ao sul do estado da Bahia e nos estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro e São Paulo.

Plantas hospedeiras

No sul da Bahia, a palmeira silvestre de nome vulgar pati (*Syagrus botryophora*) (Figura 27) e o coqueiro são as palmeiras que hospedam o *A. ynca*.

Descrição e bioecologia

O curculionídeo *A. ynca* é um besouro de aproximadamente 26 mm de comprimento, sua coloração varia do amarelo ao branco com pontuações negras e salientes sobre o corpo. Aparentemente não apresentam dimorfismo sexual. Contudo, nos estudos de Souza (2006) foram encontradas três características morfológicas distintas entre os sexos de adultos de *A. ynca*: (i) os dois primeiros esternitos abdominais nas fêmeas apresentam um formato convexo enquanto nos machos os mesmos esternitos são ligeiramente côncavos, (ii) a margem posterior do quinto esternito nas fêmeas apresenta um entalhe mediano, enquanto nos machos é totalmente arredondada e (iii), o oitavo tergito abdominal nas fêmeas é recoberto pelo sétimo e, nos



Figura 27. Pati (*Syagrus botryophora*).

machos, visível. Médias de comprimento e largura do corpo foram maiores nas fêmeas que nos machos.

Indivíduos de *A. ynca* também emitem sons. Machos e fêmeas de *A. ynca* produzem sons e apresentam aparatos estridulatórios morfologicamente distintos. Nos machos foi possível diferenciar dois tipos de sons, uma estridulação de distúrbio associada a encontros ou disputas com outros machos e uma estridulação de corte que foi registrada durante o acasalamento (Souza, 2006).

São de hábito diurno e todo ciclo biológico de *A. ynca* ocorre no interior da ráquis foliar. De maneira geral a fêmea oviposita sempre na base da ráquis foliar. Com auxílio do rostro faz pequenas incisões onde em seguida depositam seus ovos. Não constrói casulo para empupar-se e, ao emergir do estágio de pupa, permanece por algum tempo no interior da galeria da ráquis até seu corpo esclerotizar. Uma vez o corpo duro, constrói orifício de saída na parte superior da ráquis.

Injúrias e perdas

A larva se alimenta dos tecidos internos da ráquis foliar no sentido vertical. Sua presença no interior da ráquis é facilmente visualizada em razão de bolos de resina que vão se formando à medida que a larva vai penetrando para o interior da ráquis (Figuras 28A, B, C, D, E, F, G, H e I). Quando a população é muita alta e, não havendo espaço para colonizar a base da ráquis, migram para a extremidade do pecíolo (limbo foliar). Nessa circunstância pode haver comprometimento com a produtividade, pois uma vez que a larva alimenta-se do limbo foliar, as folhas quebram-se facilmente com a ação dos ventos. Plantas assim costumam apresentar amarelidão das folhas (Figura 28D).

No município de Una-BA, indivíduos de *A. ynca* começam a emergir das ráquis foliares do coqueiro no princípio do mês de agosto (Figura 29). Fundamentado nesta evidência, fez-se um estudo em uma área de aproximadamente dois hectares, com objetivo de determinar o número de ráquis injuriadas por *A. ynca* e, a percentagem de larvas vivas deste inseto por ráquis foliar. Os resultados mostraram que em vinte coqueirais amostrados, o número médio de ráquis com sinais de ataque de *A. ynca* foi de 10,3 ráquis/coqueiro e, 97% das larvas estavam vivas. Já a média de larvas vivas/ráquis/coqueiro, foi de 7,8. Assim, presume-se que, de cada coqueiro poderão emergir cerca de 80 indivíduos de *A. ynca*. Considerando 200 coqueiros/ha, estima-se emergência de 16.068 besouros/hectare.

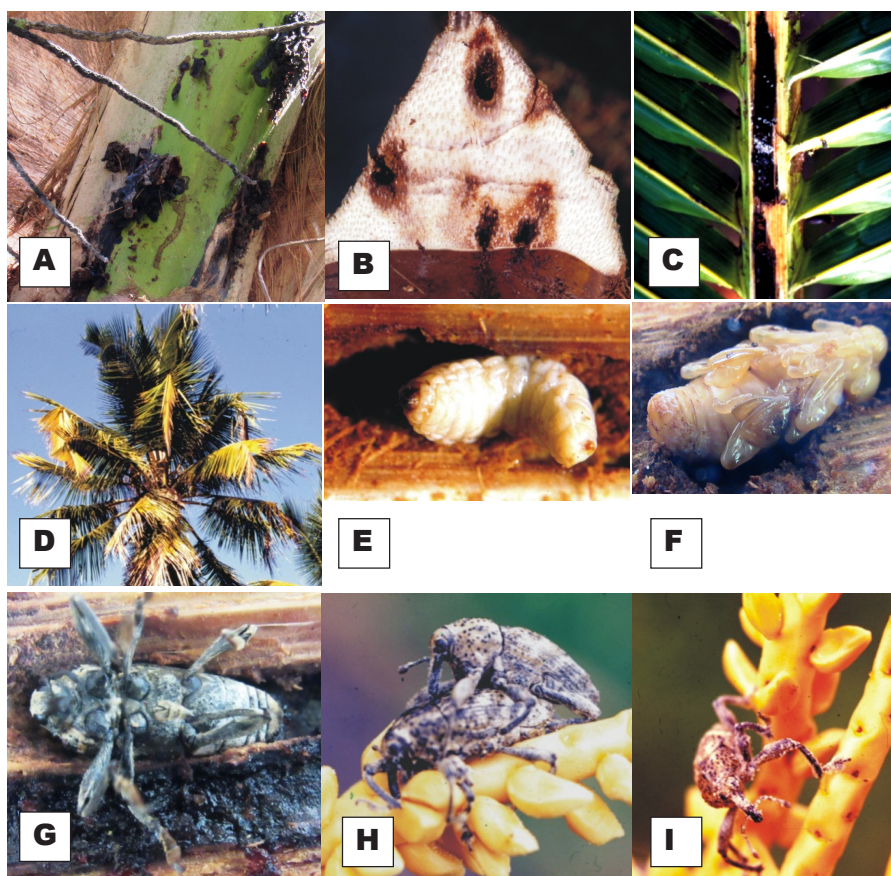


Figura 28. Sintoma externo do ataque de *A. ynca* na base da ráquis (A); canais construídos pelas larvas de *A. ynca* na base da ráquis foliar (B); canal construído no limbo foliar (C); amarelição em decorrência a forte ataque no limbo foliar (D); larva, pupa e adulto no interior da ráquis foliar (E, F, G); casal copulando (H); adulto se alimentando de pólen do coqueiro (I).

Fonte: José Inácio L. Moura.

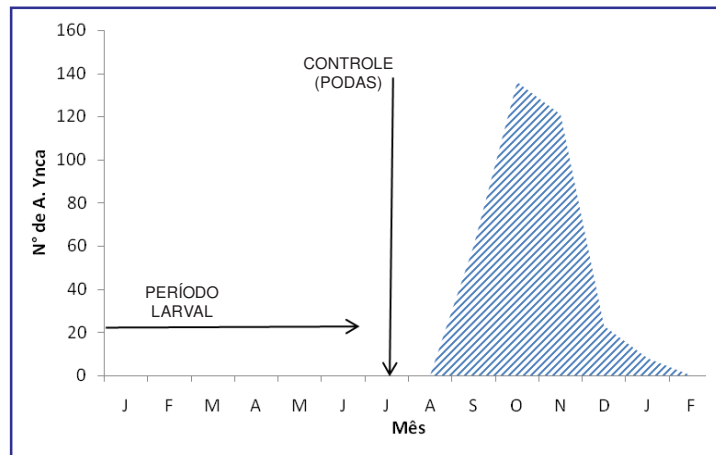


Figura 29. Período larval, emergência, cópula e oviposição de *A. ynca* sobre coqueiros anões no sul da Bahia. Una-BA. Fonte: José Inácio L. Moura.

As doenças foliares do coqueiro, notadamente lixa (*Phyllachora torrendiella*) e queima (*Lasiodiplodia theobromae*), reduzem expressivamente a produtividade em decorrência ao reduzido número de folhas causado por estes fitopatógenos. Assim, a presença destas enfermidades no coqueiral quando associado às injúrias causadas pelo *A. ynca*, podem comprometer sobremaneira a produtividade dos coqueirais.

Manejo integrado

Monitoramento

Coqueirais quando próximo ao bioma mata atlântica são mais vulneráveis a sofrer injúrias por *A. ynca*, pois boa parte das palmeiras silvestres que interagem com o bioma, são hospedeiras de insetos, especialmente besouros. Como já citado, a palmeira pati é hospedeira de *A. ynca*. Em razão disso, deve-se observar a presença desta palmeira e, se nela existem sinais de ataque de *A. ynca* em suas ráquis. Uma vez constatado, as ráquis deverão ser podadas e queimadas,

De maneira geral, o ataque sempre começa das bordaduras para o centro do plantio. Por isso, fiscalizações deverão ser feitas com muito rigor, principalmente nos coqueirais vizinhos as áreas de matas. Ráquis foliares que apresentem os primeiros sinais de ataque deverão ser retiradas e as larvas mortas manualmente.

Controle cultural

Uma vez que *A. ynca* tenha se estabelecido no coqueiral, a retirada das ráquis atacadas por *A. ynca* deverão ser efetuadas de modo a reduzir a população desse inseto. Deve-se dar preferência para as ráquis dependuradas, secas e que não apresentarem sinais de saída (furos) do besouro. As ráquis colhidas deverão ser amontoadas e queimadas.

Controle químico

Não existe inseticida registrado no MAPA para controlar o *A. ynca*. Contudo, o controle químico via pulverização sobre as formas adultas de *A. ynca* poderá surtir efeito se os coqueirais estiverem baixos e forem conduzidas pulverizações regulares entre os meses de agosto e janeiro, pois como mostrado na Figura 29, é o período que os adultos estão emergindo. Uma vez altos, o controle químico via pulverização é inviável economicamente e ambientalmente. A inviabilidade econômica se deve ao fato do não alcance do defensivo sobre o alvo biológico. Relativo aos danos ambientais, tome-se como exemplo a eliminação da guilda trófica (pássaros e insetos benéficos) que visitam as inflorescências na busca por néctar e pólen.

Em plantios onde as doenças foliares e o ataque de *A. ynca* estão associados, injeções com fungicidas triazóis no estipe poderiam atenuar os danos, pois uma vez que esse fungicida controla as doenças foliares, maior produtividade poderia ser obtida, pelo aumento do número de ráquis foliares.

O controle químico visando controlar a larva de *A. ynca*, parece ser o método mais viável. Por isso, pesquisas com inseticida sistêmico via injeção no estipe ou uso de mamadeira, deveriam ser testados, tendo em vista esta tática ter baixo impacto ambiental.

Controle biológico natural

No sul da Bahia, larvas e pupas de *A. ynca* são parasitadas por moscas da família Tachinidae (Figura 30). Assim, como forma de fomentar a ação desses parasitóides no plantio, recomenda-se que ráquis foliares com sinais de ataque de *A. ynca* não sejam queimadas e, sim, colocadas em trincheiras ou dentro de barris de duzentos litros. Para evitar a fuga de adultos de *A. ynca* emergidos das ráquis, deve-se tapar com uma tela de modo que a malha permita a passagem das moscas e retenha os besouros. À medida que forem aparecendo os adultos sob a tela, estes deverão ser coletados e mortos. Acredita-se que essa tática quando feita com regularidade poderá reduzir a população de *A. ynca* a longo prazo.



Figura 30. Parasitóide de uma mosca da família Tachinidae parasitando larva de *Amerrihinus ynca* e pupários da mosca. Fontes: Renato Dorea, José Inácio L. Moura.

CAPÍTULO 5 - *Metamasius* sp (Coleoptera, Curculionidae)

José Inácio L. Moura, Sandra Mara Gomes, Maria das Graças
Conceição Parada Costa Silva, Lindolfo Pereira dos Santos

Introdução e distribuição geográfica

As espécies do gênero *Metamasius* sp são encontradas em todos os continentes, principalmente na região tropical das Américas. Existem aproximadamente 110 espécies descritas no mundo.

Plantas hospedeiras

As espécies do gênero *Metamasius* estão associadas a várias plantas hospedeiras das famílias arecáceas, bromeliáceas, musáceas, gramíneas, por exemplo, a cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum*), entre outras. No Brasil, estão associadas a várias espécies de palmeiras, quais sejam: açazeiro (*Euterpe oleracea* Martius), coqueiro (*Cocos nucifera* L), dendezeiro (*Elaeis guineenses*), palmito-juçara (*Euterpe edulis* Martiu) tamareira (*Phoenix dactylifera*), palmeira-real-da-austrália (*Archontophoenix* spp) e pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth) (Gomes, 2008; Rocha, 2012).

Descrição e Bioecologia

Os adultos de *Metamasius* sp. medem entre 10 e 20 mm de comprimento e geralmente são de coloração vermelha e preta ou laranja e preta (Figura 31A). As larvas são ápodes, de coloração branco-leitosa, com cápsula cefálica de coloração amarela e marrom, podendo alcançar 10 mm de comprimento nos últimos instares (Figura 31B). As pupas ficam protegidas dentro de um casulo (Figura 31C) confeccionado pela própria larva, com

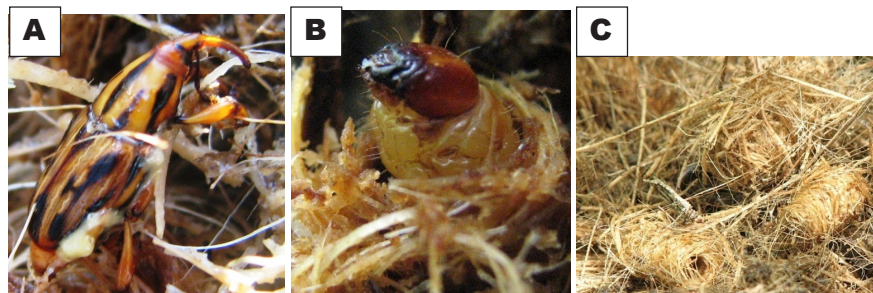


Figura 31. Adulto de *Metamasius* sp (A); Larva no último instar construindo casulo (B); Casulos (C). Fonte: José Inácio L. Moura.

fibras da planta hospedeira. Estudos sobre o ciclo biológico de *Metamasius* sp relataram o período embrionário de quatro dias, período larval, de 49 dias e o pupal de 10 dias (Weissling; Giblin-Davis, 1998; Woodruff; Baranowski, 1985).

Injúrias e perdas

A pupunheira é a única palmeira de valor comercial no sul da Bahia que o *Metamasius* sp causa injúrias. A larva alimenta-se da parte interna do caule da planta (meristema) onde se encontra o palmito. A penetração da larva através das galerias feitas pela praga (Figuras 32A e B) pode facilitar a entrada de microorganismos patogênicos, como fungos, bactérias, vírus e mesmo outros insetos, ocasionando sérios danos às plantas. É possível que o grande número de plantas por hectare (cerca de 7000) sofrendo constantes cortes da haste para o beneficiamento do palmito, contribua por liberar grandes quantidades de voláteis atrativos ao *Metamasius* sp. Assim, uma vez atraídos para o plantio, a sua população tenderá a crescer, devido ao expressivo volume de resíduo vegetal presente no plantio (toco da haste, por exemplo), nos quais eles se criam.

Manejo integrado

Controle químico

Os tocos resultantes da colheita do palmito, e que permanecem no plantio, liberam substâncias químicas voláteis atrativas ao *Metamasius* sp, que ali chegam e ovipositam. Assim, para evitar o rápido crescimento da população

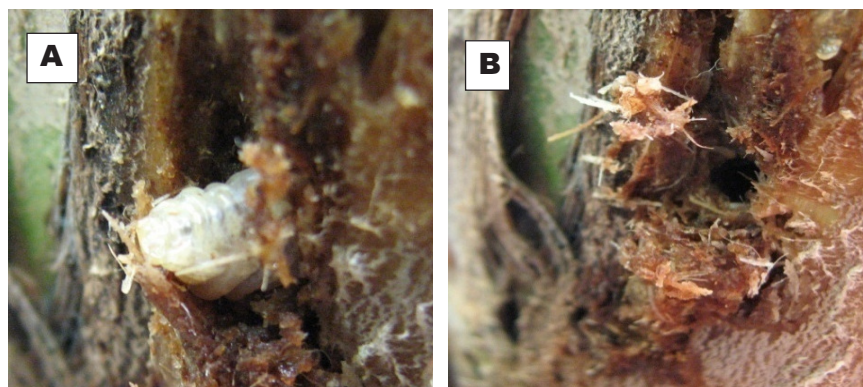


Figura 32. Larva de *Metamasius* sp penetrando no coleto da pupunheira (A); furo no coleto feito pela larva de *Metamasius* sp (B). Fonte: José Inácio L. Moura.

no plantio, a pulverização de inseticida sintético sobre os tocos deve ser realizada logo após a retirada das hastes. Porém, não existe inseticida registrado no MAPA para o controle de *Metamasius* sp em plantios de pupunha.

Controle cultural

Na colheita do palmito, deve-se realizar cortes transversais com o instrumento comumente utilizado para esta finalidade, facão, por exemplo, de modo a permitir a rápida secagem do toco, evitando a colonização por indivíduos de *Metamasius* sp. Todo o resíduo vegetal presente na área deverá ser posteriormente retirado e queimado (Figura 33).



Figura 33. Toco da haste do palmito (A) e resíduos vegetais (B). Fonte: José Inácio L. Moura.

Controle comportamental

Armadilhas com feromônio e cana-de-açúcar recomendadas no monitoramento e coleta massal de *R. palmarum*, podem ser utilizadas, para *Metamasius* sp em plantios de pupunha. Assim, em razão do baixo custo, a armadilha tipo feixe, foi testada utilizando-se três modalidades de controle: cana + feromônio + coleta manual diária; cana + feromônio + coleta manual a cada 10 dias e cana + feromônio + inseticida. Na Figura 34 se verifica que coletas diárias embora não tenha diferido significativamente que o tratamento com inseticida, coletou numericamente mais indivíduos de *Metamasius* sp. Desse modo, tratando-se de pequenas áreas, com mão de obra familiar, a armadilha com coletas diárias é recomendada, em razão da simplicidade de sua operação.

Controle Biológico

O controle biológico natural através de besouros predadores da família Histeridae certamente contribuem para a redução da população, principalmente o besouro histerídeo *Hololepta* sp. que se alimenta de larvas de *Metamasius* sp. Por isso, armadilha tipo feixe com coletas diárias,

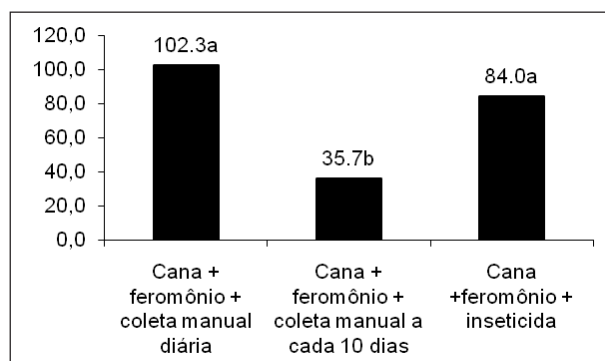


Figura 34. Número de indivíduos de *Metamasius* sp coletados em armadilhas tipo feixe em três modalidades de controle.

Fonte: José Inácio L. Moura.

é o método recomendado quando se deseja fazer coleta massal de *Metamasius* sp. e preservar os predadores. Moscas da família Tachinidae também parasitam larvas e pupas de *Metamasius* sp. No Vale do Ribeira, SP, o parasitismo da mosca *Diaughia angusta* sobre *Metamasius* sp variou de 0 a 40%, atingindo seu maiores níveis durante os meses de setembro a outubro (Silva e Pavarini, 2009).

Outro agente de controle biológico natural e muito comum sobre *Metamasius* sp em plantios de pupunha no sul da Bahia, são os fungos entomopatógenos. Assim, deve-se intensificar as observações diárias para identificar adultos de *Metamasius* sp. mumificados pela ação desses fungos (Figura 35), para posterior multiplicação e utilização como mais uma ferramenta no controle integrado desse inseto. Para tanto, é recomendado o uso de toletes de cana-de-açúcar infectado com fungo conforme preconizado para *R. palmarum*. Os toletes contaminados pelo fungo devem ser colocados no solo sobre um plástico em locais sombreados no entorno do plantio. O plástico é para evitar que fungos de solo inviabilize os fungos presentes nos toletes. Pode-se aumentar significativamente a atratividade de *Metamasius* sp colocando-se junto com os toletes, o seu feromônio sintético RMD1 (6-Methyl-2-(E)-hepten-4-ol, 2-Methyl-4-heptanol, 4-Methyl-5-nonanol).



Figura 35. Adulto de *Metamasius* sp. mumificado por fungo. Fonte: José Inácio L. Moura.

CAPÍTULO 6 - *Parisoschoenus obesulus* Casey (Coleoptera: Curculionidae) não é praga de frutos novos do coqueiro.

José Inácio Lacerda Moura

Por muitos anos se julgou que *Parisoschoenus obesulus*, conhecido também como gorgulho-das-flores-e-dos-cocos-novos, fosse praga. Diversas publicações em periódico e livros colocam esse inseto na categoria de importante praga dos frutos pequenos do coqueiro (Ferreira et al., 2002; Gerardo 1970, Lopes 1999; Moura e Vilela 1998). Natural, pois ao se coletar frutinhas de coloração marrom como os da (Figura 36A), observa-se em seu interior larvas. Portanto, plausível até mesmo para um especialista julgar não tratar-se de praga. Observações em campo, no entanto, mostraram que *P. obesulus* ataca somente frutos em processo de abortamento. Ao entrar no estágio pré-abortivo, o fruto adquire coloração marrom clara e, com o passar do tempo, vai se desprendendo da espiguetta até cair no chão. A oviposição no cálice do fruto somente é possível quando o espaço entre a espiguetta e as sépalas permite a passagem de *P. obesulus* (Figura 36B).

Caso *P. obesulus* causasse danos aos frutos normais, haveria sinais de ataque sobre as sépalas e/ou parte lateral fruto, a exemplo do que se observa no ataque da traça *Hyalospila ptychis* (Dyar). Assim, pressupor que *P. obesulus* possa ser responsável pelo abortamento dos frutos é errôneo. Na verdade, *P. obesulus* utiliza parte dos frutos abortados para seu desenvolvimento. Estudos conduzidos em campo fundamenta essa asserção,



Figura 36. Fruto do coqueiro em estágio abortivo, desprendendo-se das sépalas (a); local (seta) por onde penetram indivíduos de *Parisoschoenus obesulus* (b).

Fonte: José Inácio L. Moura.

pois uma vez que inflorescências ainda protegidas pela espata foram cobertas com sacos de voile e somente descobertas quando as inflorescências apresentaram frutos abortivos, tiveram seus frutos colonizados por *P. obesulus* (Moura et al. 2009b).

Frutos jovens com rachaduras longitudinais decorrentes de problemas fisiológicos, doenças (por exemplo, *Ceratocistis paradoxa*) ou atacados por ácaros, podem-se tornar atrativos a espécimes de *P. obesulus*. Assim, uma vez ferido o mesocarpo do fruto, espécimes de *P. obesulus* podem ser atraídos e contribuir para com a queda do fruto. Porém, há de se convir que, nesta circunstância, o ataque de *P. obesulus* foi oportunista.

Familia Scarabaeidae

CAPÍTULO 7 - *Strategus aloeus* Linnaeus, 1758 (Coleoptera:Scarabaeidae)

Carlos Alex Guimarães Silva, José Inácio L. Moura

Introdução e distribuição geográfica

De acordo com Lepesme (1947), o gênero *Strategus* é constituído de 30 espécies, das quais 6 são relatadas como pragas do coqueiro e dendezeiro. Posteriormente Ratcliffe (1976) afirmou que este gênero seria composto por 31 espécies. De acordo com esse autor, das 31 espécies de *Strategus* válidas, cinco ocorrem nos Estados Unidos, nove no México, cinco na América central e nove espécie foram encontradas na América do Sul.

Plantas hospedeiras

No sul da Bahia, as larvas de *S. aloeus* criam-se no interior de estipes de palmeiras mortas tais como: dendezeiros, coqueiros e piaçaveiras.

Descrição e bioecologia

Strategus aloeus é um besouro castanho-escuro, de hábito noturno, relativamente grande, medindo aproximadamente seis cm de comprimento. Distingue-se pelas antenas curtas, lameliformes, com alguns segmentos terminais grandes e achatados. O macho difere da fêmea (Figura 37A) por possuir três chifres cefalo-torácicos recurvados (Ferreira et al., 1998). No estágio final de desenvolvimento, a larva mede aproximadamente 50 a 60 mm de comprimento (Figura 37B) e desenvolve-se normalmente em

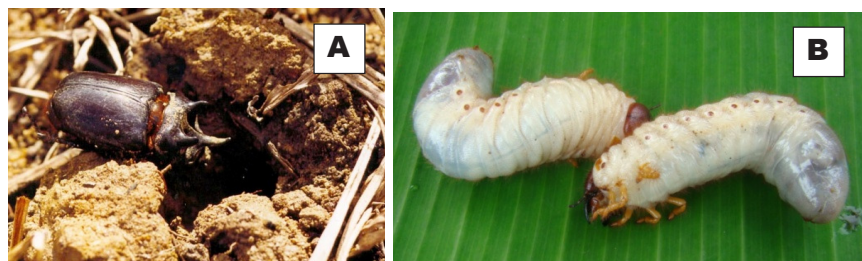


Figura 37 . Adulto macho de *Strategus aloeus* (A) e larvas (B).
Fontes; José Inácio L. Moura e Carlos Alex Guimarães

madeira em decomposição (Ferreira et al., 1998; Mariau, 2000), principalmente no interior de estipes em pés de palmeiras mortas, destacando-se os coqueiros (*Cocus nucifera* L.) e piaçaveiras (*Attalea funifera* Martius) e dendezeiros (*Elaeis guineensis*).

Segundo Zorzenon (2008) as larvas de *Strategus* possuem um corpo robusto, em formato de “C” típico da família Scarabaeidae; apresenta corpo branco-sujo, com três pares de pata. O ciclo biológico pode variar de um local para outro. De maneira geral o tempo de duração de ovo ao estágio adulto é de 322 dias.

Injúrias e perdas

Somente palmeiras jovens sofrem injúrias por *S. aloeus*. Entre as palmeiras de valor econômico, destacam-se os coqueiros, dendezeiros, piaçaveiros e pupunheiras. As injúrias são causadas pelo inseto adulto que se alimenta do meristema de palmeiras provocando o murchamento das folhas novas e morte da planta. Para atingir o meristema, o adulto cava uma galeria junto ao coleto da planta que pode estar acima ou ligeiramente abaixo da superfície do solo. Durante o dia *S. aloeus* fica escondido na galeria presumivelmente para evitar a ação de predadores (tatus e raposas). Pressupõe-se que dentro da galeria ocorre a cópula, pois conforme Pallares et al. (2007), foi observado machos de *S. aloeus* expondo o pigidio na entrada da galeria. De acordo com os autores, esse comportamento tem relação com a liberação de feromônio.

Sua presença pode ser notada através de montículos de terra fresca que vai formando-se à medida que o inseto vai construindo a galeria (Figura 38). Observações em campo têm mostrado a presença quase sempre de um casal dentro das galerias.

O registro de ataque de *S. aloeus* no sul da Bahia tem sido observado entre os meses de setembro e fevereiro, principalmente sobre piaçaveira e coqueiro.



Figura 38. Orifício com montículos de terra construído por *Strategus aloeus* junto ao coleto de uma jovem muda de piaçaveira.

Fonte: Carlos Alex Guimarães.

Manejo Integrado

Controle químico

O controle químico é efetuado diretamente no orifício com o auxílio de uma polvilhadeira manual (Moura e Vilela, 1998; Ferreira et al., 1998). Para sua execução, o inseticida é polvilhado através de uma mangueira introduzida no interior do buraco. Após, tapa-se o buraco para evitar a fuga do inseto. Contudo, não existe inseticida registrado no MAPA para o controle de *S. aloeus*.

Controle cultural

O controle cultural consiste na destruição de madeiras em decomposição, principalmente palmeiras mortas como a piaçaveira, dendezeiros e coqueiros onde as larvas se criam.

Controle comportamental

Embora o feromônio de *S. aloeus* já tenha sido identificado e sintetizado (Rochat et al., 2000), formulação com esse componente visando o controle da praga ainda não está disponível no Brasil. Por isso, o uso de machos e/ou fêmeas pode ser uma alternativa. Na África, Mariau (2000) utilizou machos com pedaços de toletes de cana-de-açúcar em armadilhas tipo balde. O balde é enterrado no solo e, em seguida, colocado a tampa a qual são adaptados dois funis. Em seguida, a tampa é coberta com terra de maneira que fique no mesmo nível do solo. A ponta dos funis é cortada de modo a facilitar a entrada de indivíduos de *S. aloeus* para o interior dos baldes. Contudo, existe o inconveniente da armadilha ser destruída por raposas, pois são predadoras desses besouros.

Outro tipo de armadilha que se mostrou eficiente na captura de *S. aloeus*, é a do tipo cano de PVC. Na Ásia, essa armadilha é usada para controlar *Oryctes rhinoceros* L. (Coleoptera: Scarabaeidae) uma séria praga dos coqueiros e dendezeiros. No entanto, é usado o feromônio sintético de *O. rhinoceros* em vez de insetos vivo (Singh & Arancon JR, 2007). Assim, baseado na recomendação dos autores para o controle desta praga, foi desenvolvido, por analogia, idêntica armadilha colocando-se fêmea de *S. aloeus* em seu interior.

A armadilha consistiu de um cano de PVC (Figura 39) com 1,80 m de comprimento por 0,20 m de diâmetro. Dentro do cano, foram colocados pedaços de cana-de-açúcar e duas fêmeas de *S. aloeus*. O Cano de PVC

foi mantido firme na posição vertical, com sua base fixada dentro de um balde com terra. Na base superior do cano, foi amarrado um plástico e, aproximadamente 0,15 m abaixo, fez-se uma abertura de formato retangular (100 cm²) com objetivo de permitir a saída da pluma do feromônio liberado pela fêmea de *S. aloeus* presa no interior do cano e facilitar a entrada dos insetos atraídos por ela.

Embora armadilha tipo PVC possa ser mais um componente no manejo integrado de *S. aloeus*, o seu uso só se justifica quando as injúrias causadas por esse besouro estiverem causando danos econômicos, pois para o pequeno produtor, o cano tipo PVC além de ter custo elevado é vulnerável a roubos. Por isso, a comercialização do feromônio de *S. aloeus* no Brasil aliado a busca por outros tipos de armadilha é sugerido.



Figura 39. Armadilha tipo cano de PVC para captura de *Strategus aloeus*. Fonte: Carlos Alex.

Familia Chrysomelidae

CAPÍTULO 8 - Barata-do-coqueiro ou falsa-barata-do-coqueiro - *Coraliomela brunnea* Thunberg, 1821 (Coleoptera:Chrysomelidae)

Introdução

Joana Maria Santos Ferreira

O gênero *Coraliomela* Jacobson, 1899 apresenta atualmente quatro espécies: *C. brunnea* (Thunberg, 182), *C. thoracica* (Perty, 1832), *C. aenoplagiata* (Lucas, 1857) e *C. quadrimaculata* (Guérin-Ménéville, 1840), que ocorrem no Brasil, Bolívia, Paraguai e Argentina (Fisher, 1935; Monrós; Viana, 1947; Staines, 2002 citado por Jung e Monne, 2006).

Distribuição Geográfica e Plantas Hospedeiras

No Brasil, a ocorrência da espécie *C. brunnea* foi relatada por Silva et al. (1968) nos estados do Amazonas, Bahia, Maranhão, Mato Grosso, Pará, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Sergipe e São Paulo. Lepesme (1947) relatou sua ocorrência também no Paraguai e na Argentina nas espécies de palmeiras *Syagrus romanzoffiana*, *S. schizophylla*, *S. coronata*, *S. vagans*, *Cocos nucifera*, *Polyandrococos caldenses* e *Allagoptera arenaria*.

Descrição e Bioecologia

O adulto é um besouro de coloração vermelha, possuindo uma listra preta no meio do pronoto, élitros rugosos, segmentos abdominal pretos com ângulos vermelhos, antenas pretas e patas de coloração vermelha e preta (Figura 40). Os sexos são diferenciados pelo tamanho do inseto, sendo a fêmea ligeiramente maior. O tamanho médio do macho é de 23mm de comprimento e 10mm de largura, e o da fêmea é de 25mm de comprimento e 11mm de largura (Ferreira; Morin, 1986). Tem hábito diurno e alimenta-se do parênquima foliar, traçando uma linha reta no sentido paralelo à nervura central dos folíolos que, com a ação do vento, se partem em tiras. Sua capacidade de



Figura 40. Adulto de *Coraliomela brunnea*.
Fonte: Joana Maria S. Ferreira.

vôo é reduzida, podendo ser capturado manualmente, com bastante facilidade, mesmo quando se acasalando. Ao ser capturado, libera um líquido amarelo-ouro pelo aparelho bucal. A fêmea coloca os ovos individualmente, sobre a face superior ou inferior dos folíolos das folhas mais novas, os quais são cobertos por uma fina camada de muco que os adere à epiderme. O ovo inicialmente marrom claro torna-se esbranquiçado e lustroso à medida que a eclosão da larva se aproxima. É de formato oval, convexo, medindo aproximadamente 7mm a 7,3mm de comprimento e 3mm a 3,5mm de largura (Ferreira; Morin, 1986).

Após a eclosão, a pequena larva rompe a extremidade da película esbranquiçada do ovo e migra para a folha central da planta (flecha), localizando-se entre os folíolos ainda fechados (Ferreira e Morin, 1986). A larva é chata, convexa no dorso e tem coloração parda e corpo com 11 segmentos (Figura 41A). Possui três pares de patas curtas e fortes nos três primeiros segmentos, com os quais caminha lentamente, lembrando o aspecto de uma lesma. Completa todo o seu desenvolvimento na mesma planta onde sempre permanece entre os folíolos da folha flecha. A presença da larva é facilmente detectada, seja pela presença das folhas que vão se abrindo perfuradas, seja pela grande quantidade de dejetos (pequenos fragmentos de 2mm a 3mm de comprimento, cor de palha seca) encontrados na folha flecha. No último estágio de desenvolvimento, mede aproximadamente 30mm de comprimento, para de se alimentar, desce da flecha para uma das folhas mais velhas e ao chegar na base interna da ráque do pecíolo, libera uma secreção pelo abdômen para se fixar à planta e de cabeça para baixo permanece em repouso até se transformar em pupa. A pupa (Figura 41B) tem coloração marrom escura.

