

Doenças de espécies florestais arbóreas nativas e exóticas na Amazônia

*Luadir Gasparotto
Jânia Lília da Silva Bentes
José Clério Rezende Pereira*
Editores Técnicos

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Amazônia Ocidental
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

Doenças de espécies florestais arbóreas nativas e exóticas na Amazônia

*Luadir Gasparotto
Jânia Lília da Silva Bentes
José Clério Rezende Pereira
Editores Técnicos*

Embrapa
Brasília, DF
2014

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Amazônia Ocidental

Rodovia AM-010, km 29
(Estrada Manaus/Itacoatiara)
Caixa Postal 319
CEP 69010-970 Manaus, AM
Fone: (92) 3303-7800
Fax: (92) 3303-7820
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac/

Unidade responsável pelo conteúdo

Embrapa Amazônia Ocidental

Comitê de publicações da Embrapa Amazônia
Ocidental

Presidente

Celso Paulo de Azevedo

Secretária-executiva

Gleise Maria Teles de Oliveira

Membros

Maria Augusta Abtibol Brito de Souza

Maria Perpétua Beleza Pereira

Ricardo Lopes

Embrapa Informação Tecnológica

Parque Estação Biológica
(PqEB), Av. W3 Norte (final)
CEP 70770-901 Brasília, DF
Fone: (61) 3448-4236
Fax: (61) 3448-2494
www.embrapa.br/livraria
livraria@embrapa.br

Unidade responsável pela edição

Embrapa Informação Tecnológica

Coordenação editorial

Selma Lúcia Lira Beltrão

Lucilene Maria de Andrade

Nilda Maria da Cunha Sette

Supervisão editorial

Erika do Carmo Lima Ferreira

Revisão de texto

Jane Baptistone de Araújo

Normalização bibliográfica

Celina Tomaz de Carvalho

Projeto gráfico e editoração eletrônica e capa

Júlio César da Silva Delfino

Tratamento de ilustrações

Júlio César da Silva Delfino

1ª edição

1ª impressão (2014): 1.000 exemplares

Todos os direitos reservados

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação (CIP)

Embrapa Informação Tecnológica

Doenças de espécies florestais arbóreas nativas e exóticas na Amazônia / Luadir Gasparotto, Jânia Lília da Silva Bentes, José Clério Rezende Pereira, editores técnicos. – Brasília, DF : Embrapa, 2014.
209 p. : il. color.; 16 cm x 22 cm.

ISBN 978-85-7035-343-6

1. Praga de planta. 2. Comercialização. 3. Madeira. I. Gasparotto, Luadir. II. Bentes, Jânia Lília da Silva. III. Pereira, José Clério Rezende. IV. Embrapa Amazônia Ocidental.

CDD 581.9813

© Embrapa 2014

Autores

Alessandra de Jesus Boari

Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Álvaro Figueredo dos Santos

Engenheiro-agrônomo, doutor em Fitopatologia, pesquisador da Embrapa Florestas, Colombo, PR

Antenor Pereira Barbosa

Engenheiro-florestal, doutor em Silvicultura Tropical, pesquisador do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM

Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

Engenheiro-agrônomo, doutor em Fitopatologia, pesquisador da Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna, SP

Célia Regina Tremacoldi

Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Celso Garcia Auer

Engenheiro-florestal, doutor em Fitopatologia, pesquisador da Embrapa Florestas, Colombo, PR

Denise Castro Lustosa

Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, professora da Universidade Federal do Oeste do Pará, Santarém, PA

Denise Vilela de Rezende

Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, professora da Universidade de Brasília, Brasília, DF

Eudes de Arruda Carvalho

Engenheiro-agrônomo, doutor em Fitopatologia, pesquisador da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Gisele Barata da Silva

Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, professora da Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, PA

Jackeline Figueira da Silva

Engenheira-agrônoma, bolsista do CNPq, Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, PA

Jânia Lília da Silva Bentes

Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, professora da Universidade Federal do Amazonas, Manaus, AM

José Clério Rezende Pereira

Engenheiro-agrônomo, doutor em Fitopatologia, pesquisador da Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus, AM