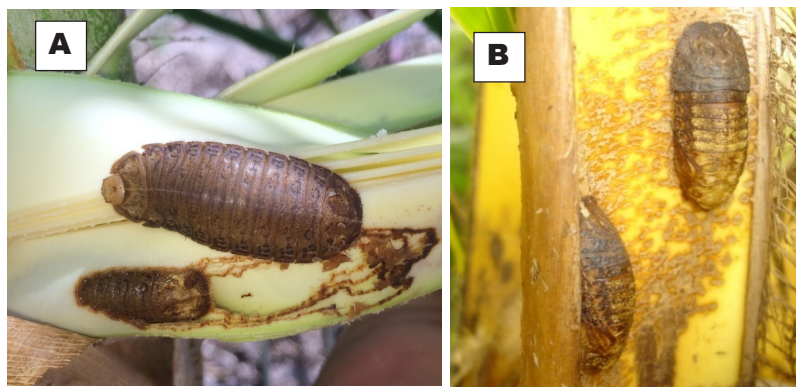


Figura 41. Larva e pupa de *Coraliomela brunneana* (A e B).

Fonte: Joana Maria S. Ferreira.

Nos coqueirais do Sul da Bahia, Espírito Santo, Mato Grosso e Rio de Janeiro o coqueiro jovem é danificado pela *Mecistomela marginata* Thumb. (Coleoptera: Chrysomelidae) cuja larva tem forma, hábito e desenvolvimento semelhantes aos da larva da *C. brunnea*. O adulto dessa espécie é um besouro de coloração preta, com as bordas dos élitros e pronoto amarelo-castanhas, antenas pretas, patas com fêmur amarelo-castanho e as demais partes pretas. Em geral, é um pouco maior do que a *C. brunnea*, medindo até 34mm de comprimento.

O ciclo evolutivo da *C. brunnea* (de ovo a ovo), em condições de campo, é o seguinte: incubação do ovo - 19 dias, período larval - 180 dias, período pré-pupal - 11 dias, período pupal - 20 dias e período de pré-oviposição - 34 dias, totalizando 264 dias (Ferreira e Morin, 1986).

Injúrias e Perdas

A larva se abriga e se alimenta nos folíolos ainda fechados da folha flecha, que são perfurados no sentido do comprimento sem que as bordas sejam atingidas (Figura 42A) de modo que, ao abrir, a folha apresenta os folíolos todos perfurado sem simetria e muitas vezes formando um “v” invertido. Devido, ao comportamento da larva se alojar e alimentar durante todo seu ciclo de desenvolvimento sempre na folha flecha, a qual é emitida a cada mês no coqueiro; a longa duração do ciclo larval (6 meses) na mesma planta; e, as sucessivas infestações, observa-se que a cada mês uma nova folha danificada surge na planta, de forma que, após alguns meses, todas as folhas encontram-se danificadas (Figura 42B), ou seja, o dano da praga, progride de cima para baixo. A intensidade do dano vai depender do tamanho e do número de larvas presentes na planta. A redução da área foliar no coqueiro jovem atrasa seu desenvolvimento vegetativo e a entrada da planta em produção, por interferir na fotossíntese da planta, e



Figura 42. Flecha (A) e folíolos (B) danificados por larva de *Coralimela brunnea*.
Fonte: Joana Maria S. Ferreira.

em casos mais severos levar a planta à morte. Não têm sido registrados casos graves de ataque dessa praga em coqueiro adulto.

Manejo integrado

Amostragem e nível de controle - Fazer visitas regulares aos plantios novos de coqueiro e adotar medidas de controle tão logo seja notada a presença de folhas perfuradas pela praga ou verificada a presença de adultos na plantação.

Controle mecânico - No início da infestação, fazer catação manual e eliminação das larvas, com o auxílio de um arame com a ponta curvada, e também dos adultos. Os trabalhadores de campo devem ser orientados para coletar e eliminar os adultos que forem encontrados nas plantas evitando, assim, sua multiplicação na plantação.

Controle químico - Pulverização das plantas atacadas com defensivos químicos de contato e ingestão direcionando o jato da solução para a folha flecha, de forma a obter maior eficiência do tratamento e a preservação dos inimigos naturais. Tratamentos com produtos à base de metil-paration a 0,06% ou carbaril a 0,12% (Ferreira e Morin, 1986) e deltametrina a 0,025%, são eficientes no tratamento das larvas contribuindo para uma redução de 90% da população da praga com apenas uma pulverização, sendo obrigatório o uso de Equipamento de Proteção Individual (EPI) indicado nas bulas dos produtos. Convém ressaltar, que os mencionados produtos não possuem registro no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA, para uso na cultura do coqueiro.

Embora os adultos de *C. brunnea* possam ser facilmente, encontrados sobre as folhas do coqueiro, não se recomenda pulverizar a plantação com produtos químicos para a sua eliminação. O tratamento químico deve sempre visar o controle das larvas que se encontram na folha flecha. Os adultos devem ser coletados manualmente.

Controle biológico natural

Ferreira e Morin (1984) relataram importante parasitismo de ovos de *C. brunnea* por três microhimenópteros da família Eulophidae, sendo uma espécie do gênero *Tetrastichus* e duas do gênero *Closterocerus*. Para a preservação da população desses parasitóides no plantio é importante não aplicar defensivos químicos em outra folha que não seja a folha flecha do coqueiro, local onde as larvas permanecem durante todo seu ciclo de desenvolvimento.

CAPÍTULO 9 - *Pachymerus* (Coleoptera: Chrysomelidae: Bruchinae) em sementes de palmeiras: biologia, comportamento e predação

Viviane Grenha, Margarete Valverde de Macedo, Ricardo Ferreira Monteiro

Introdução

A subfamília Bruchinae (Coleoptera: Chrysomelidae) possui cerca de 1.700 espécies descritas (Johnson et al., 2004). Larvas de besouros dessa subfamília consomem sementes de plantas de várias famílias botânicas, alimentando-se do endosperma e embrião. Os adultos são noturnos e conhecidos por alimentar-se de apenas pólen e néctar (Johnson et al., 1995). A intensidade e o padrão da predação de sementes podem ter uma variedade de efeitos, tanto em agroecossistemas quanto em populações naturais. Para plantas cultivadas, o principal efeito direto é a infestação das sementes ainda no campo ou quando estocadas, o que causa grandes prejuízos econômicos por essas pragas. Em populações naturais, a predação de sementes afeta a biologia da população de plantas, como por exemplo, o estabelecimento e a competição com outras plantas (Janzen, 1969; Janzen, 1971; Schupp, 1992).

O ciclo de vida de espécies de bruquíneos é, em geral, bem semelhante, sendo descrito com detalhes por Bondar (1936, 1953) para algumas espécies deste grupo que se alimentam de sementes de palmeiras. Segundo esse autor, a fêmea coloca o ovo na superfície do fruto. A larva de primeiro instar é microscópica, apresenta três pares de pernas bem desenvolvidas e apêndices e é responsável pela entrada na semente. Quando madura, a larva apresenta pernas rudimentares, é recurvada e se alimenta fazendo movimentos circulares. Completando o crescimento, a larva constrói casulo, ligando com saliva as partículas farinhasas da digestão do coco. Ao final do desenvolvimento ocupa praticamente todo o interior da semente, onde empupa. O adulto deixa a semente por um orifício de 5 a 8 mm de diâmetro.

Espécies de bruquíneos são registradas alimentando-se de sementes de 33 famílias de plantas, sendo 84% das plantas hospedeiras da família Leguminosae, 4,5% de Arecaceae, 4,5% de Convolvulaceae, 2% de Malvaceae e os 5% restantes em outras 29 famílias vegetais (Johnson, 1981; Johnson et al. 1995).

De acordo com Johnson et al. (1995), cerca de 9% das espécies de bruquíneos pertencem à tribo Pachymerini Bridwell 1929, e essas alimentam-se, quase que exclusivamente, de plantas hospedeiras da família Arecaceae, sendo comumente chamado de bruquíneos de palmeiras (Delobel et al.,

1995). Os 12 gêneros descritos de Pachymerini possuem registros, apenas, na região tropical (Tuda, 2007). Pelo menos 20 espécies dessa tribo são predadoras de sementes de 100 espécies de palmeiras (Johnson et al., 1995; Delobel et al., 1995). Dentre os gêneros da tribo Pachymerini destaca-se *Pachymerus* Thunberg 1805, que possui sete espécies (Delobel et al., 1995) que são pragas de sementes de palmeiras economicamente importantes no Brasil (Bondar, 1936; Garcia, 1980).

Apesar da importância econômica das espécies de *Pachymerus*, existem poucos trabalhos enfatizando o dano que esses insetos causam nas suas plantas hospedeiras e suas taxas de predação de sementes.

Biologia, comportamento e predação

A maioria dos estudos de interações entre palmeiras e bruquíneos concentram-se em palmeiras dos gêneros *Attalea* e *Astrocaryum* e os besouros *Pachymerus*, *Caryoborus* and *Speciomerus* (Delobel et al., 1995, Johnson et al., 1995, Silvius, 2002). Considerando os besouros do gênero *Pachymerus*, embora a maioria dos trabalhos relatem a predação de sementes por *P. cardo* Fåhræus, 1839 e *P. nucleorum* Fabricius, 1792, existem também registros de outras espécies desse gênero predando sementes de diversas espécies de palmeiras (Tabela 4). Delobel et al. (1995), por exemplo, fizeram o primeiro registro de *Pachymerus sveni* Nilsson & Johnson, 1993 em sementes de palmeiras no Peru. Até então essa espécie tinha sido registrada, apenas, no Brasil, Venezuela e Guiana Francesa (Nilsson & Johnson, 1993; Sist, 1989). No Brasil, *P. sveni* ataca sementes de *Euterpe oleracea* Mart e de espécies de *Bactris* (Delobel et al., 1995). Ainda segundo Delobel et al. (1995), palmeiras do gênero *Bactris* também são predadas por *P. bactris* Linnaeus, 1763 [Thunberg 1805] e *P. cardo*. Outro exemplo foi citado por Silva (1979), para *P. thoracicus* Prevett, 1966, que foi observado em frutos de carnaúba (*Copernicia australis* Becc.) no Paraguai.

Dados da literatura demonstram que há uma grande variação das taxas de predação de sementes por espécies de *Pachymerus*. Mamede (2008), por exemplo, encontrou que a predação de *Pachymerus* sp. sobre sementes de *Syagrus flexuosa* Mart. Becc. foi de 28%, e Maia (2013) registrou uma taxa de predação de 18,8% por *P. nucleorum* em *Syagrus romanzoffiana*. Já Bondar (1953) relatou que a perda de sementes por *Pachymerus nucleorum* pode chegar a 100% dos frutos caídos no solo. O ataque de espécies de *Pachymerus* em palmeiras do gênero *Attalea* indica que as taxas de predação por esses bruquíneos podem ser muito altas (Braga, 1960; Bradford & Smith, 1977; Silvius & Fragoso, 2002).

Tabela 4. Principais espécies de Arecaceae com registros de infestação por espécies de *Pachymerus*. Fontes: Bondar, 1953; Silva, 1979; Anderson, 1983; Voeks, 1987; Garcia, 1980; Anderson et al., 1991; Nilsson & Johnson, 1993; Delobel et al., 1995; Fragoso, 1997; Quiroga-Castro e Roldán, 2001; Salm, 2006; Grenha et al. 2008; Maia, 2013; Santos et al. 2015; Alves et al. 2016.

Espécie de bruquíneo	Planta hospedeira
<i>Pachymerus nucleorum</i>	<i>Acrocomia aculeata</i> <i>Allagoptera arenaria</i> <i>Astrocaryum vulgare</i> <i>Attalea funifera</i> <i>Attalea speciosa</i> <i>Cocos nucifera</i> <i>Cocos romanzoffiana</i> <i>Cocos schizophylla</i> <i>Cocos vagans</i> <i>Copernicia cerifera</i> <i>Elaeis guianensis</i> <i>Euterpe oleracea</i> <i>Licurioba capanemae</i> <i>Orbignya martiana</i> <i>Syagrus coronata</i> <i>Syagrus oleraceae</i>
<i>Pachymerus cardo</i>	<i>Attalea butyracea</i> <i>Attalea maripa</i> <i>Attalea phalerata</i> <i>Attalea tessmannii</i> <i>Bactris</i> spp. <i>Elaeis guineensis</i> <i>Syagrus romanzoffiana</i>
<i>Pachymerus bactris</i>	<i>Bactris</i> spp.
<i>Pachymerus sveni</i>	<i>Bactris</i> spp. <i>Euterpe oleracea</i>
<i>Pachymerus thoracicus</i>	<i>Copernicia australis</i>

Johnson (1981) considera três guildas de oviposição de bruquíneos: algumas espécies somente ovipõem em frutos ainda na planta, outras espécies colocam seus ovos em sementes expostas nos frutos ainda na planta hospedeira, e um último tipo de bruquíneo em sementes caídas no substrato. *Pachymerus cardo*, única espécie do gênero citada por Johnson & Romero (2004), pertence ao terceiro tipo de guilda. Bondar (1936,1953) sugere que

os cocos do babaçu, *Orbignya martiana* Mart., devem ser coletados antes da queda, para evitar o ataque por *Pachymerus* e, conseqüentemente, a perda das sementes. Outros autores mencionam o mesmo padrão de oviposição de *Pachymerus* para várias espécies de palmeiras. Por exemplo, em piaçava (*Attalea funifera* Mart.), a infestação por *P. nucleorum* ocorre em frutos caídos no solo (Voeks & Vinha, 1988), assim como com os cocos do babaçu (Gallo, 1988; Cruz, 2006). Para *P. cardo*, o mesmo padrão é observado nas palmeiras *Attalea maripa* Aubl. Mart (Silvius & Fragoso, 2002; Silvius, 2002) e *Attalea phalerata* Mart. ex. Spreng (Quiroga-Castro & Roldán, 2001).

Entretanto, Forget (1991) e Delgado (2002) registraram oviposição de *Pachymerus cardo* em sementes ainda na planta hospedeira. Este último autor observou que a oviposição desse bruquíneo em frutos ainda na planta hospedeira pode estar relacionada com a pequena estatura das palmeiras estudadas, uma vez que esses besouros voam pouco. Mais recentemente, Grenha *et al.*, (2008), estudando predação de *P. nucleorum* na palmeira *Allagoptera arenaria* Gomes O'Kuntze, relatou a oviposição deste besouro nos frutos ainda presos à infrutescência na planta-mãe. O mesmo padrão de oviposição foi observado para *P. nucleorum* em sementes de dendê (*Elaeis guineensis* Jacq.) por pesquisadores da CEPLAC – Una Bahia (Moura *et al.*, 2009), sendo essa informação sobre o ciclo de vida muito importante para estratégias de controle dessa praga. A oviposição em frutos ainda jovens pode estar relacionada com o fácil acesso às infrutescências, assim como a textura mais fina das sementes, o que facilitaria a entrada das larvas.

Muitas espécies de bruquíneos possuem registros de microhimenópteros parasitóides, como já ressaltado por Bondar (1953). Por exemplo, *P. cardo* em *Attalea tessmannii* Burret e *Attalea butyracea* Mutis ex L. f.Wess. Bôer sofrem altas taxas de parasitismo de ovos por Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) ficando acima de 92 % em *A. butyracea* (Delobel *et al.*, 1995). Fragoso (2005) também observou vespas parasitóides atacando larvas de *P. cardo* na palmeira *Attalea maripa* (Aubl.) Mart. Grenha *et al.* (2008) encontraram uma espécie de Braconidae ectoparasita de larvas de *P. nucleorum*, com taxa total de parasitismo alcançando 32% em uma das duas áreas estudadas nesse trabalho. Braconídeos parasitóides também foram observados para *Pachymerus* sp. em *Syagrus* sp., porém com taxas de parasitismo de apenas 1,1%. (Queiroz, citado por Mamede, 2008). Da mesma forma, Maia (2013) registrou o ataque do braconídeo *Heterospilus prosopodis* em, apenas, 1% das larvas de *P. nucleorum* e *P. cardo*.

Considerando que *P. nucleorum* e *P. cardo* são as principais espécies de predadores de sementes de palmeiras, causando grandes prejuízos

econômicos no Brasil, é apresentada a seguir uma descrição mais detalhada da biologia, comportamento e taxas de predação dessas duas espécies.

***Pachymerus nucleorum* (Fabricius, 1792)**

Conhecido vulgarmente como bicho-do-côco, lagarta-de-licuri e gongo (Bondar, 1953; Costa Neto & Rodrigues, 2006), *P. nucleorum* desenvolve-se no interior das sementes de várias espécies de coqueiros e palmeiras, inclusive de gêneros e mesmo tribos diferentes (Bondar, 1953). No Brasil, a importância econômica da espécie é muito grande, principalmente nos estados onde se industrializa os produtos derivados de palmeiras como: *Copernicia cerifera* Mart. (carnaúba), *Orbignya martiana* Mart (babaçu), *Cocos nucifera* Linn. (coco da Bahia), *Syagrus coronata* Mart. Becc. (licuri) *Attalea funifera* Mart. (Piaçava), *Elaeis guineensis* Jacq. (dendê), entre outras. Estas sementes, de alto valor comercial e industrial, constituem um poderoso recurso da economia brasileira, especialmente do norte e nordeste, e sofrem, frequentemente, queda de produção provocada pela referida praga (Garcia, 1980).

A primeira observação relativa à etologia desse inseto em nosso país é da autoria de Lacerda (1875), citado por Costa Lima (1955). Posteriormente foi bem estudado por Bondar. Esse último autor tem uma série de trabalhos descrevendo aspectos da biologia e ecologia de *P. nucleorum* em várias palmeiras na Bahia (Bondar, 1936, 1953).

Ainda, segundo esses trabalhos de Bondar, no babaçu, os ovos desse besouro são colocados nos frutos caídos no solo. As larvas penetram na semente através dos canais de seiva ou poro funcional, alimentam-se do conteúdo da semente e tecem um casulo ligando com seda as partículas do coco. De uma maneira geral, o período larval dura em média três meses e ao final do desenvolvimento a larva pode apresentar mais de 20 mm de comprimento. A fase de pupa dura dois meses e, após a emergência, os adultos ainda permanecem no interior dos cocos por duas semanas e depois fazem um orifício com cerca de 5 mm de diâmetro pelo qual deixam a semente (Gallo, 1988; Cruz, 2006). Entretanto, é importante frisar que a duração do ciclo de vida desse besouro é muito variável entre diferentes espécies de plantas hospedeiras ou mesmo dentro da mesma espécie de planta. Em *Attalea* e *Orbignya*, por exemplo, Bondar (1953) observou que o tempo de desenvolvimento de *P. nucleorum* durou de seis a sete meses. O trabalho de Grenha et al. (2008) sugere que há diapausa dessa espécie de besouro em *Allagoptera arenaria*, uma vez que o tempo até a emergência de adultos variou em muitos meses de um indivíduo para outro. Benton (2015) observou que larvas de *P. nucleorum* em sementes de *Syagrus coronata*

passam seis semanas se alimentando e apresentam grande variação no período em que permanecem em diapausa, esta podendo durar até quase cinco anos.

Em relação às taxas de predação de sementes, *P. nucleorum* pode consumir uma ou duas sementes em frutos de babaçu, que, frequentemente, apresentam mais de uma semente, e, dessa maneira, embora sementes possam escapar da predação, cerca de 70% dos frutos têm pelo menos uma semente predada (Anderson & May, 1985; May et al., 1985; Fairman, 1992). Já para a palmeira *Syagrus oleraceae* Mart. Becc., Garcia et al. (1980) verificaram que a taxa de predação foi, em média, de 60%, podendo variar de 42% a 84,5%. *Pachymerus nucleorum* também foi registrado em *Attalea funifera* Mart. (Voeks, 1987) e *Attalea speciosa* Mart. ex Spreng (Anderson, 1983; Anderson et al., 1991). Frutos de dendê sofrem predação acima de 35% por *P. nucleorum*, como observado em pesquisas da Estação Experimental Lemos Maia/Ceplac, Bahia (Moura et al., 2009a). Em um trabalho recente, Grenha et al. (2008) descreveram o ciclo de vida (Figuras 43A, B C, e D), comportamento de oviposição e taxas de predação de sementes de *P. nucleorum* na palmeira *Allagoptera arenaria* (guriri).

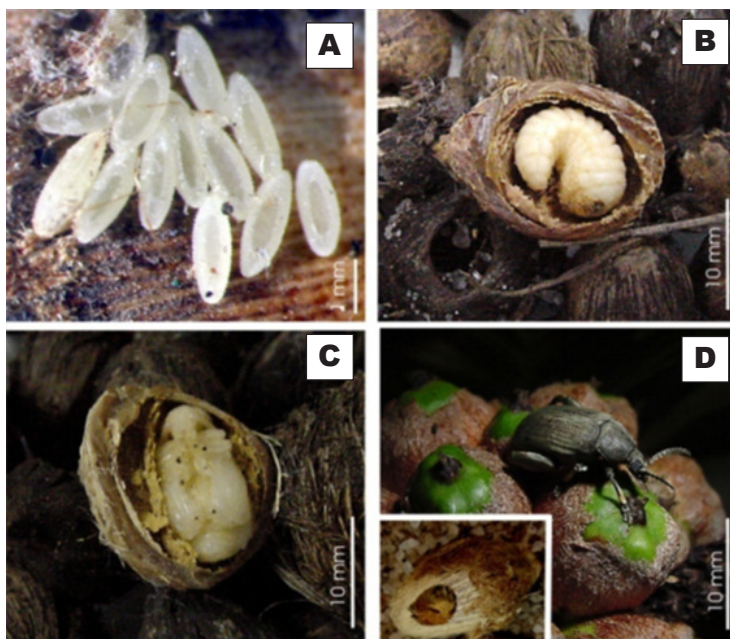


Figura 43. Fases do ciclo de vida de *Pachymerus nucleorum* na palmeira *Allagoptera arenaria*. A) Ovos; B) Larva madura; C) Pupa e D) adulto e orifício de saída do coco. Fonte: Grenha et al. (2008).

Esses autores encontraram que a predação de sementes ocorre ao longo de todo o ano, com taxas em torno de 25% em populações naturais no Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba (RJ).

Larvas de *P. nucleorum* são consumidas por algumas populações humanas, que coletam os cocos e consomem os insetos crus ou fritos (Costa Neto, 2004a, 2004b). Em um trabalho recente, Alves et al. (2016) mostraram o grande potencial nutritivo de larvas deste besouro comparativamente às sementes de *Acrocomia aculeata* (Jacq.) Lodd. Ex Mart., 1845. Além disso, Alves et al. (2015) apontaram o uso medicinal de larvas de *P. nucleorum* para verrugas em uma população no nordeste do Brasil.

***Pachymerus cardo* (Fåhraeus, 1839)**

Essa espécie é bem semelhante a *P. nucleorum* quanto à morfologia e ao ciclo de vida, podendo também ser encontrada em várias espécies de Arecaceae de importância econômica, especialmente as do gênero *Attalea*. É a única espécie do gênero presente na lista de Bruchinae do México, podendo ser encontrado também em países da América Central e do Sul (Romero & Johnson, 2004).

Em *Attalea maripa*, as fêmeas colocam os ovos no endocarpo ou polpa de frutos caídos no solo e uma semana depois a larva de primeiro estágio emerge e depois de dois ou três meses as larvas já estão desenvolvidas e consumiram a maior parte do endosperma, mas a emergência dos adultos pode ocorrer somente um ano depois (Silvius & Fragoso, 2002; Silvius, 2002). Para *Attalea maripa*, foi observado que os endocarpos que permanecem próximos à planta mãe podem ser infestados com taxas de 73 a 100% (Fragoso, 1997; Silvius, 2002).

Ainda para *A. maripa*, *P. cardo* foi considerado um predador eficiente, predando 40% das sementes que permanecem próximas a planta-mãe e, sua ação, pode restringir a dominância da palmeira, permitindo o estabelecimento de outras espécies (Salm, 2006). Contudo, quando dispersas por antas, além de serem levadas para locais distantes da planta mãe, a cobertura com fezes protege as sementes da infestação por *P. cardo* (Fragoso, 1997; Fragoso et al., 2003). Quiroga-Castro & Róldan (2001) também encontraram que sementes de *Attalea phalerata* dispersas por antas têm mais chances de escape da predação por *Pachymerus cardo*, refletindo-se desse modo sobre a demografia da sua planta hospedeira.

Para cocos da palmeira *Syagrus oleraceae* (guariroba) em 13 municípios de Goiás, Garcia (1980) encontrou uma média de 60,75% dos cocos infestados por *P. nucleorum* e associou as maiores taxas de predação

em alguns municípios (mais de 80%) com a quantidade e aglomeração das palmeiras. Para a mesma espécie de palmeira, Dias (2012) observou taxa de predação de 48% das sementes por *P. nucleorum*. Essas elevadas taxas de predação de sementes prejudicam muito a economia local, uma vez que da guariroba obtém-se o palmito e as sementes, além do seu uso como planta ornamental.

Outra palmeira que pode ser atacada por *P. cardo* é o dendê; do total de frutos desta espécie coletados em Iquitos (Peru) por Delobel *et al.* (1995) 94% estavam predados.

As perdas causadas por *P. nucleorum* a amêndoas do dendezeiro da variedade Tenera são muito expressivas quando armazenadas em câmara fria. Essa variedade é resultado do cruzamento entre as variedades Psiferas e Dura. Para sua obtenção, uma inflorescência feminina da variedade Psifera é protegida com um saco de lona em pré-antese. Constatado a receptividade das flores, os grãos de pólen da variedade Dura são borrifados manualmente sobre as flores e, após alguns dias, retira-se o saco. Verificado a maturação dos frutos, os cachos são levados para laboratório, as amêndoas retiradas e armazenadas em câmara fria para posterior germinação. Conclui-se assim, que a oviposição de *P. nucleorum* sobre os frutos no cacho de dendê, ocorre no campo, ou seja, após a retirada do saco. Por isso, conhecer em que estágio de desenvolvimento dos frutos o ataque destes bruquídeos tem início, é uma tática importante no controle preventivo desse inseto. Há que se considerar ainda, que a coleta manual dos frutos de dendezeiro no solo com posterior queima, certamente contribui para a redução da população de *P. nucleorum* na área.

Frutos de piaçava têm bom valor econômico, pois são exportados para o Iraque para confecção de terços para a religião muçulmana. Porém, frutos que apresentam furos no endocarpo em decorrência ao ataque de *P. nucleorum* são rejeitados. Desse modo, em plantios comerciais a coleta dos frutos sobre o solo juntamente com o uso de armadilhas iscadas com etanol a 80% para captura de adultos de *P. nucleorum* é eficiente e relativamente satisfatório conforme Zorzenon (2008).

Considerações Finais

Como ainda são escassos os trabalhos sobre predação de sementes por espécies de *Pachymerus*, estudos sobre a biologia e ecologia de espécies desse gênero são muito importantes para o desenvolvimento de estratégias de controle da população desses besouros, especialmente no caso das espécies consideradas pragas de palmeiras e coqueiros, plantas economicamente importantes no Brasil.

CAPÍTULO 10 - *Delocrania cossyphoide* Guérin, 1844 (Coleoptera, Chrysomelidae)

José Inácio Lacerda Moura

Introdução e distribuição geográfica

Delocrania cossyphoide Guérin, 1844, ocorre em toda América do sul até o Panamá.

Plantas hospedeiras

No sul da Bahia tem sido observado alimentando-se dos folíolos de piaçaveiro, coqueiro, caiaué e o híbrido interespecífico Brs Manicoré.

Descrição e biologia

O adulto de *Delocrania cossyphoides* (Figura 44A) é um besouro pequeno, que mede 0,7 a 0,8 cm de comprimento, tem coloração ferrugínea e corpo achatado ventralmente; as margens do pronoto e das asas são expandidas e achatadas, encobrimdo as pernas. Se tocado, adere-se fortemente aos folíolos. A larva é esbranquiçada, meio transparente e achatada, e tem filamentos em forma de espinhos nas laterais do corpo (Bondar, 1940). O ciclo de vida dessa espécie dura em média dois meses. Ovos, larvas e adultos são encontrados na face inferior dos folíolos das folhas mais centrais da planta.

Injúrias e perdas

A larva e o adulto, raspam a parte inferior dos folíolos provocando o secamento (Figura 44B). Os danos são insignificantes, mas podem servir de entrada para o fungo *Pestalotiopsis* sp causador da seca dos folíolos.



Figura 44. Adulto de *Delocrania cossyphoide* (A); folíolos de dendezeiro atacados por ele (B). Fonte: José Inácio L. Moura.

Manejo integrado

Desnecessário em razão da insignificância dos danos sobre plantas adultas. Em regiões com forte precipitação e umidade alta, observar doenças de origem fúngicas associadas ao ataque desses insetos.

CAPÍTULO 11 - *Himatidium neivai* Bondar, 1940 (Coleoptera: Chrysomelidae)

José Inácio Lacerda Moura

Introdução, distribuição geográfica e plantas hospedeiras

Várias espécies de crisomelídeos alimentam-se das folhas e frutos do coqueiro e dendezeiro (Genty et al., 1978). Sua ocorrência está restrita a toda América tropical. Diversas espécies de palmeiras silvestres são hospedeiras de *H. neivai*.

Descrição

A forma adulta mede, aproximadamente, 5 a 6 mm de comprimento. É de cor vermelha, cabeça retraída e escondida debaixo do corpo (Figura 45A). As larvas nos primeiros estágios de desenvolvimento, são brancas, semitransparentes e achatadas. As larvas criam-se tanto sobre os talos das folhas novas, quanto sobre frutos novos do coqueiro e dendezeiro.

Injúrias e Perdas

Em frutos novos de coqueiro os danos são estéticos (Figura 45B), não influenciando assim no sabor da água e tamanho dos frutos. Já sobre frutos novos de dendezeiro, a larva de *H. neivai* destrói os tecidos epidérmicos (Figura 45C) acarretando a lignificação do fruto e, a depender da intensidade do ataque, pode comprometer a produtividade de óleo do mesocarpo. Porém, *H. neivai* tem preferência por plantios jovens em início de produção. No município de Una, BA, nunca foi registrado danos econômicos, causado por



Figura 45. Adulto de *Himatidium neivai* (A); injúrias causada aos frutos do coqueiro (B) e do dendezeiro por esta espécie (C). Fonte: José Inácio L. Moura.

estes insetos. Além do mais, as pupas de *H. neivai* são fortemente parasitadas por micro himenópteras (vespinhas) e, o adulto sofre expressivo parasitismo por fungos do gênero *Beauveria*. Por isso, desnecessário o controle químico.

Ordem Lepidoptera

Familia Pyralidae

CAPÍTULO 12 - *Hyalospila ptychis* (Lepidoptera, Pyralidae)

José Inácio Lacerda Moura

Introdução, distribuição geográfica e plantas hospedeiras

Hyalospila ptychis destaca-se entre os insetos que causam danos econômicos aos coqueirais do Rio Grande do Norte e Ceará (Lopes, 1999; Chagas et al. 2002). Está amplamente distribuída nos estados do sudeste e nordeste do Brasil. No estado da Bahia, causa injúria aos coqueirais do extremo sul, principalmente em regiões de baixa precipitação e altas temperaturas. Entre suas plantas hospedeiras destacam-se as palmeiras silvestres do gênero *Cocos* e *Attalea* (Bondar, 1940).

Descrição e bioecologia

São mariposas diminutas e de coloração parda, com 1,4 cm a 1,8 cm de envergadura. As lagartas são de coloração branca e com pigmentos no dorso. As lagartas criam-se no interior das flores femininas. Findo o estágio larvar, elas abandonam as flores e confeccionam um casulo de seda, no qual se empupam. A confecção do casulo ocorre, geralmente, sob a espata seca da inflorescência. O ciclo biológico é de aproximadamente, 40 dias.

Injúrias e perdas

As lagartas desenvolvem-se nas inflorescências recém-abertas do coqueiro, danificando as flores femininas, perfurando as brácteas dos frutos novos e penetrando neles. Elas se alimentam dos tecidos do mesocarpo, fazendo galerias que interrompem o fluxo de seiva. Grande parte dos cocos atacados não amadurece, e eles acabam caindo bem pequenos, enquanto os que atingem a maturação se deformam, perdendo peso e valor comercial. A infestação é notada pelo acúmulo de dejeções acompanhadas de fios de seda na superfície da flor ou do coco pequeno (Figura 46). A pupa forma-se fora do fruto, geralmente junto à espata ou outros tecidos mortos da árvore (Ferreira et al. 2002).



Figura 46. Excremento de *Hyalospila ptychis* sobre frutos jovens do coqueiro.
Fonte: José Inácio L. Moura.

Manejo integrado

Controle químico

O controle químico por meio de pulverizações contínuas poderá não ser viável, uma vez que a emissão das inflorescências no coqueiro é um processo dinâmico, isso é todo o dia novas inflorescências são emitidas. Desse modo, seria necessária a visita ao campo diariamente para pulverização de novas inflorescências. Esse procedimento, além de inviável economicamente, poderá afetar os insetos benéficos e pássaros. Assim, sugere-se que o produtor opte por um reduzido número de pulverizações fazendo uso de um inseticida que tenha ação de profundidade e longo poder residual. A calda inseticida deverá ser dirigida para as inflorescências recém-abertas e toda a região da coroa da planta. Contudo, não existe inseticida registrado no MAPA para o controle de *H.pychis*.

Controle biológico

Há relatos de que o *Bacillus thuringiensis* controla eficazmente essa praga. Caso o produtor opte por esse inseticida biológico, recomenda-se que as pulverizações sejam dirigidas para as inflorescências recém-abertas a exemplo do controle químico. É recomendado ainda, que as pulverizações sejam efetuadas no entardecer, pois é o período de maior atividade das lagartas.

Controle mecânico

O controle mecânico deves preceder o controle químico e/ou biológico, consistindo-se da catação manual das flores femininas atacadas por *H. ptychis*.

Controle alternativo

Pulverizar as áreas infestadas com a mistura óleo de algodão (1,5%) + detergente neutro a (1%) para 100 litros de água (Chagas et al., 2002). De acordo com o autor, o jato do pulverizador deve ser dirigido para as inflorescências recém-abertas e os cachos novos (referentes às folhas nº 10 e 16), molhando-se bem as regiões dos cachos e axilas das folhas.

Familia Nymphalidae

CAPÍTULO 13 - *Brassolis sophorae* (L. 1758) (Lepidoptera, Nymphalidae)

José Inácio Lacerda Moura, Ricardo Sales Tinoco

Introdução, distribuição geográfica e plantas hospedeiras

Lagartas da borboleta *Brassolis sophorae* causam injúrias as palmeiras ornamentais bem como as de interesse econômico. Sua ocorrência é registrada em quase todos os estados do Brasil.

Descrição e bioecologia

A borboleta (Figura 47) mede de 6 a 10 cm de envergadura e têm as asas anteriores marrons, atravessadas por uma faixa alaranjada em formato de Y. Os ovos (Figura 48A) medem cerca de 1,5 mm, tem coloração róseo-claro e são ovipositados geralmente sobre os folíolos em grande número. A lagarta (Figura 48B) quando completamente desenvolvida tem de 80 a 85 mm de comprimento; coloração pardo-avermelhada, com 7 listas (3 na região dorsal e 4 nos lados), longitudinais, branco-amareladas apresenta coloração marrom-escura, com listras longitudinais, esbranquiçadas (Mariconi, 1963).

O estágio de pré pupa e pupa (Figuras 48C e D) geralmente ocorre fora da planta hospedeira. O ciclo biológico é o seguinte: ovo = 20 a 25 dias; lagarta = 50-85 dias; pupa = 11 a 15 dias.

A borboleta voa ao entardecer, a procura de alimento e de local para oviposição. As posturas abrangem dezenas de ovos. As lagartas vivem



Figura 47. Borboleta de *B. sophorae*.
Fonte: Joana Maria S. Ferreira.



Figura 48. Diferentes estádios biológicos de *B. sophora*: ovos (A); lagartas (B); pré-pupa (C); pupa (D). Fonte: Ricardo S. Tinoco.

juntas, em ninho feito pela reunião de folíolos, ligadas por fio de sêda; internamente é revestido de seda, que o torna impermeável à água. O espaço útil do abrigo pode atingir 40 cm e mais de 100 lagartas podem viver num ninho, em que se escondem durante o dia; à noite, saem para devorar as folhas. Na extremidade inferior do ninho, há um orifício por onde caem as fezes. A transformação das lagartas em crisálidas, tem lugar em paredes, muros e galhos caídos no chão. As lagartas são de hábitos noturnos e gregárias. Vivem, durante o dia, dentro de um ninho confeccionado pela união dos folíolos (Mariconi, 1963).

Injúrias e perdas

As lagartas alimentam-se dos folíolos (Figura 49) de diversas palmeiras entre as quais, coqueiro, dendezeiro e palmeiras de uso paisagístico. Em plantas jovens, quando o ataque é muito intenso, pode reduzir o crescimento das plantas. Em coqueiros adultos, as injúrias são mais significativas porque as árvores perdem todos os frutos e deixam de produzir pelo menos, dois anos.



Figura 49. Dendezeiro desfolhado por lagartas de *Brassolis sophorae*.

Fonte: Ricardo S. Tinoco.

Manejo integrado

Controle mecânico

Estando as plantas baixas e a área atacada não ultrapassar a 5 ha, é desnecessário o controle químico da praga. O agricultor deve percorrer as plantações, detectar o número de coqueiros atacados e localizar os ninhos das lagartas que, geralmente, encontram-se nos talos da flecha.

O agricultor pode ainda detectar a presença de excrementos escuros no solo e, em seguida, localizar acima, na mesma direção dos excrementos, a existência do ninho. Há casos em que os ninhos se encontram na junção da folha com o tronco do coqueiro. Nestas circunstâncias, os excrementos estarão no solo, próximo ao tronco. Os ninhos devem ser removidos e destruídas todas as lagartas.

Controle biológico natural

A mosca *Xanthosona melanopyga* (Diptera: Tachinidae) deposita os ovos sobre a lagarta de *B. sophorae* em seu último estágio de desenvolvimento. Assim, a lagarta ao entrar no estágio de pupa, a larva de *X. melanopyga* penetra para seu interior e se alimenta de todo seu conteúdo interno. Embora várias larvas da mosca penetrem para o interior da lagarta de *B. sophorae*, apenas uma mosca consegue entrar no estágio de pupa.

A ação de fungos do gênero *Nomurae* e *Beauveria* atacando larvas de *B. sophorae* é muito comum, principalmente em regiões de altas precipitações com umidade e temperaturas altas. Através das Figuras 50 (A e B) podem ser observados lagartas mumificadas possivelmente por estes fungos.



Figura 50. Lagartas de *B. sophorae* parasitada por fungos (A, B). Fonte: Ricardo S. Tinoco.

Controle biológico com uso de microorganismo

Em grandes plantações (acima de 10 ha), quando a infestação for muita alta e os coqueirais estiverem com altura que permita a pulverização com atomizadores, recomenda-se o controle biológico com *Bacillus thuringiensis*, desde que sejam adotadas as seguintes práticas: i) observar em que estágio biológico encontram-se as lagartas. Assim, quando aplicados sobre as pupas, os inseticidas não terão nenhum efeito; ii) se as lagartas estiverem caminhando sobre o tronco da palmeira (ou solo), não devem ser pulverizados, pois, neste estágio elas cessam a alimentação e caminham à procura de locais (galhos secos, troncos, cercas etc.) para se empuparem; se as palmeiras estiverem totalmente desfolhadas, é melhor localizar o ninho e destruí-lo, já que a falta de folha dificulta a aderência do inseticida.

Controle químico

Tratando-se de palmeiras de uso paisagístico, onde o alcance do inseticida é praticamente impossível em razão da altura, é recomendado uso de injeção com inseticida sistêmico. Para tanto, com auxílio de uma furadeira é feito um furo de aproximadamente 15 cm de na base do estipe (inclinado em relação ao solo). Após, injeta-se a quantidade de inseticida desejado, em seguida, o buraco é tapado com auxílio de uma rolha ou tarugo de madeira.

CAPÍTULO 14 - *Opsiphane invirae* Hubner, 1808 (Lepidoptera: Nymphalidae)

José Inácio Lacerda Moura, Ricardo Sales Tinoco

Introdução, distribuição geográfica e plantas hospedeiras

Opsiphane invirae está distribuída por toda a parte das Américas do Sul e Central (Lespeme, 1947). No Brasil, é frequentemente encontrada desde o Rio de Janeiro até o Rio Grande do Sul.

Descrição e bioecologia

A borboleta *Opsiphane invirae* (Figura 51) é muito parecida com *B. sophorae*. A diferença está nas asas anteriores que não possui faixa amarela em formato de “Y” e dois pontos brancos no ápice das asas anteriores. Medem de 70 a 80 mm de envergadura. A lagarta (Figura 52 B) possui coloração verde-clara e um par de apêndices caudais e cefálicos. O tempo de incubação dos ovos (Figura 52A) é de 10 dias; período larvar de 40 a 50 dias e, o estágio de crisálida (Figura 52C), de 15 a 22 dias. A duração do ciclo é de aproximadamente 80 dias. Contudo, pode variar de uma região a outra em razão das condições climáticas e planta hospedeira na qual alimenta-se (Tourneur & Lardebo, 1966).



Figura 51 . Borboleta de *O. invirae*.
Fonte: Joana Maria S. Ferreira.



Figura 52 . Ovos (A), lagarta (B) e pupa de *O. invirae* (C). Fonte: Ricardo S. Tinoco.

Injúrias e Perdas

Em plantios de coqueiros e dendezeiros no nordeste do Brasil seus danos não refletem perdas econômicas. Já em plantios de dendezeiro no norte do Brasil e alguns países da América, pode causar danos econômicos.

Manejo integrado

Controle biológico

O inseticida biológico *Bacillus thuringiensis* quando pulverizados sobre as folhas da palmeira controla eficazmente as lagartas de *O. invirae*. Ovos e lagartas sofrem forte parasitismo por microhimenópteros.

Controle comportamental

Armadilhas para as formas adultas são muito eficazes utilizando-se mistura de cana-de-açúcar e melaço.

Familia Castniidae

CAPÍTULO 15 - Broca-da-coroa-foliar-do-dendezeiro *Eupalamides cyparissias cyparissias* Cramer, 1775 (Lepidoptera:Castniidae).

Ricardo Sales Tinoco, José Inácio L. Moura

Introdução, distribuição geográfica e plantas hospedeiras

Os problemas com insetos na cultura do dendê variam com o local de cultivo, clima, flora e fauna locais (Müller et al., 2000). Na região Norte, com as maiores plantações de dendezeiros do Brasil, ocorre a broca-da-coroa-foliar ou broca do dendezeiro, *Eupalamides cyparissias cyparissias* (Fabricius, 1776) (Lepidoptera: Castniidae), uma das pragas mais importantes da cultura (Souza et al., 2000). As sinonímias são *Eupalamides daedalus*, *Castnia daedalus*, *Lapaeumides daedalus* (Howard et al., 2001) e *Cyparissias daedalus* (González & Cock, 2004).

E. cyparissias cyparissias é amplamente distribuída em toda a região Amazônica, incluindo Brasil, Colômbia, Equador, Guiana, Peru, Venezuela e o norte do Panamá (Genty et al., 1978; Korkytowski 1980; Huguenot & Vera, 1981). É também, praga importante em cultivos comerciais de coco (*Cocos nucifera*), (Korkytowski & Ruiz, 1980; Aldana et al., 2005), bananeira (*Musa* sp.), açaizeiro (*Euterpe oleracea*) (Souza et al., 2000) na Região Amazônica.

Além do coqueiro e dendezeiro, ocorre no açaizeiro (*Euterpe* spp), bacabeira (*Oneocarpus* spp., buritizeiro (*Mauritia flexuosa*) e em várias outras espécies de palmeiras nativas da Amazônia (Lemos et al., 2016)

Não há registro na literatura da ocorrência desta praga nos coqueirais do nordeste brasileiro e, tão pouco, em dendezeiros no Sul da Bahia. No Brasil, a ocorrência da mariposa *E. cyparissias cyparissias* está restrita aos estados do norte, notadamente os estados do Pará e Amazonas. Contudo, a baixa produtividade dos dendezaís do Sul da Bahia tem levado algumas empresas a comprarem o produto já processado (óleo) no estado do Pará. Por isso, o risco da introdução desta mariposa no Sul da Bahia através de veículos transportando óleo de dendê não pode ser desconsiderado.

Descrição e bioecologia

Mariposa grande (Figura 53C), com asas de coloração marrom-escura e reflexos de cor esverdeada, tendo faixa transversal e pontuações brancas nas asas anteriores e envergadura variando de 17,0 a 20,5 cm nas fêmeas e, 17,0 a 18,5 cm nos machos. Tem hábito diurno e crepuscular (voa no início da manhã e no final da tarde), após o vôo, os insetos cessam a

atividade, ficam em repouso nos estipes do dendezeiro e voam somente se perturbados (Korkytowski & Ruiz, 1980; Schuilling & Dinther, 1980; Aldana, 2005). A larva possui coloração branco-leitosa (figura 53A) e cabeça castanho-brilhante, fortemente esclerificada, mede no final de seu desenvolvimento de 11 cm a 13 cm de comprimento. O estágio larval tem 14 ínstaes e tem duração de 233 a 423 dias, dependendo das condições climáticas da região (Korkytowski & Ruiz, 1979, Schuilling & Dinther, 1980). O estágio de pupa dura cerca de 30 dias e ocorre nas axilas foliar, onde constroem o casulo com as fibras do estipe (Figura 53B). Contudo, o ciclo pode variar de um local a outro em razão do clima e hospedeiro. Assim, no estado do Pará, seu ciclo fica em torno de 350 dias.



Figura 53. Larva (a), pupa (b) e adulto (c) de *Eupalamides cyparissias*.
Fonte: José Inácio L. Moura; Ricardo S. Tinoco.

Injúrias e perdas

E. cyparissias cyparissias ataca tanto plantas adultas como jovens que tenham iniciado a produção. As larvas recém emergidas raspam o exocarpo da base dos frutos e, em seguida, penetram na espiga até atingir o interior do pedúnculo. Os primeiros indícios dos danos se manifestam com a podridão e desprendimento dos frutos correspondente a espiga atacada. Com o passar do tempo, a podridão avança na parte central do pedúnculo comprometendo totalmente ou parcialmente o cacho. Segundo Delgado & Couturier, 2003, reduz o rendimento dos cachos formados em até 20 %.

Em casos de alta população de *E. cyparissias cyparissias*, as larvas dirigem seu ataque para o interior do estipe formando grandes galerias que podem variar de 5 a 80 cm de comprimento (Figura 54). Em situação de ataques contínuos das larvas no estipe, as palmeiras apresentam clorose ascendente das folhagens e posteriormente secam e caem sobre o estipe. Já as folhas centrais (flecha) permanecem em posição normal, mas não se abrem e, com o passar do tempo, várias flechas vão surgindo (La Torre & Guerrero, 2002).

Chegam a acumular até seis folhas flechas fechadas, é um sintoma característico que pode ser visualizado, mas não deve ser confundido com estresse hídrico que também pode acumular flechas.

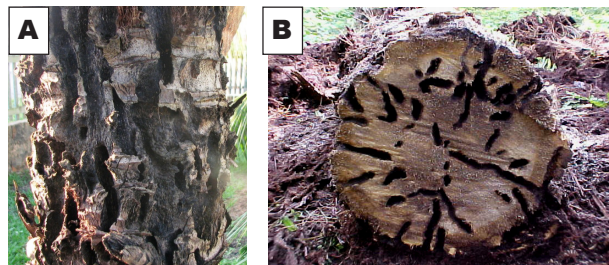


Figura 54 . Cicatrizes no estipe do coqueiro (A) e dendezeiro (B) causados por larvas de *E. cyparissias cyparissias*. Fonte: José Inácio L. Moura; Ricardo S. Tinoco.

Manejo integrado

Monitoramento e levantamentos

Em plantios de dendezeiro, é recomendado realizar amostragem de um cacho por hectare no período em que a praga estiver no início da fase de lagarta. Para tanto, o cacho deverá ser destrinchado até que o pedúnculo fique exposto e, em seguida, verificar a presença de canais e lagartas. O nível de dano é uma lagarta encontrada por hectare.

Outra tática para conhecer o nível de dano e posterior tomada de decisão pelo controle, é a contagem de adultos. Para sua execução, utiliza-se uma vara comprida que é batida sobre o estipe próximo a coroa foliar onde a mariposa fica repousando durante o dia. Ao alçarem vôo, são contadas o número delas por rua (linha) e posterior extrapolação por hectare. Em função do número de mariposas estimadas, a tomada de decisão pelo controle químico das larvas é executada ou não.

Controle químico

Testes experimentais conduzidos pela Embrapa com os inseticidas endossulfan, carbaryl e monocrotofós mostraram eficiência significativa na mortalidade de larvas de *E. cyparissias cyparissias* (Souza et al., 1998). Contudo, esses defensivos não são fabricados mais no Brasil e, tão pouco, não existe inseticida registrado para o controle dessa praga.

Em 2004, o Ministério do Meio Ambiente autorizou o registro do acefato em caráter emergencial para uso no controle de *E. cyparissias cyparissias* na cultura do dendê. Contudo, pulverização com inseticidas só tem eficiência sobre larvas jovens, pois uma vez que constroem galerias no estipe, ficam protegidas da ação de defensivos.

De acordo com Lemos et al., (2016) o Marshal 200 sc (Carbosulfan) na concentração de 0,02% é o único inseticida registrado para *E. cyparissias cyparissias*.

A busca por inseticidas sistêmicos que possam ser veiculadas via injeção no estipe, talvez seja a grande inovação no controle dessa praga, principalmente quando as larvas se dirigem para o interior da estipe.

Controle mecânico

Captura das mariposas quando adultas por meio de redes entomológicas. Quando possível, coleta de larvas e pupas nas axilas foliares das palmeiras atacadas.

Controle biológico natural

No Peru, Korkytowski e Ruiz (1980), registraram *Oxysarcadexia conclausa* e *Helicobia* sp (Diptera: Sarcophagidae) parasitando pré-pupas. Na Colômbia foi observado *Ooencyrtus* sp (Hymenoptera: Encyrtidae) parasitando ovos dessa mariposa. Várias espécies de predadores são citados predando ovos, larvas e pupas de *E. cyparissias cyparissias*. Também na Colômbia, formigas das espécies *Odontomachus* e *Pachycondyla* (Pomerinae) e Azteca e *Iridomyrmex* (Dolichoderinae), Pheidale e *Cromatogaster* (Myimicinae), foram observadas predando ovos de *E. cyparissias cyparissias*. Ainda na Colômbia, duas espécies de besouros da família Histeridae foram observadas alimentando-se de larvas grandes e pequenas desta mariposa (La Torre & Guerrero, 2002).

No Brasil, no município de Manicoré-AM, constatou-se larvas e pupários de braconídeos (Hymenoptera: Braconidae), parasitando larvas e pupas de *E. cyparissias cyparissias* (Figura 55).

Ribeiro, 2010 relata parasitismo de *Trichospilus diatraeae* em pupas de *E. cyparissias cyparissias* e pode ser uma alternativa de controle, porém ainda não houve relato de ocorrência dessa espécie no norte do Brasil o que leva a introdução e deve ser melhor estudado.

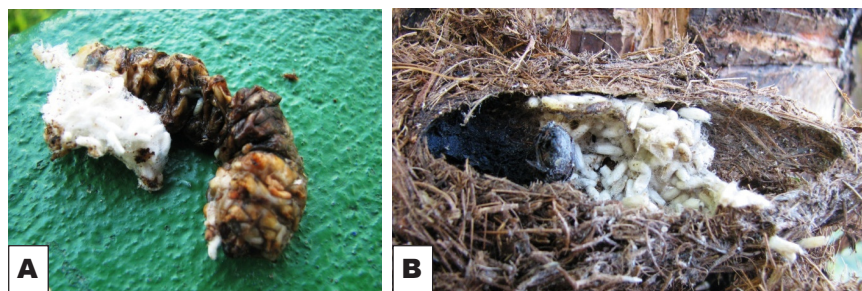


Figura 55 . Pupários de braconídeos (Hymenoptera: Braconidae) sobre larva (A) e pupa (B) de *E. cyparissias cyparissias*. Fonte: José Inácio L. Moura.

Ordem Hemiptera

Familia Aphididae

CAPÍTULO 16 - Pulgão-Preto-do-coqueiro, *Cerataphis* sp. (Hemiptera: Aphididae)

José Inácio Lacerda Moura

Introdução, Descrição e Bioecologia

“A afidofauna mundial consiste em 4700 espécies, classificadas em cerca de 600 gêneros. São membros da linhagem basal da subordem Sternorrhynca, da ordem Hemiptera, tendo como grupo irmão os cocoidea. *Cerataphis* sp. (Hemiptera: Aphididae) é um afídeo preto, de forma circular circundado por uma franja branca, com diâmetro variando entre 1,5 e 2,0 mm, de locomoção lenta que se fixa em determinado ponto da planta para sugar seiva (Figura 56). Desenvolve-se por partenogenia; as ninfas são semelhantes aos adultos. As fêmeas adultas são ápteras. O crescimento e desenvolvimento da população dependem das condições ambientais principalmente temperatura e qualidade do hospedeiro. Há muitas gerações por ano”.



Figura 56. Ninfas e adultos do pulgão preto *Cerataphis* sp.

Fonte: José Inácio L. Moura.

Injúrias e perdas

Em coqueiros safreiros provoca abortamento de flores femininas, queda de frutos pequenos e frutos em desenvolvimento (Ferreira & Filho, 2002). De maneira geral, localizam-se na parte inferior dos folíolos das folhas mais novas tanto de coqueiros jovens como adultos.

Além do depauperamento devido à sucção contínua da seiva, esses insetos excretam açúcares em seus excrementos (honeydew), que servem de substrato para o desenvolvimento de fungos que recobrem a planta, formando a fumagina (Figura 57). A fumagina afeta sensivelmente as trocas gasosas foliares (Lazzari e Carvalho, 2009). Registrem-se ainda os danos visuais, pois frutos para consumo in natura quando manchados de fumagina, são desvalorizados.

O honeydew atrai e serve também de alimento para diversas espécies de insetos, entre os quais, a formiga pixixica (*Wasmannia auropunctata*,

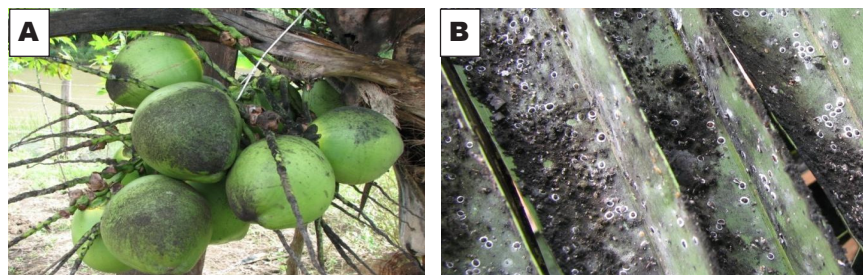


Figura 57. Fumagina sobre frutos (A); pulgões e fumagina sobre folíolos do coqueiro (B). Fonte: José Inácio L. Moura.

Roger, 1863). O fluxo da pixixica ao longo do estipe do coqueiro causa dolorosas lesões aos trabalhadores envolvidos na coleta dos frutos, razão pela qual, operários rurais se recusam a trabalhar em coqueirais onde há ocorrência dessa formiga.

Manejo integrado

Controle químico - O controle químico deve ter início ainda na fase de viveiro. Assim, uma planta apenas com sinal de ataque deve ser controlada, pois se proliferam rapidamente caso não haja o controle. Após dois anos de campo é recomendado monitorar o plantio visando detectar sintomas do ataque. Assim, coqueiros que apresentarem as folhas escuras têm grandes possibilidades da presença do pulgão preto.

Em coqueiros de porte alto, o controle é ineficiente em virtude da barreira formada pelas folhas mais velhas que impedem a aderência dos defensivos sobre as folhas centrais mais jovens, onde pulgões preferem colonizar. Tratando-se de coqueiros híbridos (anão x gigante) com mais de dez metros de altura, torna-se praticamente impossível realizar pulverizações via atomizadores.

Experimentos em campo mostrou que injeção com imidacloprido controlou eficazmente o pulgão e protegeu a planta de ataques por um período de quase dois anos. Contudo, defensivos desse grupo químico não tem registro no Ministério de Agricultura e Pecuária (MAPA) para uso no controle desta praga.

Para controlar a formiga pixixica no coqueiral, recomenda-se o uso de inseticida na forma de pó aplicado no solo ao redor da base do estipe de maneira a impedir o trânsito da formiga ao longo do tronco. Em coqueirais com ausência de consórcio, é recomendada também uma roçagem bem baixa seguida de queima com objetivo de eliminar as formigas que ali transitam e/ou supostamente nidificam. Antes, porém, é recomendada a retirada das ráquis foliares secas dependuradas para evitar que o fogo suba para a copa da planta. Recomenda-se ainda a pulverização e o uso de cartelas adesivas como forma de barreira física.

Familia Aleyrodidae

CAPÍTULO 17 - Mosca branca *Aleurodicus* sp. (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodidae : Aleurodicinae)

José Inácio Lacerda Moura

Introdução, distribuição geográfica e plantas hospedeiras

As “moscas brancas”, entre as pragas agrícolas, são consideradas como uma das mais importantes no mundo. No Brasil têm causado sérios prejuízos a várias culturas de importância econômica e mais, recentemente, têm sido observadas na cultura do coqueiro (*Cocos nucifera* L.). Quarenta e três espécies de moscas-brancas são listadas em palmeiras e destas, cerca de 80% em coqueiro, por ser cultivado em extensas áreas e também, nos trópicos (Howard, 2001; citado por Ferreira et al., 2015).

Populações da espécie *Aleurodicus pseudugesii* Martin 2008 (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodidae: Aleurodicinae) tem sido encontradas danificando coqueiro na região Nordeste, nos estados da Bahia, Sergipe, Alagoas, Paraíba e Ceará, no Norte no Estado do Pará e no Sudeste do Estado do Rio de Janeiro. A espécie foi descrita em 2008 em *C. nucifera* a partir de exemplares coletados no Equador e Peru. No Brasil, o coqueiro Anão Verde é bastante suscetível ao ataque dessa praga.

Descrição e bioecologia

A mosca branca (Figura 58A) completa no coqueiro todo seu ciclo de vida, que compreende as fases de ovo, ninfa (4 estádios) e adulto, e dura cerca de 22 dias (Ferreira et al., 2015). Quanto mais quente e seco o clima, menor é o tempo entre a fase de ovo e adulto. A parte inferior dos folíolos das folhas do coqueiro é o local de postura preferido das fêmeas de *A. pseudugesii*, onde os ovos são colocados (Figura 58B).

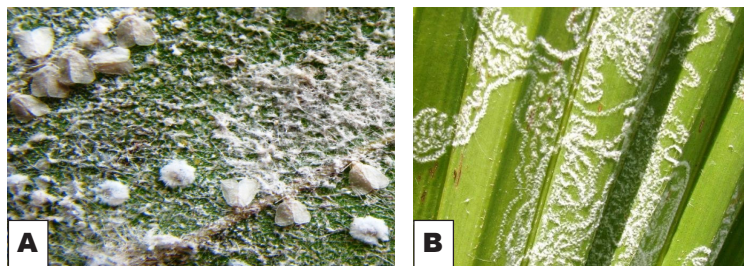


Figura 58. Adultos da mosca branca (A) e ovos (B) sob folíolos do coqueiro.
Fonte: José Inácio L. Moura.

Coqueiros atacados pela mosca apresentam os folíolos esbranquiçados lembrando cor prata (Figura 59). Ao longo da costa litorânea entre os municípios de Ilhéus e Canavieiras-BA é comum observar cajueiros (*Anacardium occidentale* L) fortemente atacados e/ou mortos em decorrência das injúrias causada pela mosca branca. Certamente os cajueiros são hospedeiros e contribuem para o alastramento desta praga.



Figura 59. Folíolos com coloração prateada em decorrência a forte ataque da mosca branca. Fonte: José Inácio L. Moura.

Injúrias e Perdas

Além do depauperamento do coqueiro em razão da sucção contínua da seiva, as moscas secretam uma substância cerosa e branca que se depositam na face inferior dos folíolos seguido pelo desenvolvimento do fungo *Capinodium* spp. que recobre a parte superior do folíolo com uma fuligem preta chamada de fumagina. Essa camada, bem como, os fios ou os flocos produzidos pelas ninfas para se protegerem e a camada de fumagina são barreiras físicas que interferem no processo de fotossíntese da planta, e consequentemente, na redução da produção. À medida que o ataque progride e que as folhas vão sendo colonizadas, as posturas passam a ser feitas nas folhas cada vez mais novas e até nos frutos (Ferreira et al., 2011)

Manejo integrado

Em plantios baixos a mosca pode ser combatida com uma solução de óleo de algodão bruto a 2% + detergente a 1%. As pulverizações deverão ser dirigidas para a face inferior dos folíolos das folhas infestadas. De acordo com Ferreira et al., 2011, as pulverizações deverão ser quinzenais.

Experiências em campo com inseticidas neonicotinóides veiculados via injeção na estipe mostraram excelentes resultados sobre a mosca branca em coqueiros híbridos.

Família Pentatomidae

CAPÍTULO 18 - *Lincus lobuliger* Breddin (Hemiptera: Pentatomidae)

José Inácio L. Moura, Flávio Miguens, Carlos Alex L. Guimarães,
Ricardo B. Sgrillo

Introdução e plantas hospedeiras

Coqueiros (*Cocos nucifera* L.), dendezeiros (*Elaeis guineensis* Jack) e várias espécies de palmeiras, tais como a piaçava (*Attalea funifera* Martius ex Sprengel), palmeira real (*Roystonea regia* Kunth), palmeira-rabo-de-peixe-anã (*Caryota mytes* Loureiro) e palmeira-rabo-de-peixe-alta (*Caryota urens* L.) são afetados por uma doença letal causada pelo protozoário Trypanosomatídeo *Phytomonas staheli* McGhee & McGhee, comumente encontrados no floema de plantas da família Arecaceae (Palmae), e disseminados por percevejos pertencentes à família Pentatomidae. A doença ocorre em Cuba, Trinidad, Costa Rica, Equador, Peru, Venezuela, Colômbia, Suriname, Guiana Francesa e Brasil (Warwick et al., 1999).

Insetos vetores

O percevejo da família Pentatomidae *Lincus lobuliger* (Figura 60) é citado como responsável pela transmissão do protozoário tripanosomatídeo fitomonas a coqueiros e dendezeiros no sul da Bahia. Existem mais de trinta espécies do gênero *Lincus* no continente americano, sendo que onze foram coletados em palmeiras (Arecaceae). Entre as espécies de *Lincus* citadas como vetores de *Phytomonas* em coqueiro, tem-se *L. cropius*, *L. lethifer* e *L. lobuliger* (Louise et al., 1986; Resende et al. 1986; Perthuis et al., 1985; Desmier de Chenon, 1984; Dollet et al., 1993.). Segundo Dollet et al. (1993), o *Ochlerus* sp. constitui o segundo gênero vetor de *Phytomonas* intrafloêmicos.

L. lobuliger pertence ao grupo de percevejos chamados de “big-eyed” por Rolston (1983) por se caracterizar pelos olhos grandes (diâmetro superior à metade da



Figura 60. *Lincus lobuliger*.
Fonte: José Inácio L. Moura.

distância interocular), com os processos dos ângulos antero-laterais do pronoto bem desenvolvidos, atingindo ou ultrapassando o limite lateral dos olhos e as jugas pouco mais longas que o clipeo e levemente estreitadas no ápice. O tamanho médio dos adultos é de 9 a 12 mm. A coloração é variável, com face dorsal castanha clara, castanha escura ou ainda quase negra; as pernas são ocre-amareladas, com os tarsos ligeiramente mais claros.

O ciclo biológico de *L. lobuliger* ainda é desconhecido, todavia em *L. lethifer* o período de desenvolvimento é de dois meses enquanto que *L. tumidifrons*, cinco meses (Alvarez & Guerrero, 1992.). A morfologia das glândulas odoríferas de *L. spurcus* já foi estudada detalhadamente, entretanto ainda não é sabido se a função destas glândulas são de defesa ou de comunicação intraespecífica.

Plantas hospedeiras

Ainda não é conhecido as plantas hospedeiras destes percevejos. Várias espécies de *Lincus* foram coletadas em *Astrocaryum* spp., em Florestas da Amazônia Peruana (Couturier e Kahn, 1989). Segundo esses autores, mais de sessenta insetos por palma foram achados dentro das fibras na base dos pecíolos. No município de Una, BA, já foi observado ninfas e formas adultas de *L. lobuliger* sobre as inflorescências da palmeira silvestre "Mané-véio" (*Bactris ferruginea*) (Figura 61).



Figura 61. "Mané-véio" (*Bactris ferruginea*).
Fonte: José Inácio L. Moura.

Nível de agressividade da doença

Em Trinidad, mais de 15000 coqueiros foram dizimados por fitomonas. No Brasil, a doença já dizimou milhares de coqueiros, principalmente nas regiões norte e nordeste. Na região nordeste, particularmente no sul do Estado da Bahia, estima-se que mais de duzentos hectares de coqueiro já tenham sido dizimados por esta doença, principalmente entre os municípios de Una e Itacaré. Diversos plantios que foram financiados por instituições financeiras tornaram-se impagáveis, pois em vez de coqueiros, tem-se a impressão que são postes quando vistos de longe (Figura 62).



Figura 62. Plantio de coqueiro no município de Una-BA, totalmente dizimado pela doença fitomonas. Fonte: José Inácio L. Moura.

Sintomas de fitomonas

Segundo Araujo et al. (2003), os sintomas de fitomonas manifestam-se primeiramente nas inflorescências, as quais são afetadas em diferentes estádios. Quando jovens e ainda fechadas, a necrose inicia-se na extremidade e avança para a base, tornando o tecido escuro e úmido, que exala um odor fétido. As inflorescências já abertas tornam-se necrosadas também a partir das extremidades e as flores, fecundadas ou não, secam e caem. Em plantas na fase inicial da doença, os frutos já desenvolvidos aparentemente não são afetados, permanecendo verdes e aderidos aos cachos enquanto os mais jovens secam e caem. Em seguida, ocorre o empardecimento e secamento das folhas, a partir das mais velhas, que começam pelas extremidades e progridem no sentido ápice-base das folhas (Figuras 63A, B, C, D, E e F). Nesse processo, freqüentemente verifica-se o secamento, devido à destruição do meristema apical, enquanto algumas folhas jovens em volta continuam verdes, resultando em podridão, em consequência de infecções secundárias causadas por bactérias e fungos. Quando o secamento da folhagem está avançado, freqüentemente ocorre a ruptura das ráquis junto ao estipe ou na sua parte mediana. As raízes também podem apresentar necrose e dessecamento, iniciando-se pelas mais jovens. A manifestação dos sintomas é um processo rápido, levando quatro a seis semanas para o total secamento da folhagem, sendo mais rápido quanto mais jovem for a planta (Renard, 1989). Essa rapidez comumente leva à constatação da doença no campo quando a planta já apresenta parte da folhagem seca.