Kátia de Lima Nechet

Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna, SP

Luadir Gasparotto

Engenheiro-agrônomo, doutor em Fitopatologia, pesquisador da Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus, AM

Luiz Alberto Guimarães de Assis

Engenheiro-florestal, mestre em Ciências de Florestas Tropicais, pesquisador do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM

Marcela Cristiane Ferreira Rego

Engenheira-agrônoma, mestranda em Agronomia, Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, PA

Noemi Vianna Martins Leão

Engenheira-florestal, mestre em Ciências Florestais, pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Rogério Eiji Hanada

Engenheiro-agrônomo, doutor em Biotecnologia, pesquisador do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM

Rosalee Albuquerque Coelho Netto

Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, pesquisadora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM

Ruth Linda Benchimol

Engenheira-agrônoma, doutora em Ciências Biológicas, pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Sidney Fernando Caldeira

Engenheiro-florestal, doutor em Ecologia e Recursos Naturais, Universidade Federal do Mato Grosso, Cuiabá, MT

Telma Fátima Coelho Batista

Engenheira-agrônoma, doutora em Entomologia, professora da Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, PA

Agradecimentos

Fernando Carneiro Albuquerque

Não é fácil discorrer sobre a vida profissional e cotidiana do professor Fernando sem correr o risco de omitir alguma de suas inúmeras qualidades como pesquisador, professor, orientador e ser humano: sempre gentil, paciente, prestativo e dedicado em todas as atividades que se dispôs a desempenhar na profissão que exerceu com extrema dignidade.

O professor Fernando é engenheiro-agrônomo, formado em 1957 pela antiga Escola de Agronomia da Amazônia, hoje Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA), onde exerceu o cargo de professor de Fitopatologia, responsável pela formação da maioria dos fitopatologistas que atuam na região nos últimos 30 anos. É sempre lembrado com saudosismo, nos encontros de ex-alunos da FCAP, como um mestre dedicado, paciente e sempre disposto a compartilhar seus conhecimentos com aqueles que se interessaram pela fitopatologia.

Iniciou sua carreira de pesquisador em 1958, no antigo Instituto Agrônomo do Norte (IAN), hoje Embrapa Amazônia Oriental, desenvolvendo atividades na então Seção de Fitopatologia, atual Laboratório de Fitopatologia, que coordenou por mais de 10 anos.

Nos 44 anos em que esteve ensinando e realizando pesquisas em fitopatologia, como autodidata que sempre foi, contribuiu de forma significativa para a micologia na Amazônia e para a descoberta e identificação de uma infinidade de agentes causais de doenças, como as ferrugens, antracnoses e fusarioses, que ocorriam na região, até então sem estudo específico. Foi, sem dúvida, o micologista de maior expressão que desempenhou atividades importantíssimas na Amazônia. Hoje essa região se resente de sua ausência, pois não conta mais com nenhum profissional com a sua polivalência.

Atuou, também, nas pesquisas visando ao controle das doenças do guaranazeiro, bem como de espécies florestais, fruteiras tropicais e especiarias, entre outros cultivos de importância econômica para a região Norte. Dedicou-se com mais afinco ao estudo das doenças da pimenta-do-reino, em especial da fusariose, deixando enorme contribuição ao conhecimento dessa cultura e do patógeno que assolou os cultivos racionais dessa especiaria no final da década de 1960.

Publicou inúmeros trabalhos, como artigos técnico-científicos, nos quais descreveu novos patógenos e novas descobertas de suas pesquisas; comunicados técnicos com informações sobre novas tecnologias, direcionados aos extensionistas e produtores; e capítulos de livros, sempre consultados por pesquisadores, professores, estudantes, extensionistas e produtores que desenvolvem atividades ligadas ao meio rural.

Por natureza, o professor Fernando é uma pessoa paciente e bondosa. Sempre procurou ter um excelente convívio com os colegas de trabalho. Com a sua aposentadoria em 2002, abriu-se uma lacuna no meio científico, pois deixou saudades naqueles que tiveram o privilégio da sua convivência.