Exame de microscopia ótica é a forma mais segura para identificar se a doença é fitomonas. Porém, são recomendado as seguintes etapas para identificar no campo a possível presença da doença fitomonas sobre coqueiros: i) identifique o coqueiro supostamente com fitomonas; ii) observe a presença

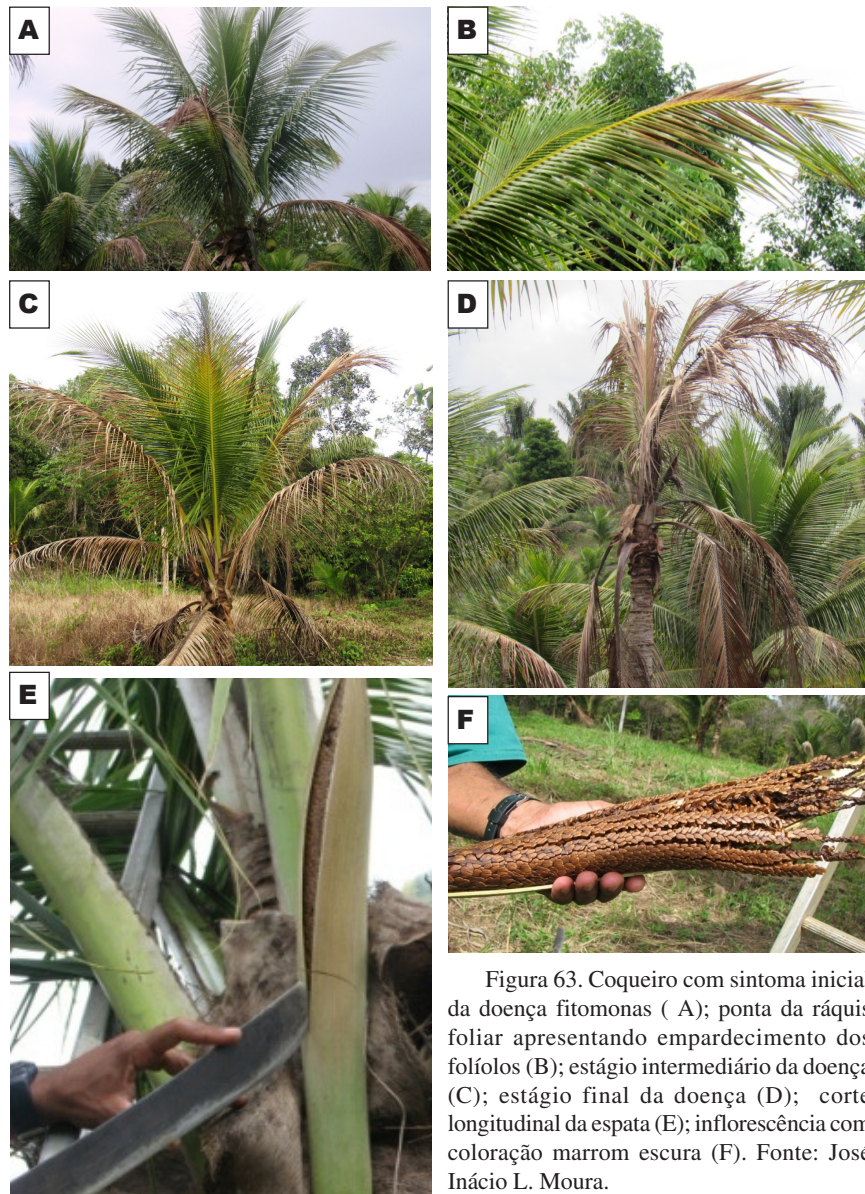


Figura 63. Coqueiro com sintoma inicial da doença fitomonas (A); ponta da ráquis foliar apresentando empardecimento dos folíolos (B); estágio intermediário da doença (C); estágio final da doença (D); corte longitudinal da espata (E); inflorescência com coloração marrom escura (F). Fonte: José Inácio L. Moura.

de frutos verdes e secos caídos no solo ao redor do estipe; iii) se a ponta das ráquis apresenta os folíolos empardecidos; iv) verifique se o coqueiro apresenta alguma espata ainda fechada. Caso sim faça um corte com a ponta de uma faca e observe se a inflorescência dentro da espata apresenta coloração marrom escura e fétida; v) derrube o coqueiro e verifique a

presença de anel-vermelho na parte interna da base do estipe. Não constatado visualmente o anel, é possível que seja fitomonas. Sua confirmação se faz observando através de microscopia ótica a presença dos protozoários.

Diferenças entre sintomas do anel-vermelho, da resinose e fitomonas

A sintomatologia descrita em plantas com anel vermelho, produto da associação inseto-nematóide, é similar a outras doenças de palmeiras, causadas por outros agentes fitopatogênicos (Parra et al., 2003). Estes autores assumem que existe um complexo sistema fitossanitário que atua segundo a heterogeneidade das relações ecológicas estabelecidas entre planta-inseto vetor-patógeno e as particularidades do meio ambiente. A doença fitomonas no coqueiro apresenta, externamente, sintomas que se assemelham aos do anel-vermelho e da resinose. Em virtude da similaridade entre doenças, são apresentados na Tabela 5, os sintomas que caracterizam cada uma delas, pois, não é incomum produtores, pesquisadores e extensionistas confundirem estas enfermidades com o anel-vermelho. Assim, quando uma planta doente não apresentar de forma visível o anel-vermelho, ao receber corte transversal no seu estipe, recomenda-se o envio do material infectado para ser analisado por especialista.

Tabela 5. Diferenciação dos sintomas das doenças e respectivos insetos

Estrutura vegetal	Anel vermelho	Murcha de fitomonas	Resinose
Raiz			O sistema radicular da planta com resinose fica todo comprometido e com coloração marrom quando a lesão se desenvolve na interface planta-solo (base do estipe).
Estipe (região externa)			Exsudação de um líquido marrom-avermelhado que escorre através das rachaduras naturais do estipe. Após o secamento desse exudado a área lesionada do estipe adquire uma coloração que varia de avermelhada a enegrecida em torno dessas rachaduras; o estipe afina no ápice no estágio avançado da doença.

Manejo integrado das pragas das palmeiras

Estrutura vegetal	Anel vermelho	Murcha de fitomonas	Resinose
Estipe (região interna)	Presença de um anel marrom-avermelhado que aparece em cortes transversais do estipe.		A infecção do patógeno progride de fora para dentro da planta. Ao retirar com o auxílio de um facão a porção lesionada do estipe, são encontrados tecidos de cor marrom-escuro, marrom-clara a amarelada e de textura macia e úmida nas proximidades dos tecidos saudáveis.
Folhas	Observa-se um amarelecimento foliar ascendente e o secamento dos folíolos; desidratação e coloração alaranjada dos pecíolos e em dendzeiro bloqueio do crescimento das folhas mais novas. A planta morre em poucos meses.	Apresentam uma coloração marrom-pardacenta no sentido ascendente; secam e se quebram; a planta morre em 4 a 6 semanas.	Apresentam uma coloração marrom-pardacenta no sentido ascendente; e se quebram; as novas folhas emitidas tornam-se menores, e em consequência, a copa da planta fica reduzida. Ao atingir a folha a doença mata a planta em poucos meses.
Frutos	Em coqueiro, os frutos ainda verdes desprendem-se do cacho	Em coqueiro, os frutos ainda verdes desprendem-se do cacho	Em plantas adultas os cachos, as inflorescências e os frutos tornam-se enegrecidos. Os frutos, mesmo amarronzados e enegrecidos, ficam por um período presos no cacho antes de caírem ao chão.
Inflorescência		Espiguetas florais ficam enegrecidas no interior da espata fechada	As inflorescências e os cachos secam e ficam enegrecidos
Meristema apical		Apodrecimento do meristema apical com odor fétido e secamento da flecha	
Insetos vetores/ disseminadores	<i>Rhynchophorus palmarum</i> <i>Rhinostomus barbirostris</i>	<i>Lincus lobuliger</i>	<i>Rhynchophorus palmarum</i> <i>Rhinostomus barbirostris</i> <i>Metamasius hemipterans</i> <i>Xyleborus</i> spp.

Fonte: Joana Maria Santos Ferrerira.

O protozoário – *Phytomonas staheli* (Trypanosomatidae)

Protozoário são seres unicelulares que podem viver livremente ou desenvolver diversos tipos de relação com seus hospedeiros, incluindo parasitismo. Usualmente, não realizam fotossíntese. A classificação de *Phytomonas* é a seguinte:

Reino: Protozoa (Goldfuss, 1818)

Sub-Reino: Dictyozoa (Cavalier-Smith, 1991)

Filo: Euglenozoa (Cavalier-Smith, 1981)

Subfilo: Kinetoplasta (Honigberg, 1963)

Classe: Kinetoplastea (Honigberg, 1963)

Ordem: Trypanosomida (Kent, 1880)

Família: Trypanosomatidae

Gênero: *Phytomonas*

Phytomonas staheli McGhee & McGhee 1979

Todos os membros da família Trypanosomatidae são parasitas, interagindo com um único hospedeiro (monoxenos) ou mais de um hospedeiro (heteroxenos). São todos uniflagelados e a locomoção dá-se no sentido deste flagelo. Há características morfológicas comuns a todos os membros da família. Há microtúbulos distribuídos imediatamente abaixo da membrana celular, denominados microtubulos subpeliculares. Há uma mitocôndria única, na qual possui uma estrutura peculiar o cinetoplasto. O cinetoplasto é uma estrutura intramitocondrial por círculos grandes – maxicírculos – e círculos pequenos – minicírculos - de DNA mitocondrial. E, obviamente, todas as organelas das células eucariotas. Os tripanosomatídeos apresentam grande diversidade morfológica quando consideramos a relação núcleo, cinetoplasto, flagelo. Descrevê-las foge ao interesse deste livro. Os tripanosomatídeos do gênero *Phytomonas* apresentam predominantemente a forma promastigota, ou seja, no sentido posterior-anterior, observa-se núcleo/cinetoplasto/flagelo (Figura 64).

Phytomonas é um parasita heteroxeno com ciclo biológico alternando entre inseto e planta. Havendo um único relato de transmissão via enxertia na Murcha do café (Vermeulen, 1963). A lista de insetos vetores de *Phytomonas staheli* em palmeiras (Arecaceae) não está concluída. Mas é consenso que é composta por insetos com o hábito alimentar picador-sugador. No entanto, não há dados conclusivos sobre os hábitos do protozoário no inseto. Acredita-se que, após um período no trato digestivo, os protozoários atinjam a hemolinfa e ativamente colonizem as glândulas

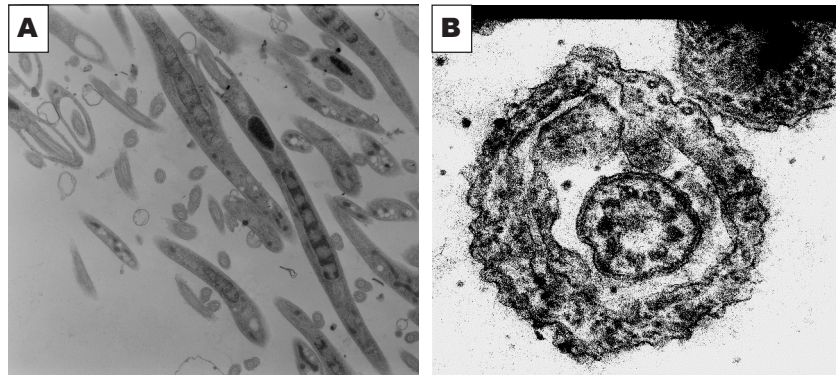


Figura 64 - Microscopia eletrônica de transmissão de *Phytomonas staheli* no interior de elementos condutores do floema do meristema apical de coqueiro. A forma promastigota, apresentando no sentido posterior/anterior núcleo, cinetoplasto e flagelo pode ser observada (A). A direita (B) observa-se um corte transversal da bolsa flagelar do parasita apresentando flagelo no interior da bolsa; microtúbulos subpeliculares podem ser notados adjacentes à membrana celular. Fonte: Flávio Miguens.

salivares e sejam ejetados no interior dos elementos condutores do floema juntamente com a saliva.

Uma vez nos elementos condutores do floema, os parasitas se multiplicam por divisão binária (Figura 65) e colonizam os elementos de tubo crivado adjacentes através das placas crivadas. Cabe um parêntese para caracterizar os elementos condutores do floema - elementos de tubo crivado. Estas estruturas são células vivas que apresentam membrana celular e algumas organelas, principalmente cloroplastos e mitocôndrias. Tais células são conectadas entre si por um tipo de plasmodesmos, que agrupados constituem as placas crivadas, formando um sistema condutor que se distribui desde os órgãos que realizam fotossíntese - folhas - até as raízes conduzindo nutrientes orgânicos.

Há duas hipóteses para a evolução da Murcha de *Phytomonas* nas palmeiras. Na primeira acredita-se que os protozoários consomem os nutrientes debilitando a planta hospedeira (Figura 66); enquanto que, outros propõem que durante a evolução da doença, além de consumir nutrientes, os parasitas obliteram ou "entopem" os poros das placas crivadas dos elementos condutores do floema dificultando ou impedindo o fluxo de nutrientes.

Evidências morfológicas (Figura 66) indicam que o mais provável é que a Murcha de *Phytomonas* seja consequência do consumo de nutrientes pelos parasitas, obliteração dos poros dos elementos condutores do floema durante a evolução da doença e da reação da planta ao parasita, uma vez que ocorre deposição de calose durante a evolução da doença (Da Cunha et al., 2010).

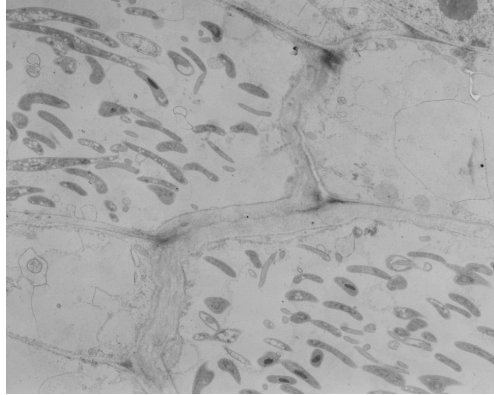


Figura 65 - Microscopia eletrônica de transmissão de 2 elementos de tubo crivado de folíolo de coqueiro infectados com *Phytomonas staheli*. É provável que durante a alimentação o inseto tenha ejetado parasita em um elemento de tubo crivado e os parasitas colonizem outros elementos com a evolução da doença.

Fonte: Flávio Miguens.

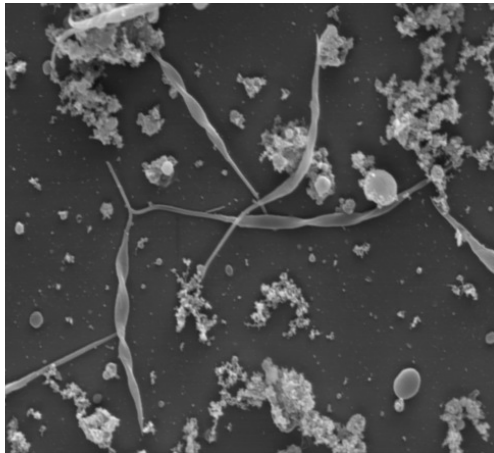


Figura 66 - Extrato do conteúdo floemático de coqueiro afetado por Murcha de *Phytomonas*. Os parasitas podem ser observados entre grãos de amido e nutrientes floeculados do floema.

Fonte: Flávio Miguens.

A interpretação das evidências morfológicas apresentadas na Figura 67 está baseada em alguns aspectos relevantes:

◆ Os poros dos elementos de tubo crivado têm um diâmetro aproximado de 0,5 micrômetros; enquanto que, o corpo celular do parasita tem um diâmetro médio de 1,5 micrômetros. Logo, ao atravessar estes poros o parasita teria que se “espremer”, sendo plausível imaginar que poderiam ficar presos nestes poros.

◆ Durante a evolução da doença, as plantas reagem à infecção depositando calose nos poros dos elementos condutores do floema, reduzindo seu diâmetro, em uma tentativa de circunscrever os parasitas a um pequeno número de elementos.

◆ O número de parasitas é infinitamente superior ao número de poros dos elementos condutores do floema. Tal fato, aumenta significativamente a probabilidade de que um grande percentual destes poros seja obliterado por parasitas, reduzindo ou eliminando o fluxo de nutrientes.

◆ Evidências de campo indicam que em tecidos “mortos” do hospedeiro se continua a observar parasitas ativos, mesmo quando ocorrem infecções

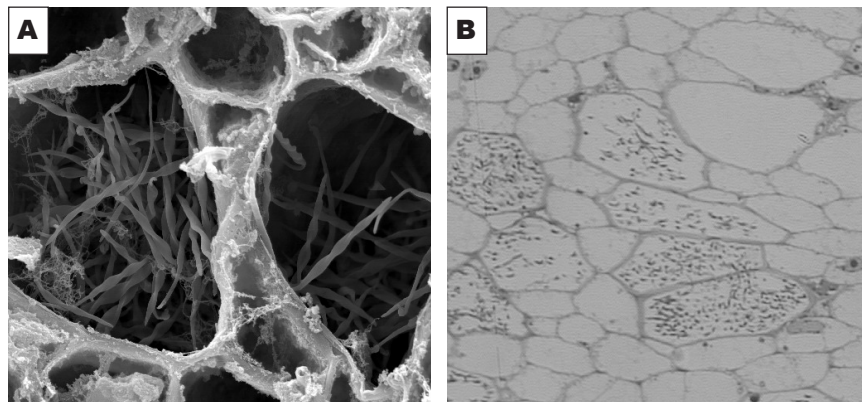


Figura 67 - Microscopia Eletrônica de Varredura de elementos condutores do floema de coqueiro infectados com *Phytomonas staheli*. Nota-se o formato de espiralado ou "sacacrolha" dos parasitas dado pelo citoesqueleto do protozoário, principalmente pelos microtúbulos subpelicular (A). Microscopia de luz de uma região similar em que podem ser observados protozoários atravessando os poros dos elementos de tubo crivado (B).

Fonte: Flávio Miguens.

secundárias por bactérias e fungos. As quais podem ser facilmente identificadas pelo odor fétido do meristema apical (palmito). Assim, palmeiras tecnicamente mortas continuam sendo reservatórios de parasitas.

Hipótese da dinâmica vetor/patógeno/hospedeiro

No sul da Bahia, particularmente entre os municípios de Una e Valença, tem-se observado que coqueiros, quando plantados próximo ao litoral, raramente são infectados pela murcha de phytomonas. Todavia, em plantios distantes do litoral e quando circundados por matas e rios, a epidemia alastra-se rapidamente. Assim, por mais paradoxal que possa ser, tem-se que admitir que a biodiversidade pode ser “nociva” a plantios tecnicamente implantados quando próximos ao bioma Mata Atlântica. De maneira geral a epidemia propaga-se da bordadura para o centro dos plantios. Portanto, uma vez que espécimes de *L. lobuliger* migram da floresta para o coqueiral, pressupõem-se as seguintes etapas na dinâmica vetor/patógeno/hospedeiro:

- i. A epidemia tem início com a entrada de um vetor infectado no coqueiral, misturando-se aos vetores sadios já existentes na área. Este vetor infectado passa a infectar plantas sadias quando se alimenta;
- ii. Conforme aumenta o número de plantas infectadas, aumenta a probabilidade de encontros de vetores sadios com plantas infectadas,

aumentando o número de vetores infectados. Isso faz com que a probabilidade de encontro de vetores infectados com plantas sadias também aumente, o que faz crescer a taxa de progresso da doença.

iii. Enquanto a epidemia progride, diminui o número de plantas sadias, aumentando o número de infectadas. No entanto, conforme diminui o número de plantas sadias há uma redução na probabilidade de vetores infectados encontrarem plantas sadias, fazendo com que a taxa de progressão da doença decresça.

iv. Também, conforme aumenta o número de plantas infectadas, aumenta o número de vetores infectados, diminuindo o número de vetores sadios. Isso faz com que a probabilidade de encontro de vetores sadios com plantas infectadas diminua, tendendo a decrescer também a taxa de progresso da epidemia.

v. Se as plantas infectadas são cortadas e queimadas (erradicadas) quando os sintomas da doença são percebidos, o número de plantas infectadas diminui, fazendo com que a taxa de progresso da doença também diminua.

Dinâmica da doença fitomonas

Na Estação Experimental Lemos Maia/ Ceplac, Una-BA, foi simulado a dinâmica da doença fitomonas sobre os cultivares Anão e Gigante (Sgrillo et al., 2005). Nesta estação, estão instalados o banco de germoplasmas de coqueiros da variedade Gigante do Oeste Africano (GOA), introduzidos da Costa do Marfim pela CEPLAC em 1978, e o do Anão-Verde-do-Brasil-de-Una (AVBU) registrado pelo Ministério da Agricultura sob este nome.

O banco de germoplasmas do AVBU foi implantado em 1987 em uma área de 5 ha, totalizando assim 1.100 plantas. O banco de germoplasma do GOA era inicialmente constituído de 478 plantas, distribuídas numa área de três ha (159 plantas/ha). Em ambas as áreas iniciaram-se a partir de 1996, levantamentos mensais de coqueiros mortos por fitomonas. As plantas encontradas infectadas foram sempre sistematicamente derrubadas e retiradas das áreas.

Considerando-se a natureza epidêmica do desenvolvimento das infecções nas plantas, optou-se por utilizar o modelo logístico descrito pela equação 1.

$$PI = \frac{Max}{1 + \exp^{b0 + b1 \times t}} \quad (1)$$

onde PI é o número acumulado de plantas infectadas no tempo t , $b0$ e $b1$ são parâmetros da equação, t é o tempo em anos, enquanto Max corresponde ao número máximo de plantas que podem ser infectadas (220 plantas para a variedade Anão e 159 plantas para a variedade Gigante).

Para estimativa dos parâmetros do modelo, a equação 1 foi linearizada por transformação logarítmica, conforme equação 2:

$$\ln\left(\frac{Max}{PI} - 1\right) = b0 + b1 * t \quad (2)$$

Utilizando-se o número máximo de plantas que podem ser infectadas (Max) para cada cultivar e o número acumulado de plantas infectadas por hectare (PI) por ano t , estimou-se os parâmetros $b0$ e $b1$ pelo método dos quadrados mínimos, utilizando-se o logit (y) correspondente a cada ano (x). A significância estatística do modelo foi verificada através da análise da variância do modelo linearizado.

Através das Figuras 68 e 69 podem ser observados a dinâmica de transmissão de fitomonas pelo percevejo *L. lobuliger* nestes cultivares. Como previsto, pode-se observar através da Figura 70, que ambas cultivares foram dizimadas pela doença em 2010.

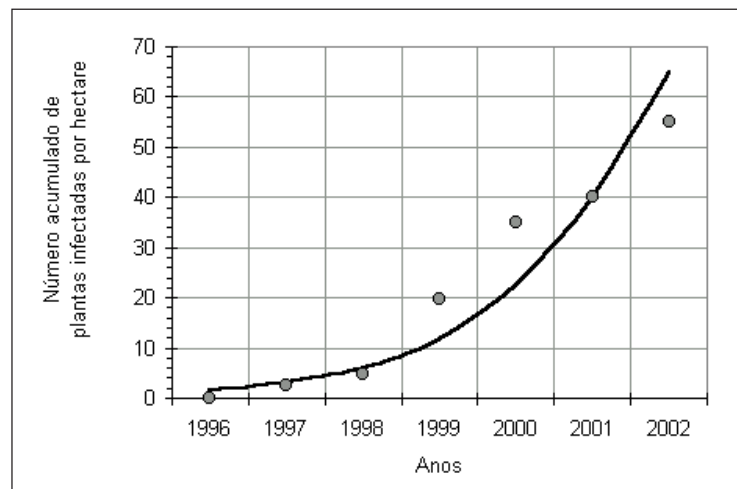


Figura 68. Evolução da epidemia de *Phytomonas staheli* num plantio de coqueiros do cultivar Gigante: número acumulado de plantas infectadas por hectare estimado pelo modelo logístico (linha) e respectivos valores reais (pontos). Una, Bahia, Brasil.

Fonte: Sgrillo et al. (2005).

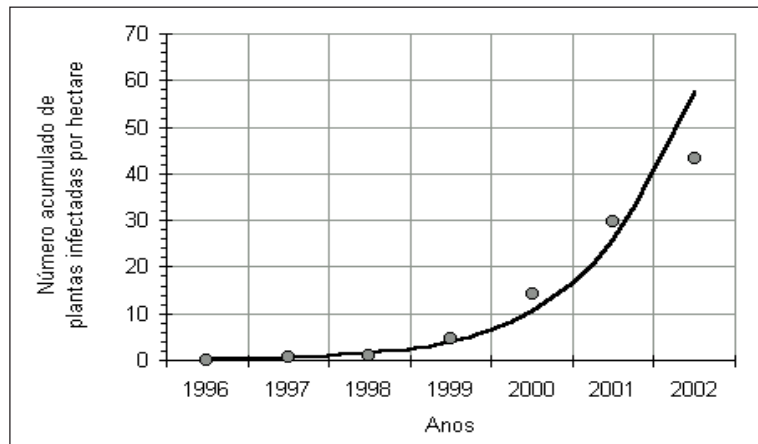


Figura 69. Evolução da epidemia de *Phytomonas staheli* num plantio de coqueiros do cultivar Anão: número acumulado de plantas infectadas por hectare estimado pelo modelo logístico (linha) e respectivos valores reais (pontos). Una, Bahia, Brasil. Fonte: Sgrillo et al. (2005).

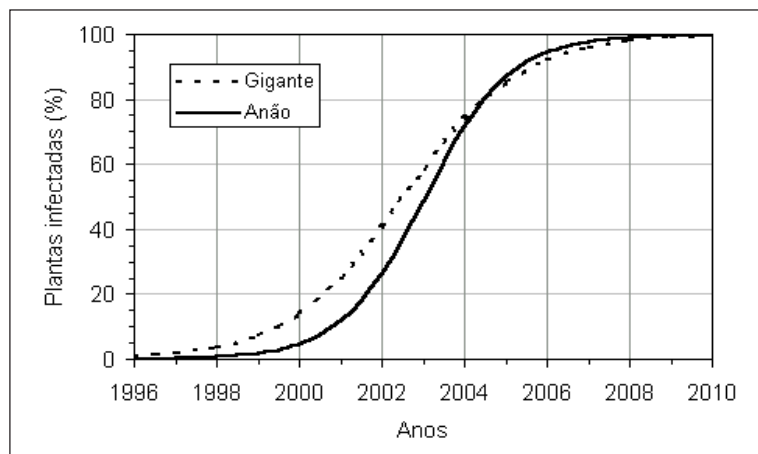


Figura 70. Evolução da epidemia de *Phytomonas staheli* nos coqueiros dos cultivares Gigante e Anão prevista pelo modelo logístico. Una, Bahia, Brasil. Fonte: Sgrillo et al. (2005).

Manejo integrado de *Lincus lobuliger*

O controle químico do inseto vetor é difícil, principalmente se o vetor for o pentatomídeo *L. lobuliger*. Assim, em plantas atacadas não implica necessariamente que o vetor esteja ali, pois na maioria das vezes, nas plantas que foram erradicadas não foram registradas sua presença. Quando presentes, alojam-se nas axilas mais jovens da palmeira. É possível que o ambiente quente

e úmido da axila e, uma dieta de seiva elaborada sugada do meristema, sejam os fatores que contribuem para que a axila seja o local ideal para seu desenvolvimento, pois adultos, ninfas de diversos tamanhos e ovos, já foram observados nesta parte da planta. Desse modo, em razão da complexidade comportamental desse inseto e, sua interação com o bioma Mata Atlântica, as táticas de controle serão mostradas na forma de estudos de caso.

Monitoramento

Consiste em fiscalizar o coqueiral quinzenalmente visando detectar as primeiras manifestações da doença. Os passos para a confirmação da doença se faz conforme demonstração da Figura 63. Uma vez confirmado ser fitomonas, as plantas deverão ser imediatamente erradicadas e queimadas.

Controle químico

Os estudos foram conduzidos nas Fazendas Glória, Unaí, sitio Alvorada e Fazenda São Rafael. As três primeiras situadas no município de Una-Ba, enquanto a quarta, Fazenda São Rafael, localizada no município de Itacaré-Ba.

Na fazenda Glória foram escolhidos, de forma aleatória, 100 coqueiros sem sinais aparentes de murcha de fitomonas. Para a execução do controle químico, foram pulverizados no solo e no estipe do coqueiro aproximadamente três litros da calda, água mais clorpirifós a 1%. As pulverizações no solo foram ao redor do estipe distando aproximadamente dois metros deste. Já as pulverizações no estipe restringiram-se até altura aproximada de um metro. As pulverizações foram conduzidas a cada 20 dias entre 04/1999 a 09/2001. Para avaliar a eficiência deste tratamento, 100 coqueiros na mesma área não foram pulverizados com clorpirifós.

Na fazenda Unaí, entre 03/2002 e 04/2003, foram utilizadas tiras de espuma (Figura 71) impregnadas com clorpirifós a 1% envoltas na base do estipe do coqueiro com objetivo de impedir a subida de espécimes de *L. lobuliger*. As tiras tinham 1,5 metros de comprimento por 6 cm de espessura. Para impregná-las, estas ficaram



Figura 71. Tira de espuma impregnada com clorpirifós para evitar a subida de *L. lobuliger* para o coqueiro.

Fonte: José Inácio L. Moura.

imersas durante uma semana em barril de cem litros contendo água misturada com um litro de clorpirifós. Ao fim deste tempo, as tiras foram secas ao sol e posteriormente envoltas na base do estipe de cinquenta coqueiros sem sinal aparente da doença murcha de *phytonomas*. A eficiência deste tratamento foi comparada com mais cinquenta coqueiros sem tiras. A cada dois meses faziam-se renovações das tiras.

No sítio Alvorada foi adotado a técnica de injeção no estipe. Para sua execução foram escolhidos 100 coqueiros sem sinal aparente da doença murcha de *phytonomas*. Para tanto, em 50 coqueiros foram efetuados dois furos de aproximadamente 15 cm (lados expostos) no estipe com auxílio de máquina de furar. Em cada furo, foi injetado 10 ml de inseticida imidacloprido perfazendo assim 20 ml/planta. Para determinar a eficiência desta tática, igual número de plantas não recebeu injeção.

Em ambas as fazendas (Glória e Unaí) as folhas mais velhas e baixas dos coqueiros (dos experimentos) que tocavam o solo foram podadas para evitar que indivíduos de *L. lobuliger* subissem até as axilas dos coqueiros.

Na fazenda Glória, em 94 casos de fitomonas, 72% ocorreram naqueles coqueiros que não foram pulverizados com inseticida clorpirifós. Já na fazenda Unaí, em 20 casos de fitomonas, 75% ocorreram naqueles coqueiros não envoltos pelas tiras impregnadas com clorpirifós.

A pulverização com o inseticida clorpirifós no solo e, no estipe, reduz expressivamente o número de casos de morte por fitomonas, principalmente quando os coqueiros se encontram altos onde não é possível a pulverização nas axilas. Contudo, a constância desse método implica em custos operacionais e ambientais e, em razão disso, os produtores tem restrição na sua adoção. Já o uso de tiras de espumas impregnadas com inseticida clorpirifós constitui uma boa ferramenta no manejo integrado de *L. lobuliger*, pois como constatado, os odores impregnados na espuma tem efeito repulsivo sobre indivíduos de *L. lobuliger*. Porém, no decorrer das avaliações em campo, constatou-se que animais silvestres cortavam as tiras. Considerando os riscos de contaminação destes animais, esta tática não é recomendada.

Injeção com inseticida imidacloprido foi a tática menos eficiente, pois 48% dos coqueiros que receberam o inseticida morreram. Talvez a baixa eficiência do inseticida seja devido ao fato de *L. lobuliger* sugar uma região de translocação e, não, de concentração, como é o caso das folhas.

Iscas atrativas

Observações em campo mostraram que cacho de banana da terra verde, quando colocada sobre o solo agregavam indivíduos de *L. lobuliger*. De

igual modo, folhas de fidalgo (*Aegiphila sellowiana* Cham 1831) quando colocadas no solo também agregavam esses pentatomídeos (Figura 72). Em razão disso, foram testadas a eficiência destes materiais botânicos na atratividade de *L. lobuliger*. Os estudos foram conduzidos na fazenda São Rafael, no município de Itacaré-BA.

Para determinar o número de indivíduos de *L. lobuliger* capturados sobre iscas de banana da terra verde e, por quanto tempo estas permaneciam atrativas a estes percevejos, foram utilizados quinze cachos de banana. Os cachos foram colocados sobre o solo e na bordadura da floresta que circundavam os plantios de coqueiro. No pedúnculo de cada cacho foi dada uma injeção de três ml da solução monocrotofós mais água (20 ml do produto concentrado dissolvidos em dez litros de água) com objetivo de reter os indivíduos de *L. lobuliger* que ali chegavam para alimentar-se. Sobre os cachos foram colocadas folhas de banana com objetivo de formar um ambiente escuro.



Figura 72. Fidalgo (*Aegiphila sellowiana* Cham. 1831 (Verbenaceae) hospedeira de diversas espécies de percevejos em busca de néctar. Fonte: Carlos Alex L. Guimarães.

Vinte iscas a base de folhas de fidalgo foram colocadas sobre o solo e espaçadas umas das outras aproximadamente trinta metros. Em razão da rápida secagem das folhas, fazia-se a coleta de indivíduos de *L. lobuliger* dois dias após a colocação das iscas. Na Figura 73 encontram-se os resultados obtidos na coleta de indivíduos de *L. lobuliger* com o uso de iscas constituídas de banana verde e folhas de fidalgo.

Folhas de fidalgo tem vida útil de apenas dois dias, pois suas folhas quando arrancadas secam rapidamente. Já cachos de banana ficam atrativos por até quinze dias e, tem ainda como vantagem, a retenção dos percevejos que ali chegam para alimentar-se, pois ao sugarem a seiva morrem contaminados com inseticida. A razão do uso da variedade Terra foi devida a sua farta disponibilidade. Todavia, nada impede que outras variedades sejam testadas. Com o fim da comercialização do monocrotofós, alguns produtores passaram a usar inseticidas neonicotinoides via injeção no cacho.

É possível que a agregação de indivíduos de *L. lobuliger* sobre folhas de fidalgo seja devido a existência de nectários extraflorais, pois várias outras

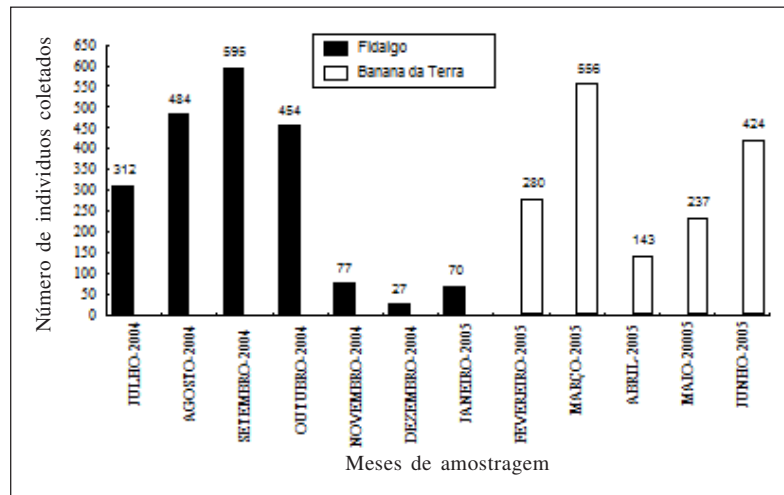


Figura 73. Indivíduos de *L. lobuliger* coletados em iscas constituídas de cachos de banana da terra verde e folhas de fidalgo, Itacaré-BA. Fonte: Carlos Alex L. Guimarães.

espécies de insetos também foram encontrados sobre as iscas de fidalgo. Banana da terra verde não é atrativa a indivíduos de *L. lobuliger*, pois quando os cachos ficaram pendurados a 20 cm do solo, não atraíram estes insetos. Assim, é possível que indivíduos de *L. lobuliger* ao depararem com uma fonte alimentar (p.ex. fidalgo e cachos de banana da terra verde) sobre o solo liberem semioquímicos atraindo coespecíficos. Há que se considerar ainda, que nem todo ecossistema o uso de cachos de banana verde mostra-se eficiente na retenção de *L. lobuliger*. Assim, nota-se que plantios de coqueiro quando distantes do bioma Mata Atlântica, o uso de cachos de banana verde no solo, não se mostra eficiente na retenção de indivíduos de *L. lobuliger*.

O estudo do comportamento de *L. lobuliger* certamente traria grande contribuição no manejo integrado desta praga. Existem evidências comportamentais, fisiológicas e químicas, de que o feromônio sexual de diversos Heteroptera atrai indivíduos a longas distâncias (Borges & Aldrich, 2001). Observações em campo e laboratório têm revelado o gregarismo das ninfas de *L. lobuliger*. O estudo da comunicação química entre adultos certamente contribuiria com propostas de manejo desse inseto, principalmente se for buscada simultaneamente a identificação do seu feromônio.

Controle cultural

Consiste na rápida erradicação com herbicida da planta doente da área. Antes, porém, é recomendado o uso do fogo nas axilas do coqueiro visando

eliminar ovos, ninfas e adultos de *L. lobuliger* que por ventura aí se encontrem. O fogo antes da erradicação é para evitar a fuga dos insetos. Todavia, recomenda-se que todos os ramos foliares sejam retirados para evitar o lançamento de fagulhas no ar. Esta operação requererá dos operadores muita atenção para evitar que o fogo alastre-se no coqueiral.

Em plantios adultos com alta incidência da murcha de fitomonas, é recomendada a queima controlada da vegetação rasteira. Esta prática visa eliminar ninfas e adultos de *L. lobuliger* sobre o solo do coqueiral. Para sua execução é recomendado os seguintes procedimentos: i) construção de aceiros ao redor das áreas dos coqueirais para evitar que o fogo dissipe; ii) roçar o mato dentro do coqueiral deixando-o bem baixo; iii) retirar todas as folhas secas dependuradas para evitar que o fogo suba para o coqueiro. Esta prática só é recomendada uma vez por ano para evitar degradação do solo.

Outra prática cultural que deve ser executada juntamente com as descritas acima, é a limpeza da coroa do coqueiro, ou seja, retirar paneiros, folhas secas, espáteas e inflorescências velhas. Todo o material deverá ser queimado.

Considerações finais sobre murcha de phytomonas

Não há dúvida que coqueiros quando plantados em locais com forte biodiversidade são bem mais vulneráveis a fitomonas, do que aqueles plantados em locais onde não há vegetação. Todavia, há registros da ocorrência de fitomonas em locais desprovidos de matas e, até em locais urbanos com condições climáticas diferente da região cacaueira. Em virtude a isso, a possibilidade de outros insetos serem vetores de *Phytomonas staheli* não pode ser desconsiderada.

Na região cacaueira da Bahia, principalmente em locais muito úmidos e circundados por florestas, a inspeção fitossanitária deve ser efetuada com rigor, pois a ocorrência de *L. lobuliger* nesses locais é alta. Normalmente a doença surge quando o coqueiro entra no estágio produtivo. Porém, em locais com forte pressão do vetor, não é incomum observar coqueiros jovens (que ainda não emitiram inflorescência), também morrerem por fitomonas.

Assim, com o surgimento de apenas um coqueiro infectado por este protozoário, sua erradicação seguida de pulverizações com inseticidas nos coqueiros sadios, são práticas fundamentais para a sobrevivência do coqueiral. Contudo, à medida que os coqueiros vão crescendo, a pulverização vai tornando-se uma prática inviável no âmbito econômico e ambiental. Daí, a necessidade na busca por novas táticas de controle ou outros cultivos em substituição aos coqueiros.

Ordem Arachnida

Familia Eriophyidae

CAPÍTULO 19 - Ácaro-da-necrose do coqueiro *Aceria guerreronis* Keifer (Arachnida: Acari: Eriophyidae)

Izabel Vieira de Souza, Elio Cesar Guzzo, José Inácio Lacerda
Moura

Introdução

A cultura do coqueiro pode sofrer a ação de pragas que limitam a produção, com destaque para o ácaro-da-necrose-do-coqueiro, *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae), uma das principais pragas da cultura nas Américas, África e alguns países da Ásia (Haq et al., 2002; Lawson-Balagbo et al., 2008; Moore et al., 1989; Moore; Howard, 1996; Moraes; Flechtmann, 2008).

Embora várias espécies de ácaros fitófagos já tenham sido relatadas em coqueiro no Brasil, como *Amrineus cocofolius* Flechtmann, *Notostrix attenuata* Keifer, *Notostrix nasutiformes* Gondim Jr., Flechtmann e Moraes, *Retracus johnstoni* Keifer (Eriophyoidea), *Brevipalpus chamaedoreae* Baker, Tuttle e Abbatiello, *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Tenuipalpidae), *Tetranychus mexicanus* (McGregor), *Tetranychus neocaledonicus* André, (Tetranychidae), *Steneotarsonemus furcatus* De Leon e *Steneotarsonemus concavuscutum* Lofego e Gondim Jr. (Tarsonemidae) (Lawson-Balagbo et al., 2008; Moraes; Flechtmann, 2008; Navia et al., 2005; Reis et al., 2008), apenas *A. guerreronis* tem sido frequentemente registrado causando danos econômicos em frutos de coqueiro no país. O ácaro-da-necrose-do-coqueiro tem sido encontrado em altos níveis populacionais principalmente na região Nordeste do Brasil (Galvão, 2009; Lawson-Balagbo et al., 2008; Reis et al., 2008), sendo considerado uma das pragas mais importantes do coqueiro (Gondim Jr.; Oliveira, 2001; Moraes; Flechtmann, 2008).

As colônias de *A. guerreronis* localizam-se sob o perianto dos frutos, provocando necrose, deformação, atrofiamento e queda prematura dos frutos (Moraes; Flechtmann, 2008; Nair, 2002). Inicialmente, os danos provocados pelo ataque do ácaro correspondem a manchas branco-amareladas de formato triangular na epiderme dos frutos na região próxima às brácteas, que posteriormente se expandem e tornam-se necrosadas (Haq et al., 2002; Moraes; Flechtmann, 2008).

Origem, Distribuição Geográfica e Hospedeiros

Embora alguns relatos sugiram que o ácaro da necrose pudesse já estar presente em alguns locais da América desde a década de 1940, a espécie *A. guerreronis* somente foi descrita em 1965, a partir de exemplares provenientes do México. À época dessa descrição, o ácaro-da-necrose também foi encontrado em outros países da América e África (Navia et al., 2013), chegando ao continente asiático na década de 1990 (Moraes; Flechtmann, 2008). O padrão dos relatos da ocorrência de *A. guerreronis* em novos países não sugere a sua dispersão a partir de um epicentro, sendo muito difícil inferir qual foi o seu centro de origem (Moore, 2001).

Atualmente, o ácaro-da-necrose se encontra distribuído nas América do Norte (Estados Unidos e México), América Central e Caribe (Anguilla, Bahamas, Belize, Dominica, Costa Rica, Cuba, Granada, Guadalupe, Haiti, Jamaica, Martinica, Porto Rico, República Dominicana, Santa Lúcia, São Cristóvão e Neves, São Vicente e Granadinas, e Trinidad e Tobago), América do Sul (Brasil, Colômbia e Venezuela), África (Benim, Camarões, Costa do Marfim, Gâmbia, Moçambique, Nigéria, São Tomé e Príncipe, Tanzânia e Togo), Ásia (Índia, Filipinas, Malásia, Maldivas, Omã e Sri Lanka) e Europa (Hungria e Polônia). No Brasil, *A. guerreronis* já foi encontrado nos estados de Alagoas, Bahia, Ceará, Minas Gerais, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, São Paulo e Sergipe (CABI, 2016).

Os eriofídeos normalmente têm uma gama de hospedeiros bastante restrita e o fato de *A. guerreronis* já ter sido encontrado em outros hospedeiros além do coqueiro *Cocos nucifera* L.; nunca ter sido relatado no centro de origem dessa planta; e causar a ela danos severos, leva a crer que o coqueiro não seja o hospedeiro original do ácaro-da-necrose, e que este tenha migrado de alguma outra palmeira nativa hospedeira para o coqueiro, após este ter passado a ser cultivado em larga escala em todo o mundo (Navia et al., 2013).

Até o momento, além do coqueiro *C. nucifera*, o ácaro-da-necrose também já foi encontrado em três outras espécies de palmeiras, uma de origem asiática, *Borassus flabellifer* L., e duas de origem americana, *Lytocaryum weddellianum* (H. Wendl.) Tol. e *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glass. (Navia et al., 2013).

Descrição e bioecologia

Devido ao tamanho reduzido, é impossível a visualização do ácaro-da-necrose a olho nu. As fêmeas medem cerca de 250 micrômetros de comprimento e, os machos, um pouco menores, têm cerca de 50

micrômetros. Ambos têm corpo estreito e longo, de coloração branco-leitosa ou amarelo-clara, afilado na extremidade posterior, e possuem dois pares de pernas na região anterior (Figura 74) (Moore, 2001).

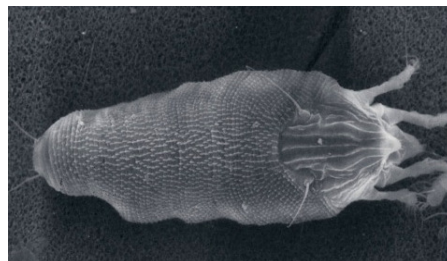


Figura 74. Ácaro-da-necrose do coqueiro *Aceria guerreronis*. Fonte: Denise Navia.

De acordo com Galvão et al. (2012), o ácaro-da-necrose se desloca para outros frutos ou

para outros cachos de uma mesma planta por meio do caminhar, sendo que a principal forma de dispersão para outras plantas se dá pelo vento.

Uma vez em contato com o fruto, o ácaro-da-necrose se dirige para o ponto de inserção deste com o pedúnculo e penetra sob as brácteas pelos espaços existentes nos pontos onde uma bráctea se sobrepõe à outra, permanecendo sob estas durante todo o seu ciclo de vida e por várias gerações, sendo que os frutos com um mês de desenvolvimento já podem ser infestados. Durante o seu ciclo de vida, que dura em torno de 10 dias, mas é bastante variável em função das condições climáticas, o ácaro passa pelas fases de ovo, larva, ninfa e adulto. As larvas são quase transparentes e brilhantes, enquanto as ninfas são pálidas (Sobha; Haq, 2011).

Souza et al. (2012) verificaram que existe uma relação direta entre a população de *A. guerreronis* e a temperatura, e inversa em relação à umidade relativa do ar e à precipitação (Figura 75). Em estudo conduzido pelos citados autores, durante dois anos em plantios de coqueiros híbridos no município de Una - BA, os autores verificaram que, aparentemente, o padrão do primeiro ano se repetiu no segundo, porém em níveis populacionais menores.

Injúrias e perdas

O ácaro perfura as células dos tecidos do perianto, sob as brácteas, alimentando-se do seu conteúdo. À medida que o fruto vai se desenvolvendo e crescendo, percebe-se uma mancha triangular que emerge sob as brácteas. A mancha, que inicialmente é pequena e clara, vai se alargando e alongando em direção à extremidade do fruto, e adquirindo coloração marrom-escura e aspecto áspero, que evolui para uma necrose acentuada, com exsudação de resina. A área necrosada pode chegar a cobrir mais da metade da superfície do fruto (Figura 76).

As injúrias causadas pelo ácaro-da-necrose depreciam consideravelmente os frutos e dificultam sua aceitação no mercado e sua comercialização.

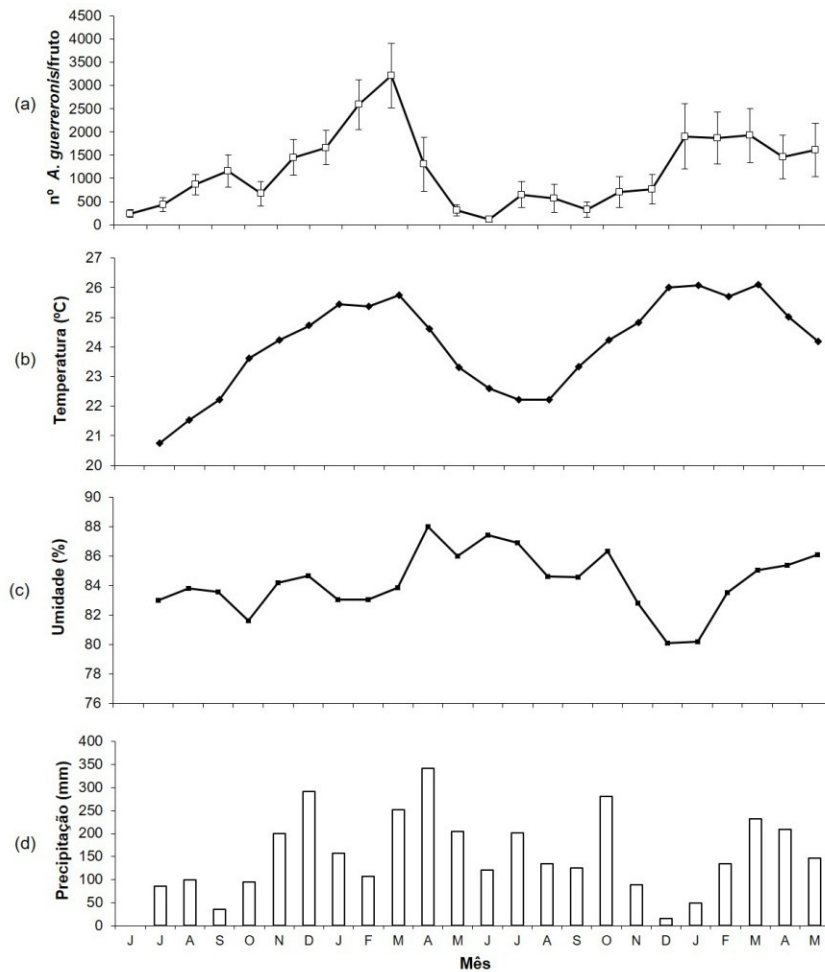


Figura 75. Densidade populacional de *Aceria guerreronis* (média $\pm$ erro padrão) por fruto de *Cocos nucifera* (a), temperatura (b), umidade relativa do ar (c), e precipitação acumulada (d) mensais no município de Una - BA, no período de junho/2008 a maio/2010. Fonte: Isabel Vieira de Souza.

Apesar de não haver comprometimento do sabor ou da qualidade, os frutos atacados pelo ácaro podem ter redução acima de 50% no seu tamanho (Figura 77), o que implica em menor quantidade de água, no caso do coco verde, ou de copra, no caso de coco seco. Além disso, o ataque do ácaro-da-necrose promove a compactação das fibras do mesocarpo, dificultando o descascamento dos frutos.

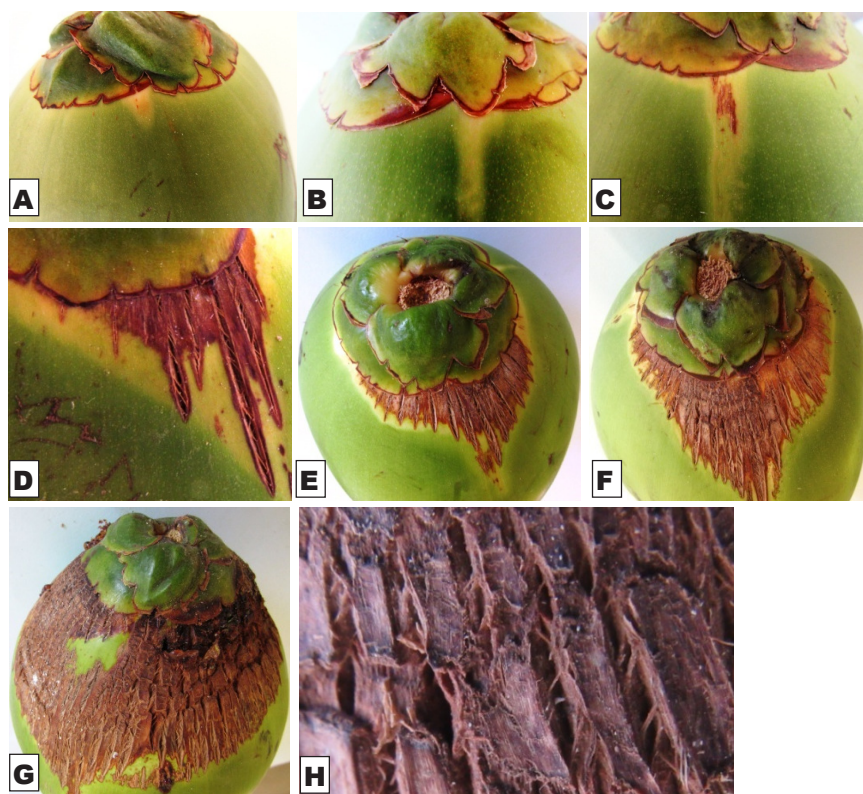


Figura 76. Evolução das injúrias causadas aos frutos do coqueiro por *Aceria guerreronis* (A a G); detalhes da superfície do fruto danificada pelo *A. guerreronis* (H). Fonte: José Inácio L. Moura.



Figura 77. Coco verde sadio e atacado pelo ácaro *A. guerreronis* (A); coco seco sadio e atacado pelo mesmo ácaro (B). Fonte: José Inácio L. Moura.

Diversos parâmetros diferentes têm sido utilizados para a estimativa do impacto ocasionado pelo ataque do ácaro-da-necrose à cultura do coqueiro ao redor do mundo, o que dificulta a comparação dos dados. Dentre eles, podem-se citar a proporção de coqueirais infestados, de frutos infestados, de frutos danificados, de frutos caídos prematuramente, de frutos infestados colhidos e de perda de frutos; a superfície danificada nos frutos; a intensidade de dano nos frutos; a redução no peso dos frutos frescos, no total da colheita, na produção de copra, na carne de coco fresca e seca, na produção de fibra, no comprimento da fibra, e no valor comercial dos frutos, o peso total dos frutos, de fibra da casca dos frutos e de copra; o volume de água; o aumento no tempo necessário para o descascamento dos frutos, etc. Em alguns locais, as perdas podem chegar a 100% de frutos caídos prematuramente, 85% de frutos danificados, 80% na redução de copra, 70% na redução da colheita, 67% na redução do volume de água, 53% no comprimento da fibra, 40% na superfície dos frutos danificada, e 38% no valor comercial dos frutos. O aumento no tempo necessário para o descascamento dos frutos pode chegar a 63% (Navia et al., 2013).

Ainda que os principais danos causados à cultura do coqueiro pelo ácaro-da-necrose sejam decorrentes do seu ataque aos frutos, no Brasil, a praga também ataca plantas novas, tanto no viveiro quanto no campo. Neste caso, os ácaros atacam a folha central ainda fechada, causando manchas longitudinais marrons, que acarretam no secamento e morte desta folha. Após o início do ataque, a planta passa a emitir folhas mais curtas e com aspecto pregueado, ficando com o seu desenvolvimento comprometido, ou mesmo morrendo (Moraes; Flechtmann, 2008; Teodoro et al. 2014).

Além de todos os danos já relatados, o ataque do ácaro-da-necrose do coqueiro pode favorecer também o desenvolvimento de patógenos e/ou de outras pragas. Assim, em frutos que apresentam rachaduras em decorrência do ataque de *A. guerreronis*, não é incomum observar o fungo *Ceratocistis paradoxa* associado ao ataque, como também, larvas de *Metamasius* sp. (Coleoptera: Curculionidae) alimentando-se das partes internas do mesocarpo do fruto, daí alguns julgarem que a queda do fruto foi devida ao ataque do besouro, em virtude do grande número de larvas ali encontradas (Figura 78).

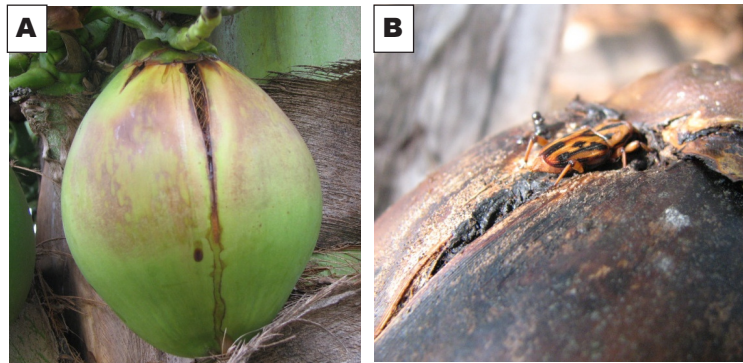


Figura 78. Rachadura longitudinal e sintoma de *C. paradoxa* em fruto de coqueiro, associado ao ataque de *A. guerreronis* (A); adulto de *Metamasius* sp. em fruto ferido pelo ataque de *Aceria guerreronis* (B). Fonte: José Inácio L. Moura.

Amostragem e níveis de ação

Para Navia et al. (2013), a proporção da área do fruto com sintoma do ataque do ácaro-da-necrose não é um bom parâmetro para a estimativa da determinação do nível de controle. Contudo, o tamanho microscópico do ácaro e a sua localização sob as brácteas tornam impossível a visualização direta para uma amostragem. Assim, a tomada de decisão para métodos de controle nos coqueirais tem sido feita com base na observação das injúrias causadas por esta praga aos frutos.

Alencar et al. (2000), propuseram uma metodologia de amostragem em que se avaliam quinzenalmente 40 plantas escolhidas ao acaso em cada talhão de um a quatro hectares, sendo 10 plantas da bordadura e 30 do meio do pomar. O caminhamento no coqueiral para a escolha dessas plantas deve ser feito em zigue-zague, partindo de uma bordadura em direção à outra, e retornando sempre que se chegar a elas. Em cada planta, são avaliados dois cachos, um com frutos até 3,5 cm de diâmetro e outro com frutos entre 3,5 e 6,0 cm de diâmetro, calculando-se a porcentagem de frutos com sintoma do ataque do ácaro-da-necrose.

Ainda não há um consenso sobre o nível de controle do ácaro-da-necrose. Para Alencar et al. (2000), medidas de controle devem ser adotadas quando 5% dos frutos apresentarem sintomas do ataque do ácaro-da-necrose. Para Ferreira et al. (2002), o nível de controle para coqueiros em produção é de 15% de frutos com sintomas de ataque do ácaro-da-necrose, o que corresponderia a perdas na produção da ordem de 10%. Já para mudas em viveiro e no campo, as folhas centrais de todas as plantas devem ser pulverizadas assim que a presença do ácaro seja detectada.

Controle químico

O uso de pesticidas químicos tem sido o método de controle mais comumente empregado para o ácaro-da-necrose. Muitos acaricidas têm sido avaliados para o controle do ácaro-da-necrose em outros países, alguns com boa eficiência. No Brasil, embora vários acaricidas também já tenham sido testados, atualmente, existem sete produtos registrados junto ao Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA para uso contra esta praga (Tabela 6).

Nos coqueiros em produção, a pulverização deve ser realizada sempre direcionando-se o jato do produto para os cachos, a fim de atingir o local onde o ácaro-da-necrose se encontra. Enquanto o coqueiro tiver baixa estatura, consegue-se mais facilmente uma boa cobertura dos frutos com a calda acaricida, contudo, tratando-se de coqueiros altos, é praticamente impossível a veiculação do produto através de atomizadores, o que dificulta e encarece em muito o controle da praga. Há que se considerar ainda, o contingente expressivo de pequenos produtores que não possuem condições financeiras para controlar o ácaro, tanto da forma tradicional, subindo no coqueiro, como através de maquinário mais sofisticado.

Dessa forma, a aplicação de acaricidas via injeção talvez seja um método viável para o controle do ácaro-da-necrose quando a altura do coqueiro

Tabela 6 - Produtos registrados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA para o controle do ácaro-da-necrose *Aceria guerreronis* em coqueiro no Brasil (AGROFIT, 2003).

Produto comercial	Ingrediente ativo	Form. ¹	Dose do prod. comercial ²	Volume de calda ³	Classe	
					Tox. ⁴	Amb. ⁵
Abamex ⁶	Abamectina	EC	75 mL	400 L/ha	I	III
Azamax ⁶	Azadiractina	EC	200-250 mL	400-1000 L/ha	III	IV
Envidor	Espirodiclofeno	SC	30 mL	1000 L/há	III	III
Ortus 50 SC	Fenproxiato	SC	200 mL	500-600 L/ha	II	II
Potenza Sinon ⁶	Abamectina	EC	75 mL	400 L/ha	I	III
Talento ⁶	Hexitiazoxi	WP	3 g	2 L/planta	II	II
Vertimec 18 EC ⁶	Abamectina	EC	75 mL	400 L/ha	III	II

¹Formulações: EC – Concentrado Emulsionável, SC – Suspensão Concentrada, WP – Pó Molhável; ²Para cada 100L de água; ³Para aplicação terrestre; ⁴Classe Toxicológica: I – Extremamente tóxico, II – Altamente tóxico, III – Medianamente tóxico, IV – Pouco tóxico; ⁵Classe Ambiental: I – Altamente perigoso ao meio ambiente, II – Muito perigoso ao meio ambiente, III – Perigoso ao meio ambiente, IV – Pouco perigoso ao meio ambiente; ⁶Para estes produtos, consta na base de dados AGROFIT o nome científico antigo do ácaro-da-necrose (*Eriophyes guerreronis*).

estiver fora do alcance dos pulverizadores. Para tanto, a eficiência dos acaricidas sistêmicos veiculados através de injeções no estipe ainda necessita ser estudada, para posterior regulamentação e uso como tática no manejo integrado das pragas do coqueiro.

Todos os acaricidas devem ser utilizados conforme as recomendações dos fabricantes e utilizando-se equipamentos de proteção individual (EPIs), dando-se preferência para os produtos menos tóxicos ao aplicador e ao meio ambiente, preservando os inimigos naturais da praga presentes no agroecossistema.

Controle biológico

O controle biológico ocupa lugar de destaque no manejo integrado de pragas e, segundo Navia et al. (2013), nos últimos anos, muitos esforços têm sido feitos para se encontrar e identificar inimigos naturais eficientes contra *A. guerreronis* em diversas partes do mundo, inclusive no Norte e Nordeste do Brasil, uma vez que a América Tropical é considerada o provável centro de origem da praga. Predadores e fungos patogênicos têm sido os inimigos naturais mais comumente encontrados.

Predadores

Insetos das ordens Coleoptera, Neuroptera e Heteroptera são importantes predadores de ácaros em diversos agroecossistemas, e também ácaros predadores têm sido encontrados em coqueiros e considerados inimigos naturais do ácaro-da-necrose. No entanto, muitos deles não conseguem efetivamente penetrar sob as brácteas, e normalmente não têm acesso à praga. No Brasil, diversos ácaros predadores das famílias Bdellidae, Melicharidae e Phytoseiidae estão associados ao ácaro-da-necrose, mas somente os fitoseídeos *Neoseiulus baraki* (Athias-Henriot) e *Neoseiulus paspalivorus* (De Leon) são frequentemente encontrados sob as brácteas dos frutos (Navia et al., 2005; Lawson-Balagbo et al., 2008; Lima et al., 2012). Liberações de *N. baraki* têm causado redução drástica das populações do ácaro-da-necrose no campo, tornando este predador um promissor agente de controle biológico para a praga (Fernando et al., 2010; Aratchige et al., 2012).

Muitos estudos têm sido conduzidos, mas ainda não existe produção de ácaros predadores em larga escala para liberação em coqueirais, sendo que o controle biológico conservativo, por meio de medidas que

promovam a manutenção das populações naturais dos predadores devem ser incentivadas. Dentre estas, pode-se citar o uso de produtos seletivos, ou seja, menos tóxicos aos inimigos naturais, quando houver necessidade de aplicação.

Fungos acaropatogênicos

Os fungos *Hirsutella thompsonii* Fischer, *Hirsutella nodulosa* Petch e *Lecanicillium lecanii* (Zimmerman) Viegas já foram encontrados infestando naturalmente o ácaro-da-necrose (Hall et al., 1980; Navia et al., 2013). Várias espécies de fungos patogênicos já são produzidas em escala industrial e comercializados para o controle de outros insetos e ácaros no Brasil, o que poderia facilitar o seu uso no manejo do ácaro-da-necrose. Isolados de *H. thompsonii* e do fungo *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin se mostraram eficientes contra a praga em testes conduzidos no Brasil (Braga Sobrinho et al., 2004; Ferreira et al., 2005) e tem sido considerados promissores para o manejo do ácaro-da-necrose. No entanto, segundo Fernando et al. (2007), a movimentação dos indivíduos de *A. guerreronis* limitada à área do perianto dificulta em muito a dispersão dos fungos patogênicos entre as colônias do ácaro, principalmente para os fungos de crescimento mais lento.

Bactérias acaropatogênicas

Embora o uso de bactérias patogênicas já seja uma realidade para o controle de muitos insetos-praga em diversas culturas ao redor do mundo, trabalhos dessa natureza com ácaros são muito escassos. Em um trabalho pioneiro, Smitha et al. (2015) avaliaram o potencial de *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* no controle de *A. guerreronis* em coqueiro. Os autores verificaram que, tanto em laboratório quanto em campo, a bactéria aplicada na forma de um isolado sólido cru causou mortalidade ao ácaro-da-necrose. Existe ainda um longo caminho até que se possa dispor de produtos comerciais para este fim, mas os resultados preliminares obtidos abrem a perspectiva de uma nova alternativa para o controle desta praga.

Controle alternativo

Vários produtos alternativos, principalmente óleos vegetais, têm sido testados no controle do ácaro-da-necrose. Silva et al. (2016) verificaram que a aplicação dos óleos brutos de algodão ou de dendê (óleos extraídos

das sementes e não refinados), na concentração de 1,5%, reduzem os danos causados por *A. guerreronis*. Também deve-se adicionar aos óleos vegetais 1% de detergente neutro, ou seja, para cada 100 litros de água, devem-se misturar 1,5 litros do óleo e 1 litro de detergente. O óleo e o detergente devem ser misturados primeiro, adicionando-se posteriormente a água.

Inicialmente, devem-se fazer de 3 a 4 pulverizações quinzenais, dependendo da intensidade de ataque, seguidas de pulverizações mensais de manutenção. O jato de pulverização deve ser dirigido às inflorescências recém-abertas e aos cachos novos (Ferreira et al., 2002). Além das propriedades tóxicas, o óleo bruto de algodão também tem se mostrado repelente ao ácaro-da-necrose (Teodoro et al., 2014).

Resistência Varietal

Algumas variedades de coqueiro sofrem maiores danos que outras. No passado, chegou-se a atribuir resistência contra *A. guerreronis* a variedades de coqueiro com frutos grandes e redondos, uma vez que nestes, as brácteas ficam mais bem aderidas à superfície do fruto, dificultando a entrada do ácaro em relação àquelas com frutos mais angulosos. Posteriormente, no entanto, outras variedades com frutos arredondados também se mostraram suscetíveis (Moore, 2001), revelando que o formato do fruto não é um fator de resistência do coqueiro contra o ácaro-da-necrose.

Embora as variedades com frutos arredondados tenham realmente uma tendência a sofrer menos danos, até o momento não se conhece nenhuma característica consistentemente associada à resistência de coqueiros contra *A. guerreronis* e, inclusive, uma variedade tida como relativamente resistente na Costa do Marfim, é um híbrido de duas outras variedades bastante danificadas pelo ácaro-da-necrose (Moore, 2001). No Brasil, atualmente, não se dispõe de nenhuma variedade considerada resistente a essa praga.

Tratos culturais

Além dos métodos de controle já citados, existem várias outras práticas que auxiliam o manejo do ácaro-da-necrose, dificultando sua dispersão, diminuindo os níveis populacionais, e reduzindo os prejuízos por ele causados. Recomenda-se que os cachos muito infestados e/ou com sintomas severos de ataque da praga sejam retirados e destruídos, seja pela queima ou pelo

enterrio, juntamente com os botões e frutos caídos no solo (Navia et al., 2013; Teodoro et al., 2014). A adubação equilibrada do coqueiro, evitando-se o excesso de nitrogênio proporciona redução da população do ácaro (Navia et al., 2013).

Familia Tenuipalpidae

CAPÍTULO 20 - Manejo do ácaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica* Hirst (Acari:Tenuipalpidae)

Elisangela Gomes Fidelis de Moraes, Rosely Pereira, Denise Navia

Introdução, Descrição e bioecologia

O ácaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), tem sua origem no hemisfério oriental, sendo reportado a primeira vez na Índia em 1924 (Hirst, 1924). Atualmente este ácaro é encontrado em várias partes da Ásia (Chaudhri, 1974; CABI, 2016), África (Sayed, 1942; Moutia, 1958; Quilici et al., 1997; Gassouma, 2004; Zannou et al., 2010), e Oriente Médio (Gerson et al., 1983; Elwan, 2000; Arbabi et al., 2002).

Em 2004, o ácaro-vermelho-das-palmeiras foi introduzido nas Américas, com seu primeiro relato na ilha caribenha de Martinica (Flechtmann & Etienne, 2004), de onde se disseminou por todo o Caribe e outros países das Américas (Etienne & Flechtmann, 2006; Rodrigues et al., 2007; Shripat et al., 2008; Welbourn, 2009; De La Torre, 2010). Em 2007, *R. indica* foi detectado na Flórida, EUA (Welbourn, 2009) e na Venezuela (Vásquez et al., 2008), em 2009 no México (Welbourn, 2009), chegando também neste mesmo ano ao Brasil, no estado de Roraima (Navia et al., 2011).

Por se tratar de uma praga quarentenária ausente (A2) (Instrução Normativa Nº 52, 2007), a comercialização de plantas hospedeiras a partir de áreas com a presença do ácaro em Roraima para as demais unidades da Federação foi proibida para se impedir a dispersão da praga. Apesar disso, ácaro-vermelho-das-palmeiras foi detectado em 2011 no estado do Amazonas (Rodrigues & Antony, 2011), em 2015 em São Paulo (Oliveira et al., 2016), Ceará (Mendes et al., 2015) Sergipe (Silva et al., 2016), Alagoas (Souza et al., 2016) e Pará (Adepara, 2016).

Acredita-se que a rápida dispersão do ácaro-vermelho-das-palmeiras nas Américas tem ocorrido devido o transporte de plantas hospedeiras infestadas. A curtas e médias distâncias a migração pode ocorrer pelo vento.

O ácaro-vermelho-das-palmeiras é um pequeno artrópode que mede 250 a 320 µm (adultos) de comprimento e apresenta coloração vermelha intensa com manchas escuras sobre o dorso. Suas colônias são encontradas na face abaxial das folhas, especialmente aquelas mais baixas das plantas. Os adultos apresentam setas dorsais brancas e longas, com suas extremidades expandidas, onde muitas vezes formam-se gotículas (Figura 79A). Os ovos

apresentam coloração vermelho-alaranjada brilhante, são ovóides e medem cerca de 100 µm de comprimento. Após o período embrionário, o ácaro-vermelho-das-palmeiras passa por quatro estágios de desenvolvimento: larva, protoninfa, deutoninfa e adulto (Figura 79B).