Por fim, deixamos aqui registrado, em nome de todos os seus ex-alunos, fitopatologistas que atuaram ou atuam na Amazônia, e das equipes de Fitopatologia da Embrapa Amazônia Oriental, antiga e atual, o nosso eterno agradecimento pelos inestimáveis ensinamentos recebidos, pelo enorme legado científico e pela convivência maravilhosa e pacífica da qual todos os seus companheiros de trabalho tiveram o privilégio de desfrutar.

Francisco Alves Ferreira

Como seus ex-alunos do Departamento de Fitopatologia da nossa estimada e saudosa Universidade Federal de Viçosa, somos seus eternos admiradores por sua qualidade como pesquisador entusiasta, professor exemplar, pessoa íntegra, amiga e sempre disposta a oferecer o melhor. Com certeza, é admirado e estimado pelas suas princesas (Cristina, Luale e Laíce) e pelos seus colegas de departamento.

Como professor, é inquestionável sua competência, dedicação e seu amor pela profissão abraçada. As suas aulas eram ricas em informações, tanto expositivas quanto por meio de fotos, que retratavam os sintomas das doenças e as estruturas dos patógenos, enriquecidas com a transferência dos conhecimentos adquiridos em suas pesquisas e viagens de caráter científico.

Um pesquisador minucioso e incansável, que sempre procurava com paciência os mínimos detalhes para emitir um diagnóstico definitivo, que, além de completar os postulados de Koch, demonstrava sua habilidade artística para complementar com fotos de altíssima qualidade e desenhos detalhados e enriquecedores de estruturas e do ciclo de vida dos patógenos. As suas pesquisas sempre buscavam soluções

para problemas que afligem de uma forma ou de outra nossas árvores; a perseverança para identificar novos patógenos das espécies florestais nativas ou exóticas exploradas comercialmente ou ainda não exploradas racionalmente; a qualidade de suas fotos com detalhes minuciosos dos sintomas das doenças e das estruturas dos patógenos; assim como seus livros *Patologia florestal: principais doenças florestais no Brasil* e *Diagnose visual e controle das doenças abióticas e bióticas do eucalipto no Brasil*, escritos de tal forma para não serem reescritos e que nos lembram a sua frase: “Livro bom é aquele que fica ‘seboso’ de tanto ser manuseado”.

Tenha certeza de que seus livros estão todos “sebosos”. Após mais de 20 anos de sua publicação, ninguém redigiu outro para substituí-los. Não é fácil retratar, em uma mesma obra, a quantidade e a qualidade das informações e das ilustrações apresentadas em seus livros, que, ao passar dos anos, continuam sendo atuais e fonte de consulta para estudantes e profissionais com e sem experiência.

O verdadeiro mestre e pesquisador que conseguiu dividir a história da patologia florestal brasileira em duas fases bem distintas: antes e depois do tão famoso e competente professor Xyku Fungo.

Sentimos a obrigação de publicar este livro, que retrata temas da patologia florestal da Amazônia, nos quais, em face da distância e do tempo exíguo, o mestre não pôde se aprofundar.

Mestre, nós o admiramos tanto, que é impossível expressar nossos sentimentos.

Nosso muito obrigado por tudo!

Apresentação

A exploração comercial de madeiras na Amazônia sempre foi extrativista. Ao longo do tempo, pouca ou nenhuma atenção foi dada ao plantio comercial de espécies tanto nativas quanto exóticas. Isso se explica pelo fato de, até a década de 1980, o desmatamento ser incentivado pelo próprio governo. Além disso, até o final do século passado, os plantios comerciais de média a grande proporção foram restritos a dois plantios de *Acacia mangium* (um no Amapá e outro em Roraima); um de eucalipto no Pará; e um de castanheira-do-brasil no Amazonas.

Nas duas últimas décadas, com a proibição da exploração desordenada de madeira da floresta nativa, bem como com a proibição total do corte de algumas espécies (como o mogno, a castanheira-do-brasil e a andiroba), iniciaram-se os plantios comerciais de algumas espécies nativas (como o paricá, o açaizeiro e a pupunheira) e exóticas (como o mogno-africano e a teca). Além disso, algumas espécies arbóreas, nativas ou exóticas, estão sendo plantadas nos jardins das cidades, como o pau-pretinho, o oitizeiro, o açaizeiro, o jatobazeiro e o ipê ou o pau d'arco.