O ciclo de vida de *R. indica* varia de 20 a 28 dias. Uma fêmea pode colocar de 20 a 50 ovos (Moutia 1958; Zaher et al., 1969; Nagesha Chandra & Channabasavanna 1984). Sua reprodução pode ser sexuada ou partenogênica do tipo arrenótoca (produção de machos) (Nagesha Chandra & Channabasavanna, 1984). As maiores densidades populacionais ocorrem nos períodos mais quentes e secos do ano, quando podem ser encontrados até 24 ácaros por cm² (Moutia, 1958; Puttarudriah & Channabasavanna, 1958; Nagesha Chandra & Channabasavanna, 1984; Yadavbabu & Manjunatha, 2007; Taylor et al., 2011; Vásquez, 2012).

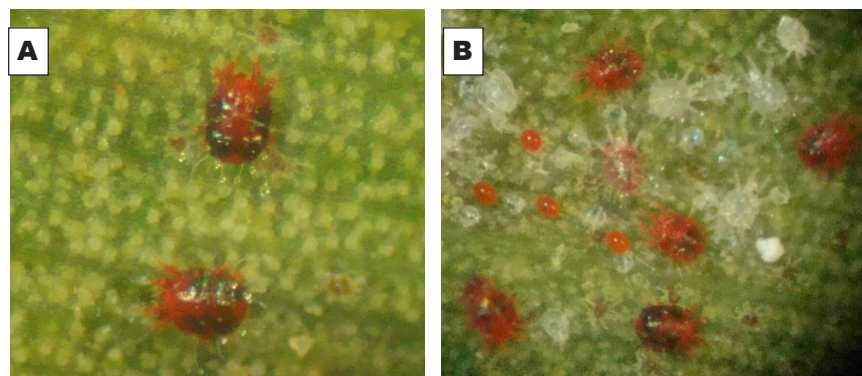


Figura 79. Fêmeas adultas (A) e colônia com exúvias (B) do ácaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica*. Fonte: Elisângela Fidelis.

Plantas hospedeiras

No Velho Mundo, *R. indica* geralmente não causa danos significativos à agricultura, pois sua densidade populacional é baixa e seu número de hospedeiros não passa de dez espécies de plantas da Família Arecaceae (palmeiras), sendo os principais o coqueiro (*Cocos nucifera* L.), seu principal hospedeiro, e a tamareira (*Phoenix dactylifera* L.). No entanto, nas Américas, assim como em Roraima, altas infestações têm sido observadas em diversas palmeiras, inclusive nativas, também em banana (Musaceae) (Figura 80A). Ataques também têm sido observados em plantas das famílias Heliconiaceae (Figura 80B), Strelitziaceae, Zingiberaceae, Pandanaceae e Cannaceae (Carrillo et al., 2011a; Navia et al., 2015). Atualmente, já são listadas mais de 90 plantas hospedeiras deste ácaro, sendo 25 de origem Neotropical.

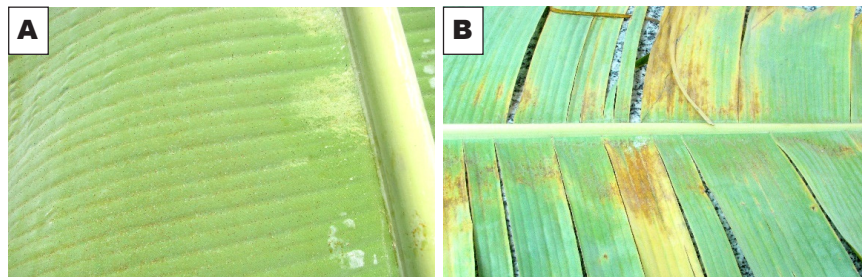


Figura 80. Folhas de banana (A) e helicônia (B) atacadas pelo do ácaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica*. Fonte: Elisangela Fidelis.

Injúrias e perdas

Os danos causados pelo ácaro-vermelho-das-palmeiras são amarelecimento das folhas, seguido de necrose (Flechtmann & Etienne, 2004; Welbourn, 2009) e em alguns casos, a morte de plantas jovens (Figuras 81A e 81B) (Sarkar & Somchoudhury, 1988; Sathiamma, 1996 ; Navia et al., 2015). No Caribe e na Venezuela já foi reportada a redução de até 70% na produção de coqueiros após a introdução desta praga, afetando seriamente a indústria de copra (polpa seca do coco). Danos severos em bananeiras também têm sido observados em Trinidad & Tobago, Colômbia e República Dominicana quando os plantios estão associados ou próximos a coqueirais (Navia et al., 2015).

Até o momento, os maiores impactos do ácaro-vermelho-das-palmeiras no Brasil ocorreram em Roraima, devido às restrições de comércio de banana deste Estado para o Amazonas até 2011. No entanto, a presença recente desta praga nos estados do Nordeste pode causar sérios impactos sócio econômicos e ambientais ao Brasil, visto que esta região concentra a maior produção de coqueiros, seu hospedeiro preferencial, e apresenta

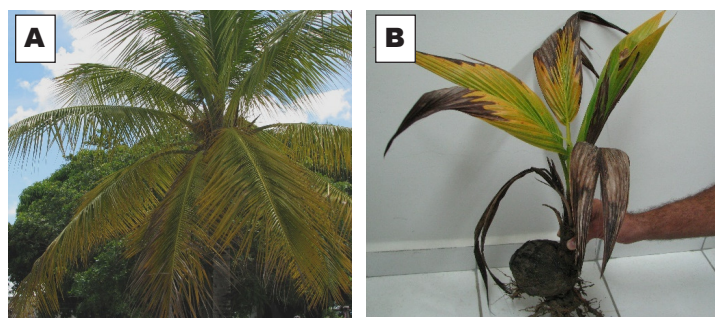


Figura 81. Planta adulta (A) e muda (B) de coqueiro com sintomas do ataque (amarelecimento e necrose de folhas) do ácaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica*. Fonte: Elisangela Fidelis.

condições climáticas favoráveis ao desenvolvimento da praga (Amaro & Morais, 2013). Além disso, este ácaro tem alto potencial de afetar palmeiras nativas, particularmente nas regiões norte e nordeste. No Brasil ocorrem aproximadamente 283 espécies de palmeiras nativas (Lorenzi et al., 2004; Lorenzi et al., 2010), muitas delas com elevada importância socioeconômica para populações rurais e comunidades tradicionais que exploram estas plantas de maneira extrativista ou têm pequenos plantios. Além disso, muitas palmeiras desempenham um importante papel na sustentabilidade de ecossistemas (Lorenzi et al., 2010). Dentre as palmeiras que podem ser afetadas pelo ácaro-vermelho-das-palmeiras, destacam-se o açaí (*Euterpe oleracea* Mart.), o buriti (*Mauritia flexuosa* L.), a piaçava (*Attalea funifera* Mart.) e a pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth.). O ataque por *R. indica* já foi reportado nestas palmeiras, exceto em piaçava, pois esta espécie não ocorre em regiões onde o ácaro está presente. Altas infestações de *R. indica* já foram observadas em buritizais naturais em Trinidad & Tobago (Hosein F., dados não publicados) e em Roraima (Morais E. G. F., dados não publicados), com presença de amarelecimento, necrose e morte de folhas.

Apesar de *R. indica* já ter sido encontrado em plantas de dendê, *Elaeis guineenses* Jacq. em áreas urbanas (Marsaro Jr. et al., 2010), em estudos realizados em laboratório e com mudas, verificou-se que esta palmeira não é um hospedeiro favorável a este ácaro e portanto, possivelmente não será uma ameaça para seu cultivo no Brasil (Morais E. G. F., dados não publicados).

O ácaro-vermelho-das-palmeiras também pode afetar áreas turísticas onde o coqueiro e outras palmeiras são utilizadas como plantas ornamentais. No Caribe, litoral do México e também na Flórida, o principal impacto do ácaro-vermelho-das-palmeiras é devido ao amarelecimento de folhas de coqueiro e palmeiras ornamentais, afetando a paisagem destes locais e consequentemente o turismo (Navia et al., 2015).

Manejo Integrado

Diversos métodos de manejo têm sido considerados para o controle do ácaro-vermelho-das-palmeiras, como a resistência de plantas (Rodrigues & Irish, 2011), o controle químico (Assis et al., 2012; Rodrigues & Peña, 2012), e o mais promissor destes, o controle biológico (Carrillo & Peña, 2012; Carrillo et al., 2010; 2012b; Domingos et al., 2012; Carrillo et al., 2014).

Controle químico

Diversos acaricidas já se mostraram eficientes para o controle do ácaro-vermelho-das-palmeiras em estudos realizados nas Américas. Como este

ácaro não causa danos expressivos na região Oriental, e, portanto, o controle químico não é frequentemente utilizado, esta praga parece não apresentar resistência a acaricidas e baixas doses destes produtos têm se mostrado eficientes para seu controle. Assis et al. (2013), por meio de estudos em laboratório, verificaram que os seguintes acaricidas, com as respectivas CL_{90} (concentração que mata 90 % da população), apresentam eficiência no controle do ácaro-vermelho-das-palmeiras: abamectina ($2,3 \times 10^4$ mg/l), clorfenapir (42 mg/l), diafenthiuron (184,8 mg/l), fenpiroximate (21,8 mg/l), hexitiazox (8403,8 mg/l), milbemetina ($1,6 \times 10^4$ mg/l), espirodiclofeno (154,6 mg/l), espiromesifeno (18 mg/l), óxido de fenbutatin (676,1 mg/l) e propargite (297,1 mg/l). Dentre estes, os mais eficientes são milbemetina, abamectina e espiromesifeno que apresentaram menores CL_{90} . Estas concentrações letais são muito menores que as observadas para o ácaro-da-necrose-do-coqueiro [*Aceria guerreronis* Keifer (Acarí: Eriophyidae)].

Em estudos realizados em cultivos de bananeira e coqueiro em Porto Rico e na Flórida (EUA), também verificou-se que os acaricidas acequinocyl, dicofol e espiromesifeno foram efetivos na redução da população de *R. indica*, via pulverização e a Emamectina via injeção no tronco de coqueiros (Rodrigues & Peña, 2012). Porém, estes autores não recomendam esta última forma de aplicação devido ao elevado custo e às injúrias que este método causa às plantas. Até o momento não existem acaricidas registrados para o controle do ácaro-vermelho-das-palmeiras no Brasil, no entanto, é possível que com a chegada desta praga em áreas produtivas de coqueiro no nordeste, seu uso venha se liberado.

O controle químico do ácaro-vermelho-das-palmeiras pode ser dificultado devido a elevada altura das plantas hospedeiras, especialmente em coqueiros gigantes. Além disso, a baixa produtividade de coco em muitas áreas cultivadas com variedades híbridas e gigantes, possivelmente inviabilizará o controle químico da praga, como acontece por exemplo com o ácaro-da-necrose-do-coqueiro (Aragão et al., 2002).

Acaricidas naturais

O uso de acaricidas naturais pode ser uma alternativa de controle mais econômica e menos impactante ao ambiente. Na Índia, o óleo de nim foi considerado eficiente para o controle do ácaro-vermelho-das-palmeiras. No entanto, Rodrigues & Peña (2012) não verificou toxicidade deste produto a este ácaro. Estudos preliminares realizados no Brasil demonstram o potencial de controle de produtos a base de rotenona (Pereira et al., 2015; Batista et al., 2015) e de óleo de algodão (Silva et al., 2016). No entanto,

novas pesquisas são necessárias para uma recomendação destes produtos. A utilização de inseticidas botânicos tem se mostrado mais vantajosa em relação ao uso indiscriminado de acaricidas convencionais, nos aspectos de segurança ao aplicador e consumidor, além disso, são menos persistentes e acumulativos no ambiente e mais seletivos aos inimigos naturais.

Controle biológico

O controle biológico tem sido considerado uma das estratégias mais promissoras para o manejo de *R. indica* (Peña et al., 2009; Carrillo et al., 2011b; Moraes et al., 2012). Estudos têm sido realizados para avaliação do potencial de inimigos naturais já presentes nas áreas recém infestadas por esta praga nas Américas (Hastie et al., 2010; Carrillo et al., 2012a; Hoy, 2012; Domingos et al., 2012; Gondim Jr. et al., 2012). Adicionalmente, tem-se investido na introdução de ácaros predadores provenientes de regiões de possível origem desta praga (Moraes et al., 2012; Domingos et al., 2012). Dentre os inimigos naturais mais promissores para o controle biológico de *R. indica* estão o ácaro predador *Amblyseius largoensis* Muma (Acari: Phytoseiidae) (Figura 82) (Carrillo & Peña, 2012; Carrillo et al., 2010; 2012b; Domingos et al., 2012; Carrillo et al., 2014). Este tem sido o inimigo natural mais abundante associado a *R. indica*, principalmente em coqueiros, tanto nas Américas (Carrillo et al., 2012; Gondim Jr. et al., 2012), quanto no velho Mundo (Moraes et al., 2012; Oliveira, 2015).

Amblyseius largoensis apresenta bom desenvolvimento e altas taxas reprodutivas quando tem *R. indica* como alimento (Carrillo et al., 2010; 2014; Domingos et al., 2012). Além disso, tem-se observado que a população deste predador tem aumentado em plantas de coqueiro após a introdução da praga no sul da Flórida, Porto Rico e Trinidad e Tobago (Peña et al., 2009). Populações deste predador provenientes do Sul da África (Ilha de La Reunion) e Tailândia (Ásia) são mais eficientes para o controle de *R. indica* que as populações Americanas, que tem menos tempo de experiência com esta presa (Domingos et al., 2013; Oliveira 2015; Morais et al., 2016).

Em estudos preliminares verificou-se que *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill tem potencial de controle de *R. indica*. No entanto, a eficiência deste fungo vai depender das condições climáticas do local, visto que este é sensível a baixas umidade.



Figura 82. Adulto do ácaro predador *Amblyseius largoensis* Muma (Acari: Phytoseiidae).

Fonte: Elisangela Fidelis.

Endoterapia

CAPÍTULO 21 - Endoterapia: uma tática para o controle de pragas em palmeiras altas

José Inácio L. Moura, Kátia Curvelo, Raúl R. Valle

Plantios comerciais de dendezeiro e coqueiro com altura acima de 10 m e atacados por pragas e doenças tem inviabilizado, na prática, qualquer tentativa de controle por pulverização terrestre com defensivos. Isto devido a que o defensivo não atinge a praga alvo. Observações em campo, particularmente no Estado da Bahia, tem evidenciado que plantios de coqueiro híbrido destinados à produção de coco seco, quando altos e atacados pelo ácaro do fruto *Aceria guerreronis*, podem ter a produção reduzida em até 50%. Deve-se considerar ainda, que pragas que se alimentam da parte abaxial dos folíolos não só estão fora do alcance dos defensivos, tendo a altura como fator impeditivo, como também estão protegidas pela barreira física formada pelas ráquis foliares, quando são realizadas as pulverizações aéreas.

Outro aspecto a ser considerado é o caso das pragas que se alimentam dos tecidos internos das plantas. Qualquer tentativa de controlá-las via pulverização é infrutífera, por estarem protegidas. Igualmente relevantes são os ataques de pragas em palmeiras usadas em paisagismo. Portanto, nessas plantas o controle deve ser realizado com aplicação de defensivo via solo e/ou injeção do defensivo no estipe, para evitar contaminação do ambiente urbano.

No entanto, no Brasil, a prática da injeção no tronco com defensivos ou veiculação através da raiz (*mamadeira*) não são regulamentadas e sofrem restrições por segmentos da sociedade para a sua regulamentação. Estas restrições tem procedência parcial, já que nem sempre se considera a falta de especificidade do defensivo e, muitas vezes, se desconhecem os parâmetros comportamentais e biológicos da praga. Por outro lado, em muitos países da América do Norte, Europa e Oceania, a injeção nos troncos das árvores com defensivos é aceita em função do baixo impacto ambiental causado. Consideram, inclusive, uma estratégia de controle, viável, ambientalmente correta e inteligente de controle de pragas.

Como poderia ser a injeção no tronco das palmeiras

Com auxílio de uma máquina de furar (Figura 83A) ou um trado, pode-se fazer um orifício de cerca de 1 cm de diâmetro por 12 cm de profundidade na base do estipe da palmeira. O orifício deve ser inclinado em relação ao solo (ângulo entre 45 a 60°) para evitar que o produto escorra. Em seguida, com auxílio de uma seringa (Figura 83B), pode ser introduzida a quantidade

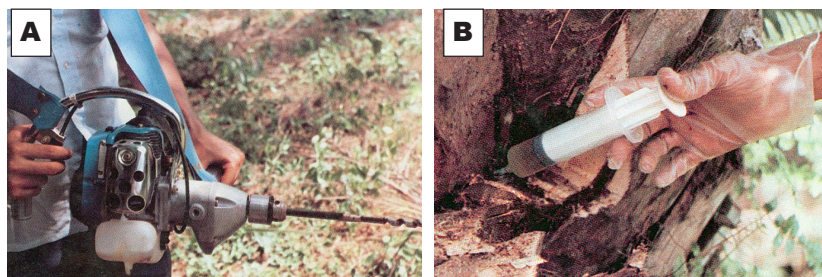


Figura 83. Furadeira (A) para furar o estipe da palmeira e defensivo sendo introduzido no interior do estipe (B). Fonte: José Inácio L. Moura.

recomendada do defensivo no interior do orifício. Finalmente, o orifício é tampado com auxílio de uma rolha ou tarugo de madeira que pode ser proveniente da base da folha. Não desejando reutilizar o orifício para outras aplicações, pode-se tapá-lo definitivamente com uma massa de cal cimentante.

Em países que utilizam injeções para o controle de pragas florestais, os produtos são injetados no interior do tronco da árvore por gravidade e pressão através de aparelhos e produtos especiais (<http://www.arborsystems.com/find-a-product/injection-systems-2/injection-tips>).

Como se veicular defensivos via raiz (*mamadeira*)

Para aplicação dessa técnica, pode-se cavar um buraco de mais ou menos 0,30 m no solo, a aproximadamente 1 m da palmeira. Em seguida, escolhe-se uma raiz nova com diâmetro próximo a 1 cm, que será cortada para receber, imediatamente, um saquinho plástico contendo a quantidade do defensivo desejado. A ponta da raiz cortada toca o fundo do saquinho, que é amarrado à raiz com auxílio de um barbante. Por último, o buraco é tapado com terra.

Vantagens dos métodos da injeção e da *mamadeira*

Comparado com a pulverização, o uso da injeção tem as seguintes vantagens: i) possibilita o controle de pragas em árvores que, pela altura, localização ou difícil acesso, tem dificultada a realização dos tratamentos convencionais, ii) o tratamento não se limita a mudanças sazonais, iii) podem se utilizar níveis mais altos do ingrediente ativo disponível, iv) risco reduzido da praga desenvolver resistência ao inseticida, em comparação a outros métodos de controle, v) método de aplicação simples e de baixo custo, vi) menor poluição ambiental, podendo ser utilizado tanto em áreas rurais como urbanas, vii) a injeção proporciona maior persistência do produto no interior

da árvore, ampliando o período de eficácia dos tratamentos, viii) injeção com inseticida não deixa resíduos a ponto de contaminar águas subterrâneas, a exemplo de pulverizações foliares e no solo, ix) não há perigo de lixiviação em períodos de elevada precipitação, e x) não eliminam minhocas e outros invertebrados do solo (Anderman & Wunderlich, 2010).

Embora Howard et al. (2001) argumentem que furos no estipe podem servir de porta de entrada de patógenos, não há registros na literatura sobre qualquer tipo de anomalia nos coqueiros. Em vários países da América do Sul e Ásia, o uso de injeção em dendezeiros para controlar pragas que se alimentam dos folíolos é uma estratégia muito usual (Genty et al., 1983; Wood et al., 1974) e, até a presente data, não há relatos que comprometem o uso da tática da injeção.

Acredita-se que entre as vantagens da mamadeira em relação à injeção, esta relacionada a distribuição mais homogênea no interior da planta, criando assim, maior possibilidade do alvo biológico ser atingido. No entanto, o tempo operacional comparativamente a injeção, é expressivamente maior. Há que se considerar ainda, que o baixar e levantar durante as operações causa mais desgaste físico que a injeção. Por isso, a tática *mamadeira* é recomendada para pequenas áreas e/ou frutíferas de fundo de quintais.

Experiências exitosas com injeção

Nos estados norte-americanos da Pensilvânia, Massachusetts e Connecticut, o recurso da injeção no tronco de árvores encontra-se em expansão, com pouco ou nenhum efeito sobre a madeira e um alto grau de aceitação social. Esse recurso, juntamente com a rentabilidade potencial comercial da técnica sugere que as injeções no tronco passarão a ser considerado como um tratamento alternativo para as árvores infestadas ou ameaçadas por pragas e doenças (Dahlsten et al., 2003; Ribeiro, 2010).

Na Austrália, injeção de imidacloprido [1-(6-chloro-3-pyridylmethyl)-N-nitroimidazolidin-2-ylideneamine] a 20% foi utilizada no combate ao percevejo *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) sobre plantios de eucalipto (*Eucalyptus* spp.), em áreas urbanas (Noack, 2009). Também o percevejo *Corythucha ciliata* (Hemiptera: Tingidae), praga do *Platanus occidentalis*, é eficientemente controlado com injeção de imidacloprido. Nos Estados Unidos, o pulgão *Adelges tsugae* (Hemiptera: Adelgidae), uma severa praga do abeto (*Tsuga* spp.) tem sido eficientemente controlado com injeção de imidacloprido a 5% (Docola et al., 2007).

No sudeste dos Estados Unidos, as injúrias causadas pela traça das ponteiros (*Rhyacionia frustrana*) reduz o crescimento de *Pinus taeda*.

O controle com inseticidas tradicionais é difícil em razão das várias gerações anuais e infestações plurianuais. Em razão disso, os inseticidas imidacloprido e fipronil (trifluorometilsulfi-nil)-1H-pirazole-3-carbonitrilo) foram testados em aplicação via injeção no tronco. Após dois anos, os resultados experimentais mostraram que as árvores tratadas com os inseticidas apresentaram resultados modestos comparativamente com a testemunha. No entanto, os resultados mostraram que as árvores tratadas com os inseticidas tiveram significativamente maior índice volumétrico por bloco, em relação às não tratadas. De acordo com Asaro & Creighton (2011), as árvores tratadas tiveram maior índice de sobrevivência, pois os inseticidas injetados também controlaram *Hylobius empalidece*, curculionídeo praga do *P. taeda*.

Takai et al. (2003) relataram 3 anos de proteção em pinheiros contra o nematóide *Bursaphelenchus xylophilus* depois de injetar uma formulação líquida de benzoato de emamectina. Nos EUA, foi relatado que este produto proporcionou dois ou mais anos de proteção contra pragas de lepidópteros e coleópteros, incluindo *Dioryctria*, *Dendroctonus frontalis* e *Agrilus planipennis* (Grosman et al., 2002, 2009; Smitley et al., 2010; citado por Doccia & Wild, 2007).

Nos Estados Unidos, Wise et al. (2014), fizeram uso da endoterapia para controlar duas importantes pragas da macieira (*Malus domestica*). Nesse experimento, utilizaram o imidacloprido e benzoato de emamectina para o controle da cigarrinha *Empoasca fabae* (Hemiptera: Cicadellidae) e a lagarta da mariposa oriental *Phyllonorycter blancardella* (Lepidoptera: Gracillariidae). Os inseticidas foram veiculados via injeção no tronco e atuaram de forma significativa sobre essas duas pragas. De acordo com esses autores, o longo período que o resíduo de ambos defensivos permaneceu no interior da planta, permitiu o controle de outras pragas também (Wise et al., 2014). Assim, uma vez que ele é introduzido no sistema vascular, o inseticida é depositado nas regiões apoplástica e simplástica da planta. Em razão a isso, o inseticida não sofre degradação pelos raios ultravioleta e intempéries a exemplo das pulverizações convencionais (Wise et al., 2014).

Por outro lado, os resíduos de imidacloprido e benzoato de emamectina nos frutos da macieira (Figuras 84 e 85) não foram detectados nas análises de cromatografia.

O uso de injeções com fungicidas sistêmicos para controlar doenças de plantas vem sendo praticada em alguns países. Na Itália, Gentile et al. (2009), fizeram uso de fosfito de potássio para controlar o fungo *Phytophthora cinamoni* sobre castanheiras (*Castanea sativa* Miller).

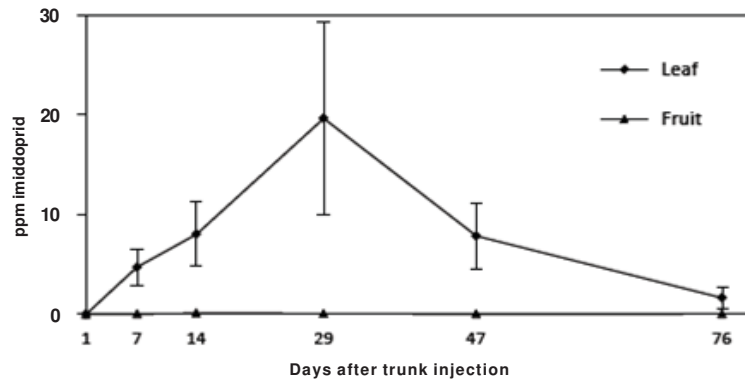


Figura 84. Concentração de resíduos de imidacloprido em folhas e frutos de macieira. O limite máximo de resíduo de imidacloprido em frutas de macieira estabelecido pela agência de proteção ambiental dos Estados Unidos é de 0,5 ppm. Fonte: Wise et al., (2014).

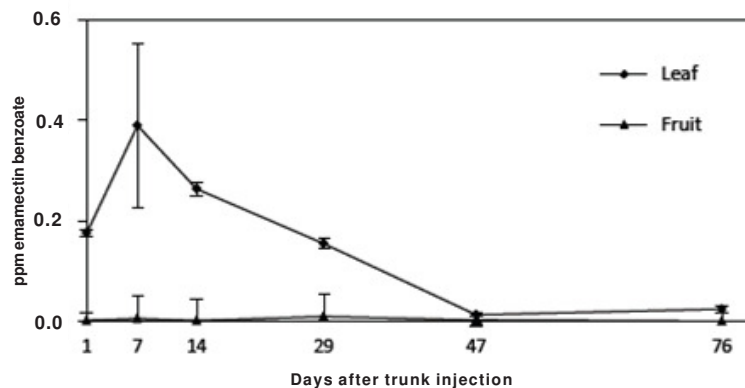


Figura 85. Concentração de resíduos de benzoato de emamectina em folhas e frutos de macieira. O limite máximo de resíduo de benzoato de emamectina em frutas de macieira estabelecido pela agência de proteção ambiental dos Estados Unidos é de 0,02 ppm. Fonte: Wise et al. (2014).

As aplicações do fungicida foram via pulverização foliar e através de injeção. O tratamento com injeção de fosfito foi mais eficiente que pulverizações. O tratamento com injeção só não teve efeito sobre aquelas plantas fortemente atacadas pelo fungo (Gentile et al., 2009). Os resultados mostraram ainda que o fosfito via injeção tem ação preventiva e curativa nos estágios iniciais da doença.

No Iraque, Bagdá, a podridão da inflorescência das tamareiras (*Phoenix dactylifera*) causada pelo fungo *Mauginiela scaetiae* foi eficientemente

controlado com score (difenoconazol). Conforme Al-Fadhal et al. (2013), o fungicida teve cerca de 84% de eficiência na redução da doença quando foram injetados na estipe 1,7 mL do produto dissolvidos em 50 mL de água.

Nos Estados Unidos a murcha do carvalho (*Quercus* spp) é uma doença letal causada pelo fungo *Ceratocystis fagacearum* (Bretz) Hunt. O agente patogênico induz o xilema a produzir tilose e gomosidade no hospedeiro. A propagação do fungo pode ser através de insetos e/ou porta enxertos. Injeções intravasculares com ampla variedade de antibióticos e fungicidas têm mostrado sucesso limitado no tratamento e prevenção da murcha (Phelps, Kunzt & Rosa, 1966; Appel, 1995). No entanto, injeção a base de difenoconazol (20 mL/L de água) protegeu o carvalho desta enfermidade por até 34 meses. Com base nesse estudo, injeção de propiconazol (1-[2-(2,4-dichlorophenyl)-4-propyl-1,3-dioxolan-2-yl]methyl]-1,2,4-triazole) foi considerado um tratamento eficaz para a murcha do carvalho e, por isso registrado para o uso em carvalho no Texas (Appel, 1995).

As doenças foliares lixa-pequena (*Phyllchora torrendiella*), lixa grande (*Sphaerodopsis acrocomiae*) e queima-das-folhas (*Lasiodiplodia theobromae*) são as mais importantes enfermidades não letais do coqueiro no sul da Bahia e norte do Espírito Santo. As lesões causadas por estas doenças podem comprometer a produção em até 60%. A frequente emissão de ráquis foliares, altura dos coqueiros e valor da produção são variáveis impeditivas quando se deseja controlar tais doenças via pulverização convencional.

Estudos experimentais em andamento visando determinar a influência da injeção do fungicida triazol no controle das doenças foliares do coqueiro, revelaram que coqueiros que receberam a injeção do fungicida, emitiram em média oito ráquis foliares a mais comparativamente aos que não receberam o fungicida (Figura 86). Há que se acrescentar ainda, que o aumento no número de ráquis foliares tem refletido significativamente na produtividade.



Figura 86. Coqueiros tratados (A) e não tratados (B) com o fungicida triazol.
Fonte: José Inácio L. Moura.

Comportamento de produtos químicos injetados

Defensivos quando injetados no interior do tronco diferem na sua taxa de movimentação no sistema vascular e na sua atividade residual. Em abacate (*Persea americana*), por exemplo, o acefato (O,S-dimetil acetilfosforamidotioato) atingiu o pico na folhagem duas semanas após a injeção, enquanto o pico de resíduos de imidacloprido não foi observado por 7-9 semanas após a aplicação (Morse et al., 2008). O movimento lento para cima de imidacloprido pode ser explicado pela sua adsorção de carbono comparativamente mais elevado e pode desempenhar um papel na atividade prolongada observada em estudos de campo (Doccoa et al., 2007; Morse et al., 2008). Estudos em *Fraxinus pennsylvanica* Marsh e *F. americana* L. demonstraram que imidacloprido se acumula no dossel, mas a injeção na árvore também pode proporcionar um reservatório para uma atividade sistêmica continuada (Cregg et al., 2005; Tanis et al., 2006).

Injeção em tecidos de planta protege os produtos contra fitólise e degradação microbiana, mecanismos que decompõem os produtos químicos no ambiente de forma relativamente rápida. Embora a hidrólise ocorra no interior da planta, alguns dos metabolitos têm atividade inseticida (por exemplo, ácido olefínico, diidroxí- e hidroxí-imidacloprido, produtos resultantes da degradação de imidacloprido) (Sangha & Machemer, 1992; Suchail et al., 2001; citado por Doccoa & Wild, 2007). A atividade residual baseia-se na meia-vida dos produtos químicos; mas, a adsorção do carbono pode também desempenhar um papel na atividade observada em tecidos perenes (como nos ramos e caule) ao longo do tempo. Formulações injetadas que fornecem vários anos de atividade devem mover-se (especialmente), a partir do local de injeção original no xilema para tecido vascular novo, a fim de ser eficaz contra insetos que atacam e se alimentam permanentemente no câmbio lateral. O efeito residual do inseticida injetado oferece proteção contra insetos pragas que possuem períodos longos de emergência, várias gerações por ano, ou são epidêmicos, ou seja, aumentam exponencialmente em número ao longo do tempo.

Anatomia e fisiologia da árvore

A movimentação de inseticidas líquidos no interior das árvores, quando veiculados via injeção, depende do sistema vascular da planta. Anatomicamente, as árvores são sistemas altamente conectados (Shigo, 1989, 1991; citado por Doccoa & Wild, 2007). Nas raízes, são absorvidos água e solutos (ou seja, minerais em forma dissolvida) da rizosfera (ambiente raiz-solo). Já a circulação hidráulica ascendente no xilema depende da

transpiração através dos estômatos, impulsionado pela umidade perdida a partir da superfície da folha para a atmosfera (Greulach, 1973; citado por Doccola & Wild, 2007). Por isso, a translocação ascendente de inseticidas sistêmicos também depende da ascensão da seiva bruta.

Embora o movimento da seiva no caule seja geralmente para cima (isto é, subida setorial direta), existe uma variação considerável na trajetória do movimento da água entre espécies (Zanne et al., 2006; citado por Doccola & Wild, 2007). A subida da água em árvores segue dois padrões básicos: subida em espiral ou subida vertical. Produtos químicos sistêmicos se movem para cima ao longo do caminho trilhado pela seiva. A distribuição de água na copa é mais completa na ascensão espiral (por exemplo, o carvalho vermelho *Quercus robur*) e menos eficaz por subida vertical (por exemplo, o carvalho branco *Quercus alba*) (Rudinski & Vite, 1959; citado por Doccola & Wild, 2007). Subida em espiral ocorre em um número variado de espécies, incluindo coníferas (Kozłowski e Winget 1963; Kozłowski et al., 1967; citado por Doccola & Wild, 2007). O tamanho padrão e distribuição dos vasos variam, entre árvores. O cerne de árvores pode ser agrupado como em anel ou difusão porosa; as coníferas são consideradas espécies não porosas (Chaney 1988; citado por Doccola & Wild, 2007).

As angiospermas por terem vasos grandes e largos, possuem alta taxa de fluxo de água, enquanto que nas gimnospermas, a movimentação do fluxo de água depende do diâmetro dos traqueídes. A lei de Hagen-Poiseulle descreve a taxa de fluxo como uma função do raio do xilema à quarta potência (Kramer et al., 1996; citado por Doccola & Wild, 2007). Portanto, as folhosas (por exemplo, carvalhos, ulmeiros) movimentam líquido injetado a uma taxa mais rápida do que as coníferas (por exemplo, pinhos, ciprestes). Madeiras porosas aneladas como carvalho vermelho, cinza, olmo movem água a 28, 26 e 6 m/hora, respectivamente; madeiras porosas, a exemplo de nogueira preta, bordo, faia movem água a razão de 4, 2,4 e 1,2 m/hora, respectivamente; enquanto coníferas tais como pinheiros e cicuta movimentam água a 1,8 e 0,9 m/hora, respectivamente (Coder, 1999). Coníferas e madeiras porosas tendem a usar uma proporção maior do córtex do que árvores com madeiras porosas aneladas para o movimento da água. Assim, uma perfuração no tronco mais profunda (de 30 mm em vez de 15 mm, por exemplo) nestas espécies abrange maior área do alburno quando produtos químicos são injetados. Por outro lado, quando produtos químicos sistêmicos são injetados uma área maior de alburno é acessada.

Injeção em palmeiras e árvores

Não é incomum afirmarem sobre a impossibilidade das palmeiras “cicatrizarem” seus ferimentos decorrentes da injeção. Nas árvores (dicotiledôneas) o processo de “cicatrização” é chamado de compartimentação, que consiste na proteção das células periféricas através de barreiras chamadas de calos. Já nas palmeiras (monocotiledôneas) não existe a formação de calos, o processo de cicatrização é chamado de “selagem”. Porém, as palmeiras, da mesma forma das dicotiledôneas, também produzem fenóis e, às vezes, suberina e tilos no processo de impermeabilização das partes feridas (Ferry & Gomez, 2013). Todavia, anatomicamente palmeiras e árvores são muito diferentes, o que implica em importantes consequências se compararmos os efeitos dos ferimentos entre estes dois grupos de plantas. Nas árvores, o cambio e o felogênio são compostos por células meristemáticas que tem paredes finas e não apresentam muita resistência aos microrganismos invasores. Já nas palmeiras, não existe cambio e felogênio, os feixes estão distribuídos em toda a secção do estipe, ao passo que nas árvores, a disposição dos feixes (anéis) são anuais. Desse modo, ferimentos em árvores podem causar danos ao xilema vivo presente nos anéis do alburno. Há que se acrescentar ainda, que o floema apresenta a mesma fragilidade, pois se encontra numa posição mais externa nas árvores. Nas palmeiras, as partes mais internas não são constituídas de tecido morto, mas sim de feixes vasculares e tecido parenquimático que permanece indefinidamente vivo. Esta importante diferença explica porque a profundidade da injeção é menos crucial nas palmeiras do que nas árvores (Ferry & Gomez, 2013).

Outro aspecto diferencial entre árvores e palmeiras diz respeito ao número de pontos de injeção. Nas árvores, podem ser necessário dezenas de pontos. Já nas palmeiras, quatro pontos de injeção são suficientes em espécies com maior diâmetro do estipe. Em palmeiras, este número reduzido de pontos de injeção é satisfatório para a distribuição adequada dos defensivos injetados porque os feixes vasculares nas palmas apresentam uma organização muito particular: eles formam espirais na estipe e estão ligados aos feixes vasculares do sistema central em grande número de pontos (Tomlinson, 1990; Ferry & Gomez, 2013). Portanto estas numerosas interligações, proporcionam que com um pequeno número de pontos de injeção, o defensivo injetado será completamente distribuído na palmeira, especialmente nas folhas.

Considerações Finais

No Brasil, as inovações tecnológicas do agronegócio geralmente contemplam médios e grandes produtores. O pequeno agricultor e/ou o produtor familiar, principalmente os que cultivam frutíferas de médio e grande porte, não tem acesso a recursos financeiros que lhes permita usufruir de tecnologias mais sofisticadas. Adicionalmente, o mercado brasileiro não dispõe de equipamentos para controlar pragas e doenças em cultivos de porte alto, a exemplo de alguns países da América, Oceania e União Européia que fazem uso da *endoterapia*. Por isso, a endoterapia é uma tática valiosa para o pequeno produtor, pois de forma relativamente simples pode veicular defensivos de última geração a um custo operacional e ambiental baixo comparativamente as pulverizações convencionais.

É oportuno salientar, que a análise de resíduo é uma ação complementar a endoterapia. Desse modo, cultivos de uso alimentar devem ser exaustivamente analisados para que possam ser estabelecidas as devidas carências, ou seja, tempo decorrido entre sua última aplicação e o consumo seguro. Mesmo cultivos de uso não alimentar (árvores e palmeiras de uso paisagístico, por exemplo) devem ser analisados por resíduos no pólen e néctar destas plantas.

Literatura Citada

- AGÊNCIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA DO ESTADO DO PARÁ-ADEPARÁ. 2016. Ácaro vermelho em Juruti, Pará. Disponível em: <http://www.adepara.pa.gov.br/index.php?adepara=nav/single&topico=379>. Acesso em 27 de junho de 2016.
- AGÊNCIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA DO ESTADO DO PARÁ-ADEPARÁ. 2003. Confirmada presença de AGROFIT- Sistemas de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em 15 jun 2016.
- ALENCAR, J. A. et al. 2000. Proposta de nível de controle para o monitoramento do ácaro da necrose do coqueiro. Petrolina, PE, EMBRAPA TABULEIROS COSTEIROS. Instruções Técnicas, n. 29. 2p.
- ALVES, A. V. et al. 2016. Chemical composition and food potential of *Pachymerus nucleorum* larvae parasitizing *Acrocomia aculeata* Kernels. PloS one 11(3).
- ALVES, R. R. N. et al. 2015. Healing with animals in a semiarid northeastern area of Brazil. Environment Development and Sustainability 1:15.
- ALVAREZ, A.; GUERRERO, C. 1992. Estudios biológicos de *Lincus tumidifrons* (Hemiptera: Pentatomidae), vector de La Marchitez Sorpressiva. Oléagineux 47(10):594-600.
- ALDANA, R. C. et al. 2005. Plagas de la palma de aceite em Colômbia. 3. ed. Colombia, CENIPALMA. 103p.
- AMARO, G.; MORAIS, E. G. F. 2013. Potential geographical distribution of the red palmmite in South America. Experimental and Applied Acarology 60 (3):343-355.
- ANDERMAN, L.; WUNDERLICH, F. H. T. 2010. Disponível em : http://www.portaipaisagismo.com.br/artigo/26/Arbolesanos_-_Inje%C3%A7%C3%B5es_para_%C3%A1rvores_e_palmeiras.html. 2010.

- ANDERSON, A. 1983. The biology of *Orbignya martiana* (Palmae), a tropical dry forest dominant in Brazil. Doctoral Dissertation. Gainesville, University of Florida.
- ANDERSON, A.; MAY P.; AND BALICK, M. 1991. The subsidy from nature: Palm forests, peasantry, and development on an Amazon frontier. New York, Columbia University Press.
- ANDERSON, A.; MAY, P. 1985. A palmeira de muitas vidas. *Ciência Hoje (Brasil)* 4:58-64.
- APPEL, D. N. 1995. Chemical control of oak wilt. In National Wilt Symposium Information Development Inc, Houston, TX. Proceedings. pp.81-88.
- ARATCHIGE, N. S. et al. 2012. Population dynamics of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and its predatory mite, *Neoseiulus baraki* (Acari: Phytoseiidae) in two coconut growing areas in Sri Lanka. *Experimental and Applied Acarology* 56:319-325.
- ARAGÃO, W. M. et al. 2002. Fruto do coqueiro para consumo natural. Coco pós-colheita. Brasília, DF, EMBRAPA/CTATC. pp.19-25.
- ARBABI, M.; KHIABAN, N. G. Z.; ASKARI, M. 2002. Plant mite fauna of Sistan-Baluchestan and Hormozgan Provinces. *Journal of Entomological Society of Iran* 22 (1):87-88.
- ARAUJO, J. C. A. de; PEREIRA, J. C. R.; GASPAROTTO, L. 2003. Murcha de Phytomonas do coqueiro no Amazonas. Manaus, AM, EMBRAPA AMAZÔNIA OCIDENTAL. Circular Técnica n. 17.
- ARAÚJO, J. C. de. 1990. O anel-vermelho do dendê. Manaus, AM, EMBRAPA/CPAA. Circular Técnica n. 2. 21p.
- ASSIS, C. P. O.; MORAIS, E. G. F.; GONDIM Jr., M. G. C. 2013. Toxicity of acaricides to *Raoiella indica* and their selectivity for its predator, *Amblyseius largoensis* (Acari: Tenuipalpidae, Phytoseiidae). *Experimental and Applied Acarology* 60 (3): 357-365.
- ASARO, C.; CREIGHTON, J. 2011. Use of systemic Fipronil and Imidacloprid to control regeneration pest of Loblolly pine. *Journal Economic Entomology* 104(4):1272-1279.
- BADILLA, F. F.; ALVES S. B. 1991. Controle do gorgulho da cana-de-açúcar *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae) com *Beauveria* spp. em condições de laboratório e campo. *Anais da Sociedade Entomológica Brasileira* 20(1):251-253.

- BATISTA, J. S. R. et al. 2015. Repelência de inseticidas naturais ao do ácaro-vermelho-das-palmeiras. In: Semana Nacional de Ciência e Tecnologia de Roraima, 10. Roraima, SNCT.
- BATISTA FILHO, A. et al. 1995. Enhanced activity of *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill associated with mineral oil against *Cosmopolites sordidus* (Germar) adults. Anais da Sociedade Entomológica Brasileira 24: 405-408.
- BENTON, F. P. 2015. Insect diapause of very variable duration: the case of the palm nut bruchid *Pachymerus nucleorum* (Coleoptera: Chrysomelidae). Annales de la Société Entomologique de France 51(1):10-13.
- BEDFORD, G. O. 1977. Virus against coconut rhinoceros beetle in Fiji. South Pacific Bulletin 27(1):27-34.
- BEDFORD, G. O. 1981. Control of rhinoceros beetle by baculovirus. In Burges, H. D. ed. Microbial control of pests and plant diseases, 1970-1980. New York, Academic Press. 426p.
- BEDFORD, G. O. 1974. Parasitism of the palm weevil, *Rhynchophorus bilineatus* (Montrouzier) (Coleoptera, Curculionidae) by *Praecocilenchus raphidophorus* (Poinar) (Nematoda: Aphelenchoidea) in New Britain. Journal Australian Entomology Society 13:155-156.
- BIERHALS, A. N. 2013. Persistência de nematóides associados à rizosfera de coqueiros recém-erradicados. Dissertação Mestrado. Maceió, AL, Universidade Federal de Alagoas. 59p.
- BLAIR, G. P. 1964. Red ring disease of coconut palm. Journal Agricultural Society Trinidad and Tobago (Port of Spain) 64 (11):31-49.
- BONDAR, G. 1940. Insetos nocivos e moléstias do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) no Brasil. Salvador, BA, Tipografia Naval. 156p.
- BONDAR, G. 1936. Notas biológicas sobre bruquídeos observados no Brasil. Archivos Instituto Biológico Vegetal (Brasil) 3:7-44.
- BONDAR, G. 1953. Palmeiras oleíferas nativas do Brasil. Chácaras e Quintais. Archivos Instituto Biológico Vegetal (Brasil) 88(5):698-700.
- BORGES, M.; ALDRICH, J. R. 2001. Feromônios de Heteroptera, oportunidades para o manejo de insetos benéficos. In Vilela, E. F.; Della Lucia, T.M.C. eds. Feromônio de Insetos: biologia, química e emprego no manejo de pragas. 2ª ed. 206p.

- BRADFORD, D. F. ; SMITH, C. C. 1977. Seed predation and seed number in Scheelea palms fruits. Ecology 58:667-673.
- BRAGA, R. 1960. Plantas do Nordeste, especialmente do Ceará. 2. ed. Fortaleza, CE, Imprensa Oficial. 540p.
- BRAGA SOBRINHO, R. et al. 2004. Alternativa para o controle do ácaro-da-necrosado-fruto-do-coqueiro. Fortaleza, CE, EMBRAPA AGROINDUSTRIA TROPICAL, Comunicado Técnico n. 90. 2p.
- BRATHWAITE, C. W. D.; SIDDIQI, M. R. 1975. *Rhadinaphelenchus cocophilus*. Descriptions of Plantparasitic Nematodes 5:72.
- BUSOLI, A. C.; FERNANDES, O. A.; TAYRA, O. 1989. Controle da broca-da-bananeira *Cosmopolites sordidus*. Germar, 1824 (Coleoptera: Curculionidae) através de fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok (Fungi-Imperfect). Anais Sociedade Entomológica Brasileira 18 (supl.): 33-41.
- CABI. 2016. Invasivespeciescompendium. *Raoiella indica*. Disponível em: <<http://www.cabi.org/isc/search/?q=raoiella+indica&types=7,19>>. Acesso em 15 de junho de 2016.
- CARRILLO, D. et al. 2010. Development and reproduction of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) feeding on pollen, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae), and other micro arthropod sinhabiting coconuts in Florida, USA. Experimental and Applied Acarology 52:119-129.
- CARRILLO, D. et al. 2011a. Host plant range of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) in areas of invasion of the new world. Experimental and Applied Acarology 57(3-4):271-89.
- CARRILLO, D. et al. 2012b. Variability in response of four populations of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) to *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) and *Tetranychus gloveri* (Acari: Tetranychidae) eggs and larvae. Biological Control 60(1):39-45.
- CARRILLO, D. et al. 2012a. A review on the natural enemies of the red palm mite, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). Experimental and Applied Acarology 57: 347-360.
- CARRILLO, D.; HOY, M. A.; PEÑA J. E. 2014. Effect of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) on *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) by predator Exclusion and predator release techniques. Florida Entomologist 97(1):256-261.

- CARRILLO, D.; PEÑA, J. E. 2012. Prey-stage preferences and functional numerical responses of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) to *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). *Experimental and Applied Acarology* 57:361-372.
- CHAUDHRI, W. M. 1974. Taxonomic studies of the mites belonging to the families Tenuipalpidae, Tetranychidae, Tuckerellidae, Caligonellidae, Stigmaeidae and Phytoseiidae. Lyallpur, University of Agriculture. 250p. (PL-480 Project on Mites).
- CHAGAS, M. C. M. et al. 2002. Controle de pragas associadas à queda de frutos do coqueiro (*Cocos nucifera* L.). In: Congresso Brasileiro de Fruticultura, 17, Belém. Anais. 27p. 1 CD-Rom.
- CHANG, V. C. S. ; JENSEN, L. 1974. Transmission of the pineapple disease organism of sugarcane by nitidulid beetles in Hawaii. *Journal of Economic Entomology* 67:190-192.
- CHANEY, W. R. 1988. Anatomy and physiology related to chemical movement in trees. *Journal of Arboriculture* 12(4):85-91.
- CHINCHILLA, C. M. 1991. The red ring-little leaf syndrom in oil palm and coconut palm. San José, Costa Rica, ASD. Technical Bulletin n. 1. 17p.
- COBB, N. A. 1919. A newly discovered nematode, *Aphelenchus cocophilus* n.sp., connected with a serious disease of the coconut palm. *West Indian Bulletin* 17:203-210.
- CODER, K. 1999. Water movement in trees. In Daniel, B. Warnell School of Forest Resources, University of Georgia. Extension publication FOR99-007. 4p.
- COUTURIER, G. E.; KAHN, F. 1989. Bugs of *Lincus* spp., vectors of Marchitez and hartrot (oil palm and coconut diseases) on *Astrocaryum* spp., Amazonia native palms. *Principes* 33:19-20.
- COSTA NETO, E. M. 2004. Insetos como recursos alimentares nativos no semi-árido do Estado da Bahia, nordeste do Brasil. *Zonas Áridas* n. 8.
- COSTA NETO, E. M. 2004. Estudos etnoentomológicos no Estado da Bahia, Brasil: uma homenagem aos 50 anos do campo de pesquisa. *Biotemas (Brasil)* 17(1):117-149.
- COSTA NETO, E. M.; RODRIGUES, R. M. F. R. 2006. Os besouros (Insecta: Coleoptera) na concepção dos moradores de Pedra Branca, Santa Terezinha, Estado da Bahia. *Acta Biological Science* 28(1):71-80.

- COSTA LIMA, A. C. 1955. Insetos do Brasil. 9º Tomo. Coleoptera, Bruchidae. Rio de Janeiro, RJ, Escola Nacional de Agronomia. Série Didática 11:240-289.
- CRUZ, G. C. N. 2006. Caracterização de uma Ca^{2+} - ATPase de larva de *Pachymerus nucleorum* (Coleóptera: Chrysomelidae: Bruchinae). Dissertação Mestrado. Uberlândia, MG. Editor. Xp.
- CREGG, B. et al. 2005. Distribution and persistence of trunk-injected 14C imidacloprid in ash trees. In: Emerald Ash Borer Research and Technology Development Meeting. FHTET. pp.24-25.
- DA CUNHA, M. et al. 2010. Fine structure of phloematic trypanosomatid-coconut tree interaction. Journal of General Plant Pathology 76:74-83.
- DAHLSTEN, D. L. et al. 2003. Pest notes: *Eucalyptus* redgum lerp psyllid. University of California Agricultural Natural Resources Publications n.7460:1-4.
- DE LA TORRE, P. E.; GONZÁLEZ, A. S.; GONZÁLEZ, A. I. 2010. Presencia del ácaro *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) en Cuba. Revista de Protección Vegetal (Cuba) 25: 1-4.
- DE CHENON, D. 1984. Recherches sur le genre *Lincus* Sthal, Hemiptera Pentatomidae Dicocephalinae, et son rôle éventuel dans la transmission de la marchitez du palmier à huile et du cocotier. Oléagineux 39:1-6.
- DELOBEL, A. et al. 1995. Trophic relationships between palms and bruchids (Coleoptera: Bruchidae: Pachymerini) in Peruvian Amazonia. Amazoniana. 13(3/4): 209-219.
- DELGADO, C. 2002. The relationship between *Pachymerus cardo* (Fahraeus) (Coleoptera: Bruchidae) and the palm *Orbignya spectabilis* (C. Martius) Burret (Arecaceae: Cocoeae) in a terra firma forest, Brazilian Amazon. Amazoniana 17 (1/2):169-171.
- DELGADO, C.; COUTURIER, G. 2003. Relationship between *Mauritia flexuosa* and *Eupalamides cyparissias* in the Peruvian Amazon. Palms 47: 104- 106.
- DELGADO, H. V.; MORENO, F. O. 1986. Evaluacion de atrayentes vegetales y un sistema de trampa para la captura de adultos de "Gualpa" (*Rhynchophorus palmarum*) insecto-plaga de la palma africana y cocotero. São Domingo, Ecuador, Institute Nacional Investigacion Agropecuária. Boletim Técnico n. 63. 10p.

- DIAS, J. E. 2012. Cadeia produtiva do óleo de gueroba (*Syagrus oleracea*): geração de renda para agricultores familiares e promoção da agrobiodiversidade, Buriti de Goiás (GO). Dissertação de Mestrado. Botucatu, SP, Universidade Estadual Paulista. 136p.
- DINARDO-MIRANDA, L. L. et al. 2004. Eficiência de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) no controle de *Mahanarva fimbriolata* (Stål) (Hemiptera: Cercopidae) em cana-de-açúcar. Neotropical Entomology 33 (6): 743-749.
- DOMINGOS, C. A. et al. 2012. Comparison of two populations of the pantropical predator *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) for biological control of *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). Experimental and Applied Acarology 60: 83-93.
- DOCCOLA, J. J. et al. 2007. Efficacy and duration of trunk-Injected imidacloprid in the management of hemlock woolly Adelgid (*Adelges tsugae*). Arboriculture & Urban Forestry 33 (1):12-21.
- DOCCOLA, J. J. ; WILD, P. M. 2012. Tree Injection as an alternative method of insecticide application. In: Soloneski, S.; Larramendy, M. Insecticides-basic and other applications. 1 ed. Rijeka, Croatia. pp. 73-90.
- DOLLET, M. et al. 1993. Lês pentatomides vecteurs dès trypanosomes associes au hartrot du cocotier et marchitez du palmier. In: Conférence Internationale sur lês Revageurs en Agriculture, 3. Montpellier, France. Annales. Paris, Association Nationale de la Protection dès Plantes, v.3. pp. 1321-1328.
- DUARTE, A. G. et al. 2002. Técnica para recuperar nematóides do anel-vermelho em *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera, Curculionidae) em armadilhas de feromônio. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 19. Manaus, AM. Anais. pp. 185.
- ELWAN, A. A. 2000. Survey of the insect and mite pests associated with date palm trees in Al-Dakhliya region, Sultanate of Oman. Egyptian Journal of Agricultural Research 78: 653-664.
- ESSER, R. P.; MEREDITH, J. A. 1987. Red ring nematode. Gainesville, Florida, Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry, Circular n. 14. 20p.
- ETIENNE, J.; FLECHTMANN, C. H. W. 2006. First record of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) in Guadeloupe and Saint Martin, West Indies. International Journal of Acarology 32 (3): 331-332.

- AL-FADHAL, FADHAL.; FAYADH, M. SHARIF. 2013. Control of inflorescence rot of date palm by low rate trunk injection with Difenconazole in a large scale field trial L-Kufa. *Journal of Biology* 5 (1):2013.
- FIECHTMANN, C. H. W.; ETIENNE, J. 2004. The red palm mite, *Roiella indica* Hirst, a threat to palms in the Americas (Acari: Prostigmata: Tenuipalpidae). *Systematic and Applied Acarology* 9:109-110.
- FAIRMAN, R. M. 1992. Edible oils. In *Minor oil crops*. FAO Agricultural Services Bulletin n. 94 Disponível em: www.fao.org/docrep/X5043E/x5043E04.htm. Acesso em junho de 2009.
- FENWICK, D. W. 1962. The entomological aspects of red ring disease. *Journal Agriculture Society of Trinidad Tobago (Port of Spain)* 62 (2): 265-281.
- FERNANDO, L. C. P. et al. 2007. Evaluation of four isolates of *Hirsutella thompsonii* against coconut mite (*Aceria guerreronis*) in Sri Lanka. *Crop Protection* 26:1062-1066.
- FERNANDO, L. C. P. et al. 2010. Evidence for suppression suppressing coconut mite, *Aceria guerreronis* by inundative release of the predatory mite, *Neoseiulus baraki*. *Biological Control* 53:108-111.
- FERREIRA, J. M. S. et al. 2005. Avaliação de diferentes concentrações do fungo *Hirsutella thompsonii* (Fisher) no controle do ácaro *Aceria guerreronis* (Keifer). Aracaju, SE, EMBRAPA TABULEIROS COSTEIROS. 2p. (Folder)
- FERREIRA, J. M. S. et al. 2011. Mosca branca: uma ameaça a produção do coqueiro no Brasil. Aracaju, SE, EMBRAPA, Circular Técnica n. 62.
- FERREIRA, J. M. S.; MORIN, J. P. 1985. Ocorrência de *Xyleborus ferrugineus* (Fabricius, 1801) e *Xyleborus affinis* (Eichhoff, 1867) (Coleoptera: Scolytidae) sobre coqueiro no estado de Sergipe. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, Comunicação Científica* 14(2):327-330.
- FERREIRA, J. M. S.; MORIN, J. P. 1986. A barata-do-coqueiro *Coralimela brunnea* Thumb. (Coleoptera :Chrisomelidae). Aracaju, SE, EMBRAPA/CNPCo, Circular Técnica n.1. 10p.
- FERREIRA, J. M. S.; MORIN, J. P. 1984. Alguns aspectos da biologia e do comportamento da barata-do-coqueiro *Coralimela brunnea* Thumb. Aracaju, SE, EMBRAPA-UEPAE. Pesquisa em Andamento n. 25. 7p.

- FERREIRA, J. M. S. et al. 1998. Pragas do coqueiro. In: Ferreira, J. M. S., Warwick, D. R. N.; Siqueira, L. A. ed. A cultura do coqueiro no Brasil. Aracajú, SE, EMBRAPA-CPATC. pp.189-267.
- FERREIRA, J. M. S. 2006. Controle biológico de *R. palmarum*. In: Moura, J. I. L.; Busoli, A. C. eds. Manejo integrado de *Rhynchophorus palmarum* L. no agroecossistema do dendezeiro no estado da Bahia. Jaboticabal, SP, FUNEP. pp.30-48.
- FERREIRA, J. M. S.; MICHEREFF FILHO, M.; LINS, P. M. P. 2002. Pragas do coqueiro: características, amostragem, nível de ação e principais métodos de controle. In: Ferreira, J. M. S.; Michereff Filho, M. ed. Produção integrada de coco: práticas fitossanitárias. Aracaju, SE, EMBRAPA TABULEIROS COSTEIROS. pp.37-72.
- FERREIRA, J. M. S.; LINS, P. M. P. 2006. 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, SE, EMBRAPA TABULEIROS COSTEIROS. pp.11-68.
- FERRY, M.; GOMEZ, S. 2014. Assessment of risks and potential of injection techniques in integrated programs to eradicate the red palm weevil: review and new perspectives. *Fruits* (Montpellier) 69:143-157.
- FLECHTMANN, C. H. W.; ETIENNE, J. 2004. The red palm mite, *Roiella indica* Hirst, a threat to palms in the Americas (Acari: Prostigmata: Tenuipalpidae). *Systematic and Applied Acarology* 9:109-110.
- FONTES, H. R. et al. 2009. Eficácia do herbicida mesmo na erradicação de coqueiros infectados com resinose. *Planta Daninha* (Brasil) 27 (4): 859-865.
- FORGET, P. M. 1991. Scatterhoarding of *Asrocaryum paramaca* by *Proechimys* in French Guiana: Comparison with *Myoprocta exilis*. *Tropical Ecology* 32(2):155-167.
- FRAGOSO, J. M. V. 1997. Tapir-generated seed-shadows: scale-dependent patchiness in the Amazon rain forest. *Journal of Ecology* 85(5):19-529.
- FRAGOSO, J. M. V; SILVIUS, K. M.; CORREA, J. A. 2003. Long-distance seed dispersal by tapirs increases seed survival and aggregates tropical trees. *Ecology* 84(8):1998-2006.
- FRAGOSO, J. M. V. 2005. The role of trophic interactions in community initiation, maintenance and degradation. *Biotic Interactions in the*

- Tropics: their role in the maintenance of species diversity. Burslem, DFRP, MA Pinard and SE Hartley. Cambridge, Cambridge University Press. pp.310-327.
- FRANCO, E. 1964. Estudo sobre o anel-vermelho do coqueiro. Rio de Janeiro, RJ, Ministério da Agricultura e Defesa Sanitária. 236p.
- FREIRE, F. D. C. O. 1988. As doenças do dendê (*Elaeis guineensis* Jacq) na região Amazonica Brasileira. Manaus, AM, EMBRAPA/UEPAE, Circular Técnica, n. 2. 31p.
- GARCIA, A. H.; ROSA, J. A. M. ; COSTA, M. G. G. 1980. Contribuição ao conhecimento do ataque de *Pachymerus nucleorum* Fabr., 1792 (Bruchidae: Coleoptera) em *Syagrus oleraceae* Mart. (Palmae). Anais da Escola de Agronomia e Veterinária da UFG 10(1): 5-11.
- GASSOUMA, M. S. 2004. Pests of the date palm (*Phoenix dactylifera*). In Regional Workshop on date Palm Development in the GCC countries of the Arabian Peninsula. Proceedings. Abu Dhabi.
- GERSON, U. ; VENEZIAN, A.; BLUMBERG, D. 1983. Phytophagous mites on date palms in Israel. Fruits 2: 133-135.
- GALLO, D. 1988. Manual de entomologia agrícola. 2. ed. São Paulo, SP, Agronômica Ceres. 649p.
- GALVÃO, A. S. 2009. Bioecologia de *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) e de seus potenciais predadores. Tese Doutorado. Recife, PE, Universidade Federal Rural de Pernambuco. 111p.
- GALVÃO, A. S. et al. 2012. Dispersal strategies of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae), a coconut pest. Experimental and Applied Acarology 57: 1-13.
- GENTY, P.; GARZÓN, M. A. ; GARCÍA, R. 1983. Damages and control of *Leptopharsa*-*Pestalotiopsis* complex in oil palm. Oléagineux (38):291-299.
- GENTY P. H., DESMIER DE CHENON, R. J. P. 1978. Las plagas de la palma aceitera en America Latina. Oléagineux 33:326-420.
- GENTILE, S.; VALENTINO, D.; TAMIETTI, G. 2009. Control of ink disease by trunk injection of potassium phosphate. Journal of Plant Pathology 91 (3): 565-571.

- GERARDO, J. 1970. Pragas do coqueiro. *Correio Agrícola (Brasil)* 4: 52-54.
- GIBLIN, R. 1990. The red ring nematode and its vectors. Florida, Departament de Agriculture. *Nematology Circular* n. 181p.
- GOPINADHAN, P. B., MOHANDAS, N., NAIR, K. P. V. 1990. Cytoplasmic polyedrosis virus infecting redpalm weevil of coconut. *Current Science* 59 (11): 577-579.
- GOODEY, T. 1960. *Rhadinaphelenchus cocophilus* (Cobb, 1919) n. comb., the nematode associated with “red-ring” disease of coconut. *Nematologia* 5: 98-102.
- GOODEY, T. 1933. Plant parasitic nematodes and the diseases they cause. New York, E.P., Dutton & Co. 306p.
- GOODEY, T. 1960. An annotated bibliography Goodey, 1960. An annotated bibliography and review. St. Albans, Commonwealth Intitute of Helminthology. *Technical Communication* n. 47. 70p
- GONZÁLEZ, J. M., COCK, M. J. W. 2004. A synopsis for the Castniidae (Lepidoptera) of Trinidad and Tobago. *Zootaxa* 762:1-19.
- GOMES, S. M. S. 2008. Avaliação de sistemas de captura de *Metamasius hemipterus* e *Rhynchophorus palmarum* (Curculionidae) em plantios de pupunha (*Bactris gasipes* e dendê (*Elaeis guineensis*) no Sul da Bahia. Dissertação Mestrado. Viçosa, MG, Universidade Federal de Viçosa. 54p.
- GONDIM Jr, M. G. C. et al. 2012. Can the red palm mite thre atenthe amazon vegetation? *Systematics & Biodiversity* 10: 527-535.
- GONDIM Jr, M. G. C.; OLIVEIRA, J. V. 2001. Ácaros de fruteiras tropicais: importância econômica, identificação e controle. In Michereff, S. J.; Barros, R. ed. *Proteção de plantas na agricultura sustentável*. Recife, PE, UFRPE. pp.311-349.
- GREULACH, V. A. 1973. *Function and Structure*. New York, Macmillan Publishing Co. 575p.
- GRENHA, V.; MACEDO, M. V; MONTEIRO, R. F. 2008. Predação de sementes de *Allagoptera arenaria* (Gomes) O’Kuntze (Arecaceae) por *Pachymerus nucleorum* Fabricius (Coleoptera, Chrysomelidae, Bruchinae). *Revista Brasileira de Entomologia* 52:50-56.

- GRIFFITH, R. 1971. Red ring disease: the mechanism of spread and recommendations for control. *Nematropica* 1(1):2.
- GRIFFITH, R. 1987. Red ring disease of coconut palm. *Plant Disease* 71: 193-196.
- GRIFFITH, R. 1968. The relationship between the red ring nematode and the palm weevil. *Journal Agriculture Society Trinidad Tobago (Port-of-Spain)* 68 (3): 342- 356.
- GROSMAN, D. M.; CLARKE, S. R. ; UPTON, W. W. 2009. Efficacy of two systemic insecticides injected into loblolly pine for protection against south pine bark beetles (Coleoptera: Curculionidae). *Journal Economic Entomology* 102(3):1062-1069.
- GROSMAN, D. M. et al. 2002. Billings. Systemic insecticide injections for control of cone and seed insects in loblolly pine seed orchards-2 year results. *South. Journal Applied Forestry* 26(3):146-152.
- GUZZO, E. C. 2016. Primeiro registro do ácaro-vermelho-das-palmeiras *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) no estado de Alagoas, Brasil. In Congresso Brasileiro de Entomologia, 26 e Congresso Latino-americano de Entomologia, 9, Maceió.
- HAGLEY, E. 1965. On the life history and habits of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* L. *Annals Entomology Society American* 58 (1): 22-28.
- HALL, R. A.; HUSSEY, N. W.; MARIAU, D. 1980. Results of a survey of biological control agents of the coconut mite *Eriophyes guerreronis*. *Oléagineux* 35: 395-399.
- HAQ, M. A.; SUMANGALA, K.; RAMANI, N. 2002. Coconut mite invasion, injury and distribution. In International Workshop on Coconut mite (*Aceria guerreronis*). Proceedings. Sri Lanka, Coconut Research Institute. pp.41-49.
- HASTIE, E.; BENEGAS, A.; RODRÍGUEZ, H. 2010. Inventario de ácaros depredadores asociados a fitoácaros en plantas de las familias Arecaceae Y Musaceae. *Protección Vegetal (Cuba)* 25 (1): 17-25.
- HIRST, S. 1924. On some new species of red spider. *Annals and Magazine of Natural History* 14: 522-527.

- HOWARD, F. W. et al. 2001. Insects on Palms. Florida, University Press. 400p.
- HOY, M. A. 2012. Overview of a classical biological control project directed against the red palm mite in Florida. *Experimental and Applied Acarology* 57: 381-393.
- HUGER, A. M. A. 1966. Virus disease of the Indian rhinoceros beetle *Oryctes rhinoceros* (Linnaeus), caused by a new type of insect virus, *Rhabdovirus oryctes* gen. n., sp. n. *Journal of Invertebrate Pathology* 8: 38-51.
- HUGENOT, R., VERA, J. 1981. Description de *Castnia daedalus* Cramer (Lepidoptera: Castnidae) parasito de la palma aceitera en Suramérica y métodos de lucha. *Oléagineux* 36: 543-548.
- JAFFÉ, K. et al. 1993. Chemical ecology of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae): attraction to host plants and to a male-produced aggregation pheromone. *Journal Chemical Ecology* 19: 1703-1720.
- JANZEN, D. F. 1969. Seed-eaters versus seed size, number, toxicity and dispersal. *Evolution* 23:1-27.
- JANZEN, D. H. 1971. Seed predation by animals. *Annual Veredity Systems* 2: 465-492.
- JOHNSON, C. D. 1981. Interactions between bruchid (Coleoptera) feeding guilds and behavioral patterns of fruits of the Leguminosae. *Environmental Entomology* 10: 249-253.
- JOHNSON, C. D.; ROMERO, J. 2004. A review of evolution of oviposition guilds in the Bruchidae (Coleoptera). *Revista Brasileira de Entomologia* 48 (3): 401-408.
- JOHNSON, C. D.; SOUTHGATE, B. J.; DELOBEL, A. 2004. A revision of the Caryedontini (Coleoptera: Bruchidae: Pachymerinae) of Africa and the Middle East *Memorian American Entomology Society* 44: 1–120.
- JOHNSON, C. D. ; ZONA, S. ; NILSSON, J. A. 1995. Bruchid beetles and palm seeds: Recorded relationships. *Principes* 39 (1):25-35.
- JUNG, C. S.; MONNÉ, M. L. 2006. *Coraliomela brunnea* : adult morphology and synonyms (Coleoptera, Chrysomelidae). *Iheringia Série Zoologia. (Brasil)* 96(3): 377-78.

- KOZLOWSKI, T. T.; WINGET, C. H. 1963. Patterns of water movement in forest trees. *Botanical Gazette* 124: 301-311.
- KOZLOWSKI, T. T.; HUGHES, J. F.; LEYTON, L. 1967. Movement of injected dyes in gymnosperm stems in relation to tracheid alignment. *Forestry* 40(2): 207-219.
- KORYTKOWSKI, C. A.; RUIZ, E. 1980. El Barrenador de los racimos de la palma aceitera *Castnia daedalus* (Cramer) en la plantacion de Tocache Peru. *Oléagineux* 35(1):1-7.
- KORYTKOWSKI, C. A.; RUIZ, E. 1979. Estado de las plagas de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacuin) em Tananta (Huallaga central, San Martin, Peru). *Revista Peruana de Entomologia* 22: 17-22.
- KRAMER, P. J.; PALLARDY, S. G.; KOZLOWSKI, T. T. 1996. *Physiology of woody plants*. 2. ed. New York, Academic Press. 411pp.
- LA TORRE, R. A. D. L.; GUERRERO, H. C. 2002. Biología, hábitos y manejo de *Cyparissius* (*Castnia*) *daedalus* Cramer. Barrenador gigante de la palms. *Cenipalma* (Colombia) 21(42c). 47p.
- LATCH, G. C. M. 1976. Studies on the susceptibility of *Oryctes rhinoceros* to some entomogenous fungi. *Entomophaga* 21: 31-38.
- LAZZARI, S. M. N.; CARVALHO, R. C. Z. de. 2009. Sugadores de seiva (Aphidoidea) In Panizzi, A. R. ; Parra, J. R. P. *Biologia e nutrição de insetos*. Brasília, DF, EMBRAPA INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA. 1164p.
- LAWSON-BALAGBO, L. M. et al. 2008. Exploration of the acarine fauna on coconut palm in Brazil with emphasis on *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and its natural enemies. *Bulletin of Entomological Research* 98:83-96.
- LEMOS, W. P. et al. 2007. Nova broca associada a cultivos de coqueiro no Estado do Para. Belém, PA, EMBRAPA AMAZONIA ORIENTAL. Comunicado Técnico n.199. 4p.
- LEMOS, W. de. P.; LINS, P. M. P.; TREVISAN, O. 2016. Palmeiras. In: Silva, N. M. da.; Adaime, R.; Zucchi, R. A. eds. *Pragas agrícolas e florestais da Amazonia*. Amapa, EMBRAPA. 608p.
- LEÓN, G. G. 2016. Inducción de senescencia en palma aceitera *Elaeis guineensis* para renovación (Arecas: Arecaceae) mediante mezclas

- de herbicidas. Research Journal of the Costa Rican, Distance Education University 8(1): 49-54.
- LEVER, R. J. A. W. 1969. Pests of the coconut palm. Roma, FAO. 190p.
- LEPESME, P. 1947. Les insectes des palmiers. Paris, Paul Lechevalier. 904p.
- LIMA, D. B. et al. 2012. Limitations of *Neoseiulus baraki* and *Proctolaelaps bickleyi* as control agents of *Aceria guerreronis*. Experimental and Applied Acarology 56: 233-246.
- LORENZI, H. et al. 2010. Flora brasileira: Arecaceae (Palmeiras). Nova Odessa, SP, Instituto Plantarum. 382p.
- LORENZI, H. et al. 2004. Palmeiras brasileiras e exóticas cultivadas. Nova Odessa, SP, Instituto Plantarum. 432p.
- LOUISE, C., DOLLET, M.; MARIAU, D. 1986. Recherches sur le hartrot du cocotier, maladie a *Phytomonas* (Trypanosomatidae) et sur son vecteur *Lincus* sp. (Pentatomidae) en Guyane. Oléagineux 41:437-449.
- LONGWORTH, J. F.; KALMAKOFF, J. 1977. Insect viruses for biological control: an ecological approach. Intervirology 8: 68-72.
- LOPES, J. G. 1999. A cultura do coqueiro no Estado do Ceará. In: José, A. R., Moura, J. I. L., Rebouças, T. N. H. orgs. Coco, aspectos técnicos e econômicos. Vitória da Conquista, BA, UESB. pp.69-78.
- LORDELLO, L. G. E. 1973. Nematóides das plantas cultivadas. 2. ed. São Paulo, SP, Nobel. 200p.
- MAY, O. H. et al. 1985. Subsistence benefits from the Babassu palm (*Orbignya martiana*). Economic Botanica 39:113-129.
- MAIA, D. P. 2013. Interação tritrófica entre *Pachymerus cardo* (Fahraeus), *Pachymerus nucleorum* (Fabricius) (Coleoptera, Chrysomelidae, Bruchinae) e seus parasitóides em populações de *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman (Arecaceae). Dissertação de Mestrado. Campinas, SP, Universidade Estadual de Campinas. 50p.
- MARACAJÁ, P. B.; DINIZ FILHO, E. T. LINHARES, P. C. F. 2006. Controle biológico de pragas em cultivos comerciais como alternativa ao uso de agrotóxicos. Revista Verde (Brasil) 1(2): 1-9.
- MARICONI, F. A. M. 1963. Inseticidas e seu emprego no combate as pragas. Editora Agronômica Ceres LTDA. Piracicaba, SP. 607p.

- MARIAU, D. 2000. Oil palm and coconut pests. Montpellier, France, CIRAD. CD-rom.
- MAMEDE, M. de A. 2008. Aspectos da ecologia reprodutiva de *Syagrus flexuosa* Mart. Becc.: sucesso reprodutivo e persistência em áreas de cerrado na região do Distrito Federal. Tese de Doutorado. Brasília, DF, UNB. 120p.
- MARSARO Jr, A. L. et al. 2010. Host plant of the red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Tenuipalpidae), in Brazil. (Abstract 267). In: International Congress of Acarology, 13, Recife, Brazil. Abstract Book. 145p.
- MCGHEE, R. B.; MCGHEE, A. H. 1979. Biology and structure of *Phytomonas staheli* sp.n., a trypanosomatid located in sieve tubes of coconut and oil palms. Journal of Protozoology 26: 348-351.
- MENDES, J. A. et al. 2015. Primeiro registro da ocorrência do ácaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), na região Nordeste do Brasil. In: Encontro de Iniciação Científica, 34, Fortaleza.
- MORAES, G. J. et al. 2012. Search for natural enemies of *Raoiella indica* Hirst in La Réunion Island (Indian Ocean). Acarologia 52(2):129-134.
- MORAIS, E. G. F. et al. 2016. *Amblyseius largoensis* in controlling red palm mite under semifield conditions. Pesquisa Agropecuária Brasileira 51 (5): 671-675.
- MOUTIA, L. A. 1958. Contribution to the study of some Phytophagous acarina and their predators in Mauritius. Bulletin of Entomological Research 49:59-75.
- MOORE, D. 2001. Insects of palm flowers and fruits. In Howard, F.W. eds. Insects on palms. Wallingford, CABI Publishing. pp.233-266.
- MOORE, D.; ALEXANDER, L.; HALL, R. A. 1989. The coconut mite, *Eriophyes guerreronis* Keifer in St. Lucia: yield losses and attempts to control it with acaricide, polybutene and *Hirsutella* fungus. Tropical Pest Management 35:83-89.
- MOORE, D.; HOWARD, F. W. 1996. Coconuts. In: Lindquist, E. E.; Sabelis, M. W.; Bruin, J. ed. Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control,. Amsterdam, Elsevier Science Publishers. pp.561-570. (World Crop Pest Series, v.6.)

- MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. 2008. Manual de acarologia: acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto, SP. Holos. 308p.
- MOURA, J. I. L.; BUSOLI, A. C. ed. 2006. Manejo integrado de *Rhynchophorus palmarum* L. no agroecossistema do dendezeiro no Estado da Bahia. Jaboticabal, SP, Funep. 60p.
- MOURA J. I. L.; VILELA, E. 1998. Pragas do coqueiro e dendezeiro. 2. ed. Viçosa, MG, Aprenda Fácil. 124p.
- MOURA, J. I. L. et al. 2009. Danos Causados por *Pachymerus nucleorum*. (Coleoptera; Chrysomelidae) a Sementes de dendezeiro. Agrotrópica (Brasil) 21(3): 205-206.
- MOURA, J. I. L. et al. 2009. *Parisoschoenus obesulus* Casey (Coleoptera: Curculionidae) não é praga de frutos novos do coqueiro. Neotropical Entomology 38 (2): 251-253.
- MOURA, J. I. L.; MARIAU, D.; DELABIE, J. H. C. 1993. Eficiência de *Paratheresia menezesi* Townsend (Diptera: Tachinidae) no controle biológico natural de *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae). Oléagineux 48 (5): 219-223.
- MOURA, J. I. L. et al. 1991. Táticas para o controle integrado de *Rhynchophorus palmarum* (L.). Ilhéus, BA, CEPLAC/CEPEC. 16p.
- MOURA, J. I. L. et al. 1989. Estudos do comportamento olfativo de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera, Curculionidae) no campo. Anais Sociedade de Entomológica do Brasil 18: 267-273.
- MORSE, J. et al. 2008. Evaluation of systemic chemicals for avocado thrips and avocado lace bug management. Production Research Report California Avocado Commission. 10p.
- MÜLLER, A. A. et al. 2000. Controle químico de lagartas de *Eupalamides dedalus* em dendezeiros. Belém, PA, EMBRAPA AMAZÔNIA ORIENTAL. Comunicado Técnico n. 38.4p
- MULLER, A. A. et al. 1998. Monitoramento da população do besouro *Rhynchophorus palmarum* em dendezaís no Município de Igarapé-Açu. EMBRAPA-CPAA. Boletim Técnico, n.198. 4p.
- NAGESHACHANDRA, B. K.; CHANNABASAVANNA, G. P. 1984. Plant mites. In: Griffiths, D. A.; Bowman, C. E. eds. Acarology VI. West Sussex, Ellis Horwood Publishers. pp.785-790.

- NAIR, C. P. R. Status of coconut eriophyid mite, *Aceria guerreronis* Keifer in India. In: International Workshop on Coconut mite (*Aceria guerreronis*). Proceedings. Sri Lanka, Coconut Research Institute. pp.9-12.
- NAVIA, D. et al. 2015. Ácaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica* Hirst. In: Vilela, E.F.; Zucchi, R.A. org. Pragas Introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. 1 ed. Piracicaba, SP, FEALQ. pp.399-433.
- NAVIA, D. et al. 2011. First report of the red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), in Brazil. Neotropical Entomology 40(3): 409-411.
- NAVIA, D. et al. 2013. A review of the status of the coconut mite, *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae), a major tropical mite pest. Experimental and Applied Acarology 59:67-94.
- NAVIA, D. et al. 2005. Acarofauna associada a frutos de coqueiro (*Cocos nucifera* L.) de algumas localidades das Américas. Neotropical Entomology 34: 349-354.
- NILSSON, J. A.; JOHNSON, C. D. 1993. A taxonomic revision of the palm bruchids (Pachymerini) and a description of the world genera of Pachymerinae (Coleoptera: Bruchidae). Memoirs American Entomology Society 41:1-104.
- NIRULA, K. K. 1955. Investigations on the pests of coconut palm. Part I. Indian Coconut Journal 8: 118-130.
- NOACK, A. E. et al. 2009. Efficacy of imidacloprid in the control of *Thaumastocoris peregrinus* on *Eucalyptus scoparia* in Sidney, Arboriculture & Urban Forestry 35 (4):191-195.
- OEHLSCHLAGER, A. C. et al. 1992. Chirality and field activity of rhynchophorol, the aggregation pheromone of the American palm weevil. Naturwissenschaften 79:134-135.
- OLIVEIRA, J. E. de. 2012. Controle do ácaro-da-necrose do coqueiro. Petrolina, PE, EMBRAPA SEMI ÁRIDO. Circular Técnica n. 97.
- OLIVEIRA, D. C. 2015. Exploration of potential agents for the biological control of the red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), on coconut palms in Brazil. Tese Doutorado. Piracicaba, SP, USP/ESALQ. Disponível em: <<http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11146/tde-04052015-112411/>>. Acesso em 27 de junho de 2016.

- OLIVEIRA, D. C. et al. 2016. First Report of *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in Southeastern Brazil. *Florida Entomologist* 99 (1): 123-125.
- PALLARES, C. H. 2007. Análisis del comportamiento y comunicación química intraespecífica en *Strategus aloeus* (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae). Tesis de Maestría. Bogotá, Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía. 201p.
- PARRA, D.; MORILLO, F.; SÁNCHEZ, P. et al. 2003. Presencia de *Thielaviopsis paradoxa* De Seynes Höhn en el tubo digestivo de *Rhynchophorus palmarum* Linneo (Coleoptera Curculionidae). *Entomotropica*, Maracay 18 (1): 49-55.
- PEÑA, J. E. et al. 2009. Predator-prey dynamics and strategies for control of the red palm mite (*Raoiella indica*) (Acari: Tenuipalpidae) in areas of invasion in the Neotropics. *Integrated Control of Plant-Feeding Mites*, IOBC/wprs. Bulletin, Florença 50: 69-79.
- PEREIRA, R. S. et al. 2015. Eficiência de inseticidas naturais para o controle do ácaro-vermelho-das-palmeiras. In: *Semana Nacional de Ciência e Tecnologia de Roraima*, 10. Roraima.
- PERTHUIS, B.; CHENON, R.D.; MERLAND, E. 1985. Évidence du vecteur de la marchitez sorpresiva du palmier à huile la punaise *Lincus lethifer* Dolling. *Oléagineux* 40 (10): 473-475.
- PETTERSON, G. D. 1977. Research on the control of the coconut palm rhinoceros beetle: Fiji, Tonga, Western Samoa, review of project results. Rome, UNDP/FAO. 109p.
- PHELPS, W. R.; KUNTZ, J. E. ROSS, A. 1966. A field evaluation of antibiotics and chemicals for control of oak wilt in northern pin oaks (*Quercus ellipsoidalis*). *Plant Disease Reporter* 50 (10): 736-739.
- PUTTARUDRIAH, M.; CHANNABASAVANA, G. P. 1958. Preliminary acaricidal test against the areca palm mite, *Raoiella indica*. *Areca nut Journal* 8: 87.
- QUIROGA-CASTRO, V. D. E.; ROLDÁN, A. L. 2001. The fate of *Attalea phalerata* (Palmae) seeds dispersed to a tapir latrine. *Biotropica* (USA) 33(3): 472-477.
- QUILICI, S. et al. 1997. Predatory mites from various crops on Réunion Island. *International Journal of Acarology* 23: 283-291.

- RATCLIFFE, B. C. 1976. A revision of the genus *Strategus* (Coleoptera: Scarabaeidae). Bulletin of the University of Nebraska State Museum 10: 93-204.
- REIS, A. C. et al. 2008. Population dynamics of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) and associated predators on coconut fruits in northeastern Brazil. Neotropical Entomology 37:457-462.
- RENARD, J. L. 1989. Le hartrot du cocotier caractérisation et moyens de lutte. Oleagineux 44: 475-484.
- RESENDE, M. L. V. de et al. 1986. Transmissão de murcha de *Phytophthora* a coqueiros e dendezeiros por *Lincus lobuliger* Breddin, 1908 (Hemiptera, Pentatomidae). Revista Theobroma (Brasil) 16(3): 149-154.
- RESENDE, M. L. V. de; SGRILLO, R. B.; MOURA, J. I. L. 1990. Influência do vetor e do macroclima sobre a incidência do anel-vermelho em dendezeiro no Sudeste da Bahia. Agrotrópica (Brasil) 2 (1): 38-42.
- RIBEIRO, A. M. B. 2010. Controle químico da broca das meliáceas *Hypsipyla grandella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae) em mogno sul americano (*Swietenia macrophylla* King). Dissertação Mestrado. Botucatu, SP, UNESP/FCA. 75p.
- RODRIGUES, J. C. V.; ANTONY, L. M. K. 2011. First report of *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in Amazonas state, Brazil. Florida Entomologist 94:1073-1074.
- RODRIGUES, J. C. V.; OCHOA, R.; KANE, E. 2007. First report of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) and its damage to coconut palms in Puerto Rico and Culebra Islands. International Journal of Acarology 33:3-5.
- RODRIGUES, J. C. V.; IRISH, B. M. 2011. Effect of coconut palm proximities and *Musa* spp. germplasm resistance to colonization by *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). Experimental and Applied Acarology 57 (3):309-316.
- RODRIGUES, J. C. V.; PEÑA, J. E. 2012. Chemical control of the red palm mite, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in banana and coconut. Experimental and Applied Acarology 57:317-329.

- ROMERO, J.; JOHNSON, C. D. 2004. Checklist of the Bruchidae (Insecta: Coleoptera) of Mexico. *The Coleopterists Bulletin* 58(4):613-635.
- ROLSTON, L. H. 1983. A revision of the genus *Lincus* Stal (Hemiptera: Pentatomidae: Discocephalinae: Ochlerini). *Journal New York Entomological Society* 91(1):1-47.
- ROCHAT, D. et al. 2000. Role of solid-phase microextraction in the identification of highly volatile pheromones of two Rhinoceros beetles *Scapanes australis* and *Strategus aloeus* (Coleoptera, Scarabaeidae, Dynastinae). *Journal Chromatography A*. 885:433-444.
- ROCHA, R. B. 2012. *Metamasius* spp. Horn (Coleoptera: Curculionidae) em helicônias (Zingiberales: Heliconiaceae): monitoramento, organismos associados e táticas de controle com *Beauveria bassiana* e inseticidas a base de nim. Dissertação Mestrado. Ilhéus, BA, Universidade Estadual de Santa Cruz - UESC. 90p.
- ROCHAT, D. 1987. Etude de la communication chimique chez um Coléoptère Curculionidae: *Rhynchophorus palmarum* L. Dea Report. Université Paris. 30p.
- ROCHAT, D. et al. 1991. Evidence for male-produced aggregation pheromone in American palm Weevil, *Rhynchophorus palmarum*. *Journal Chemical Ecology* 17: 1221-1230.
- RUDINSKY, J. A.; VITÉ, J. P. 1959. Certain ecological and phylogenetic aspects of the pattern of water conduction in conifers. *Forest Science* 5: 259-266.
- SARKAR, P. K.; SOMCHOUDHURY, A. K. 1988. Evaluation of some pesticides against *Raoiellaindica*Hirst on coconut palm in West Bengal. *Pesticides* 22: 21-22.
- SANCHEZ, P. A. et al. 2000. El tubo digestivo em adultos de *Rhynchophorus palmarum* (L) (Coleoptera: Curculionidae: Morfologia e estrutura). *Boletín de Entomologie Venezolana* (Caracas) 15 (2):195-216.
- SANGHA, G.; MACHEMER, L. 1992. An overview of the toxicology of NTN 33893 and its metabolites. Unpublished study prepared by Miles Inc. In: SERA (Syracuse Environmental Research Associates, Inc.). Imidacloprid – human health and ecological risk assessment – final report. SERA TR 05-43-24-0 3a. 283p.

- SANTOS, R. S.; CREÃO-DUARTE, A. J.; LUNZ, A. M. P. 2015. Infestação de *Aetalion reticulatum* (Linnaeus) (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Aethalionidae) em Plantas de *Euterpe oleracea* Martius (Arecaceae) no Estado do Acre. *Entomo Brasilis* 8(1):69-73.
- SARRO, F. B.; CROCOMO, W. B.; FERREIRA J. M. S. 2004. Aspectos da biologia e morfologia da Broca do Pedúnculo Floral do coqueiro, *Homalinotus coriaceus* (Gyllenhal) (Coleoptera: Curculionidae). *Neotropical Entomology (Brasil)* 33(1):007-012.
- SALM, R. 2006. Invertebrate and Vertebrate Seed Predation in the Amazonian Palm *Attalea maripa*. *Biotropica (USA)* 38(4): 558–560.
- SATHIAMMA, B. 1996. Observations on the mite fauna associated with the coconut palm in Kerala, India. *Journal of Plantation Crops* 24: 92-96.
- SAYED, T. 1942. Contribution to the knowledge of the Acarina of Egypt: the genus *Raoiella* Hirst (Pseudotetranychinae: Tetranychidae). *Bulletin de la Société Fouad Ier d'Entomologie* 26: 81-91.
- SCHUPP, E. W. 1992. Annual variation in seedfall, postdispersal predation, and recruitment of a neotropical tree. *Ecology* 71(2):504-515.
- SCHUILING, M.; DINTHER, J. B. M. van. 1981. Red ring disease in the Piracatuba oil palm, State of Pará, Brazil. *Zeitschrift fuer Angew andte Entomologie* 91 (2): 154-169.
- SCHUILING, M., DINTHER, J. B. M. 1980. Ecology and control of *Castnia dedalus*, a major pest of oilpalm in Brazil. *Zeitschrift fuer Angew andte Entomologie* 2:161-174.
- SGRILLO, R. B.; MOURA, J. I. L.; SGRILLO, K. R. A. 2005. Simulation model for phytomonas epidemics in coconut trees. *Neotropical Entomology* 34(4): 527-538.
- SHIGO, A.L. 1989. A new tree biology: facts, photos, and philosophies on trees and their problems and proper care. 2.ed. Durham, NH, Shigo and Trees Associates. 618p.
- SHIGO, A. L. 1991. Modern Arboriculture: A systems approach to the care of trees and their associates. Durham,NH, Shigo and Trees, Associates.

- SHRIPAT, C.; HOSEIN, F. SIEW, P. 2008. The presence of red palm mite *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) in Tobago. Centeno, Ministry of Agriculture, Land and Marine Resources. 12p
- SILVA S. S. et al. 2016. Primeiro registro do ácaro vermelho das palmeiras *Raoiella indica* em Sergipe e seu controle com óleos brutos vegetais. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 26 e Congresso Latino-americano de Entomologia,9. Maceió.
- SILVA, A.G. da et al. 1968. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitas e predadores. Rio de Janeiro, RJ, Serviço de Defesa Sanitária Vegetal, Parte II, Tomo 1. 622p.
- SILVA, P. H.; PAVARINI, R. 2009. Ocorrência de parasitóides da família Tachinidae associados a *Metamasius* sp (Coleoptera: Curculionidae) na cultura da pupunha. In: Congresso de Iniciação Científica na UNESP.
- SILVA, S. S. 2016. Eficiência relativa de óleos vegetais e acaricidas no controle do ácaro-da-necrose *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae). In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 26 e Congresso Latino-Americano de Entomologia, 9, Maceió. Livros de Resumos. Aracaju, SE, EMBRAPA TABULEIROS COSTEIROS.
- SILVA, P. 1979. *Pachymerus thoracicus* Prevelt (Coleoptera: Bruchidae), its host palm and places of occurrence. The Coleopterists Bulletin 33(3):347-349.
- SINGH, S. P.; ARANCON J. R.; ROMULO, N. 2007. Final Technical Report 2004-2007. CFC/DFID/APCC/FAO Project on Coconut Integrated Pest Management. Jakarta, Indonésia, Asian and Pacific Coconut Community. 506p.
- SILVIUS, K. 2002. Spatio-temporal patterns of palm endocarp use by three Amazonian forest mammals: granivory or “grubivory”? Journal of Tropical Ecology 18:707-723.
- SILVIUS, K. M.; FRAGOSO, J. M. V. 2002. Pulp handling by vertebrate seed dispersers increases palm seed predation by bruchid beetles in the northern Amazon. Journal of Ecology 90:1024-1032.
- SIST, P. 1989. Stratégies de régénération de quelques palmiers en forêt guyanaise. PhD- thesis. Paris, University. 297p.

- SOBHA, T. R.; HAQ, M. A. 2011. Postembryonic development of the coconut mite, *Aceria guerreronis*, on coconut in Kerala, India. *Zoosymposia* 6: 68-71.
- SMITHA, R. B. et al. 2015. Efficiency of *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* in crude solid fermented matter against the coconut pest, *Aceria guerreronis*. *Botanical Review* 6(2):1-10.
- GUZZO, E. C. 2016. Primeiro registro do ácaro-vermelho-das-palmeiras *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) no Estado de Alagoas, Brasil. In Congresso Brasileiro de Entomologia, 26 e Congresso Latino-americano de Entomologia, 9. Maceió. Livros de Resumos. Aracaju, SE, EMBRAPA TABULEIROS COSTEIROS.
- SMITLEY, D. R.; DOCCOLA, J. J.; COX, D. L. 2010. Multiple-year protection of ash trees from emerald ash borer with a single trunk injection of emamectin benzoate, and single year protection with an imidacloprid basal drench. *Arboriculture & Urban Forestry* 36(5):206-211.
- SOUZA, I. V. et al. 2012. Population dynamics of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and other mites associated with coconut fruits in Una, state of Bahia, northeastern Brazil. *Experimental thuringiensis* subsp. *kurstaki* in crude solid fermented matter against the coconut pest, *Aceria guerreronis*. *Botanical Review* 6(2):1-10.
- SOUZA, I. V. et al. 2012. Population dynamics of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and other mites associated with coconut fruits in Una, state of Bahia, northeastern Brazil. *Experimental and Applied Acarology* 58: 221-233.
- SOUZA, L. A. de; CELESTINO FILHO, P.; SILVA, A. D. E. B. 2000. Principais pragas do dendezeiro e seu controle. In: Viegas, I. de, J.; Muller, A. A. A cultura do dendezeiro na Amazônia Brasileira. Belém, PA, EMBRAPA. pp. 275-232.
- SOUZA, R. M. de. 2006. Sinais envolvidos na comunicação de *Amerrhinus ynca* SAHLBERG, 1823 (Coleoptera: Curculionidae). Tese de Mestrado. Campus do Goitacazes, Universidade Estadual do Norte Fluminense. 131p.
- SOUZA, L. A. de. et al. 1998. Testes de inseticidas para o controle de *Eupalamides dedalus* em coqueiros. Belém, PA, EMBRAPA - CPATU. Boletim de Pesquisa n. 201. 12p.

- SOUZA, I. V.; GONDIM Jr., M. G. C.; GUZZO, E. C. 2016. Primeiro registro do ácaro-vermelho-das-palmeiras *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) no Estado de Alagoas, Brasil. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 26 e Congresso Latino-americano de Entomologia, 9, Maceió. Livros de Resumos. Aracaju, SE, EMBRAPA TABULEIROS COSTEIROS.
- SUCHAIL, S.; GUEZ, D.; BELZUNCES, L. P. 2001. Discrepancy between acute and chronic toxicity induced by imidacloprid and its metabolites in *Apis mellifera*. Environmental Toxicology Chemistry 20 (11): 2482-6.
- TANIS, S. R. et al. 2006. Distribution of trunk-injected ¹⁴C imidacloprid in *Fraxinus* trees: a test of the sectorized-flow hypothesis. In: Emerald Ash Borer Research and Technology Development Meeting. FHTET. pp. 34-38.
- TAKAI, K.; SUZUKI, T.; KAWAZU, K. 2003. Distribution and persistence of emamectin benzoate at efficacious concentrations in pine tissues after injection of a liquid formulation. Pest Management Science 60:42-48.
- TAKAI, K. et al. 2000. Emamectin benzoate as a candidate for a trunk-injection against the pine wood nematode, *Bursaphelenchus xylophilus*. Pest Management Science 56:937-941.
- TAYLOR, B. et al. 2011. Within-season dynamics of red palm mite (*Raoiella indica*) and phytoseiid predators on two host palm species in South-West India. Experimental and Applied Acarology 57 (3):331-345.
- TEODORO, A. V. et al. 2014. Aspectos bioecológicos e manejo do ácaro-da-necrose-do-coqueiro *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae). Aracaju, SE, EMBRAPA TABULEIROS COSTEIROS. Comunicado Técnico n.135. 6p.
- TOURNEUR, J. C.; VILARDEBO, A. 1966. Lepidopteres desfoliateurs du bananier en Equateur. II- Opsiphanes tamarindi Stichel. Fruits 21 (6): 159-66.
- TRINDADE, D. R.; SILVA, H. M. E. 2000. Principais doenças do dendezeiro e seu controle. In Viegas, I. de, J.; Muller, A. A. A cultura do dendezeiro na Amazônia Brasileira. Belém, PA, EMBRAPA. pp. 335-356.
- TUDA, M. 2007. Applied evolutionary ecology of insects of the subfamily Bruchinae (Coleoptera: Chrysomelidae). Applied Entomology Zoology 42 (3):337-346.

- VAURIE, P. 1970. Weelvis of the tribe Sipalini (Coleoptera, Curculionidae; Rhynchophorinae) part 1. The genera *Rhinostomus* and *Yuccaborus*. American Museum of Natural History n. 2419.
- VÁSQUEZ, C. L. 2012. Bioecologia do ácaro vermelho das palmeiras, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), na Venezuela. Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, USP/ ESALQ. 88p.
- VÁSQUEZ, C. 2008. First report of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) in South America. Neotropical Entomology 37:739-740.
- VERMEULEN, H. 1963. A wilt of *Coffea liberica* in Surinam and its association with a flagellate, *Phytomonas leptovascularum* Stahel. Journal of Protozoology 10:216-222.
- VOEKS, R. A.; VINHA, S. G. 1988. Fire Management of the piassava fiber palm (*Attalea funifera*) in Eastern Brazil. In: Conference of Latin Americanist. Geographers pp.7-13.
- VOEKS, R. A. 1987. A biogeography of the piassava fiber palm (*Attalea funifera* Mart) of Bahia, Brazil. Ph D. Dissertation. Berkeley, University of California.
- WARWICK, D. R. N.; MOURA, J. I. L. ; LEAL, M. de L. da S. 1999. Eficiência do manejo integrado na redução da murcha de *Phytomonas* em coqueiro anão amarelo. Agrotropica (Brasil) 11(3):177-182.
- WARWICK, D. R. N.; BEZERRA, A. P. T. 1992. Possible rot transmission of the red ring nematode (*Rhadinaphelenchus cocophilus*) to coconut palms. Plant Disease n. 76. pp.809-811.
- WEISSLING; T. J.; GIBLIN-DAVIS, R. M. 1998. Silky cane weevil, *Metamasius hemipterus* sericeus (Olivieer) (Insecta: Coleoptera: Curculionidae). University of Florida. Disponível em: < HTTP:// Creatures.ifas. ufl.edu/orn/silky- cane- weevil .htm> Acesso em: 11 out. 2010.
- WELBOURN, C. 2009. Pest Alert: Red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae). Disponível em: <http:// www.freshfromflorida.com/content/download/66454/1601562/ Pest_Alert_-_Raoiella_indica,_Red_palm_mite.pdf>. Acesso em 27 de junho de 2016.
- WILSON, M. 1963. Investigations into the development of the palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* L. Tropical Agriculture (Trinidad and Tobago.) 40(3):185-196.

- WISE, J.C. et al. 2014. Trunk Injection: A Discriminating delivering system for horticulture crop IPM. *Entomology Ornithology Herpetology* 3 (2): 1-7. 2014.
- WOODRUFF, R. E.; BARANOWSKI, R. M. 1985. *Metamasius hemipterus* (Linnaeus) recently established in Florida (Coleoptera: Curculionidae). Florida, Department of Agriculture and Consumer Services Division of Plant Industry. Entomology Circular n. 272.
- WOOD, B. J.; LIAU, S. S.; KNECHT, J. C. X. 1974. Trunk injection of systemic insecticides against the bagworm, *Metisa plana* (Lepidoptera: Pyralidae) on oil palm. *Oleagineux* 29 (11): 499-505.
- YASUDA, M. E. 2005. Levantamentos de potenciais pragas associadas a cultura da palmeira-real-da-austrália *Archontophoenix* spp (Arecaceae) no Médio Vale do Itajaí. Dissertação Mestrado. Blumenau, SC, Universidade Regional de Blumenau-FURB. 94p.
- YADAVBABU, R. K.; MANJUNATHA, M. 2007 Seasonal incidence of mite population in arecanut. *Karnataka Journal of Agricultural Sciences* 20: 401-402.
- YOUNG, E. C. 1963. The epizootiology of two pathogen of the coconut palm rhinoceros beetle. *Journal Invertebrate Zoology* 24: 82-92.
- ZAGATTI, P. et al. 1993. Continuous rearing of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* in the laboratory. *Oléagineux* 46 (5): 213-217.
- ZAHER, M. A.; WAFI, A. K.; YOUSEF, A. A. 1969. Biological studies on *Raoiella indica* Hirst and *Phyllotetranychus egyptiacus* Sayed infesting date palm trees in U.A.R. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie. Journal of Applied Entomology* 63 (1-4): 406-411.
- ZANNOU, I. 2010. Mite diversity in coconut habitat in West and East Africa, (Abstract 547). In International Congress of Acarology, 13. Recife, Brasil. Abstract Book. Recife, PE. pp.295.
- ZANNE, A. E. et al. 2006. Patterns and consequences of differential vascular sectorality in 18 temperate tree and shrub species. *Functional Ecology* 20: 200-206.
- ZELAZNY, B. 1976. Transmission of a baculovirus in populations of *Oryctes rhinoceros*. *Journal of Invertebrate Pathology* 27: 221-227.

- ZELAZNY, B. 1979. Studies on *Rhabdinovirus oryctes* II. Effect on adults of *Oryctes rhinoceros*. Journal of Invertebrate Pathology 22: 122-122.
- ZORZENON, F. J.; BERGMANM, E. C.; BICUDO, J. E. A. 2000. Primeira ocorrência de *Metamasius hemipterus* (Linnaeus, 1758) e *Metamasius ensirotris* (German, 1824) (Coleoptera, Curculionidae) em palmeiras dos generos *Euterpe* e *Bacris* (Arecaceae) no Brasil. Arquivo do Instituto Biológico 67(2):265-268.
- ZORZENON, F. J. 2008. Plantas ornamentais - Doenças e pragas. Instituto biológico. Secretaria da Agricultura do Estado de São Paulo, v. 1. pp. 207-247.

Esta é uma obra inédita que traz uma significativa contribuição da Comissão Executiva do Plano da Lavoura Cacaueira (CEPLAC) à sociedade. Inicia-se com uma profunda abordagem dos aspectos técnicos do *Rhynchophorus palmarum*, praga de grande significância econômica. Discorre acerca dos danos diretos sobre as plantas e como vetores de doenças como o "Anel-Vermelho" e a "Resinose" atuam. Apresenta os aspectos descritivos, bioecologia, caracteres morfológicos, injúrias, perdas e manejo integrado de outras 18 espécies de insetos pragas da família Arecáceas. Trata também sobre a Endoterapia, uma prática de controle de pragas largamente empregada na Europa, Oceania e América do Norte. Os conhecimentos, tecnologias e técnicas abordadas aqui certamente contribuirão para a necessária diminuição e melhor utilização dos agrotóxicos no controle das pragas das palmeiras.

**Centro de Pesquisas do Cacau
Ilhéus - Bahia**



**Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento**