A história está repleta de espécies que outrora eram livres de doenças quando exploradas de forma extrativista, mas que, ao serem cultivadas, foram afetadas por um número significativo e destrutivo de patógenos e pragas. A seringueira, por exemplo, foi afetada pelo fungo *Microcyclus ulei*; e o mogno, pela praga *Hypsipyla grandella*.

O contingente de fitopatologistas que tem atuado ou está atuando na região Amazônica é extremamente reduzido. Quando se extrapola para a dimensão territorial da região, e com os problemas presentes, nem o termo reduzido se encaixa. Ao se pensar em patologia florestal, inexistente é o termo mais apropriado. Ainda assim alguns trabalhos relacionados com doenças de espécies florestais tropicais têm sido realizados, mesmo que de forma dispersa.

A Embrapa Amazônia Ocidental, em cooperação com a Universidade Federal do Amazonas, por meio dos editores deste livro e com a participação de pesquisadores de outras instituições na confecção dos capítulos, sente-se orgulhosa em oferecer esta obra aos interessados em doenças de plantas, especialmente aos da área florestal. Vale ressaltar que este trabalho é o resultado do esforço de abnegados fitopatologistas que conseguiram reunir, em um único documento, a maioria das informações

disponíveis na literatura e suas experiências adquiridas ao longo do tempo nas atividades de pesquisa e/ou ensino.

Luiz Marcelo Brum Rossi
Chefe-Geral da Embrapa Amazônia Ocidental

Prefácio

A Amazônia brasileira abrange cerca de 50% do território nacional. Possui ampla diversidade biológica distribuída em diferentes ecossistemas, como as várzeas, as terras firmes cobertas pela floresta densa e os cerrados. Apresenta clima tropical extremamente úmido e quente – condição altamente favorável ao crescimento e desenvolvimento das árvores. No entanto, ao mesmo tempo, favorece a atuação dos seus inimigos naturais, como os patógenos – agentes causais de doenças.

Na floresta, as diferentes espécies arbóreas estão distribuídas ao acaso, com poucos exemplares por unidade de área. Nessas condições, a incidência de doenças é rara e, quando ocorre, a severidade é extremamente baixa, passando muitas vezes despercebida. Quando a espécie florestal é de interesse econômico, e o homem, para aumentar a produção de madeira ou de outra commodity, passa a cultivá-la racionalmente, com o adensamento de elevado número de indivíduos por unidade de área, surgem patógenos muitas vezes devastadores, como o *Microcyclus ulei*, causador do mal-das-folhas da seringueira. Quando se explorava apenas as seringueiras nativas com uma população de 5 a 6 plantas por hectare, o mal-das-folhas nunca foi problema; porém, a partir do momento em que se iniciaram os plantios racionais, todas as tentativas de cultivo da *Hevea* spp. na Amazônia sempre úmida fracassaram por causa da ação do *M. ulei*.

Na Amazônia, além dos patógenos oriundos das essências madeiras nativas que passam a ter importância econômica quando são cultivadas, existem os patógenos introduzidos concomitantemente com as essências florestais exóticas para exploração madeireira, como o eucalipto, a teca e a *Acacia mangium*. Além disso, novos patógenos podem originar-se da floresta, quando as essências nativas e exóticas passam a ser cultivadas em escala comercial.

A escassez de fitopatologistas, em toda a região, tanto de pesquisadores como de professores universitários, tem direcionado as pesquisas para os problemas que exigem respostas imediatas, como o mal-das-folhas da seringueira, a vassoura-de-bruxa do cacaueiro e do cupuaçuzeiro, o amarelecimento-fatal do dendezeiro, a sigatoka-negra da bananeira e a antracnose do guaranazeiro. Com isso, as doenças das essências florestais nativas e exóticas têm sido negligenciadas. Quando surgem problemas

Capítulo 1

Doenças da
Acacia mangium

Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira
Kátia de Lima Nechet
Luadir Gasparotto

A *Acacia mangium* Willd. [sin. *Racosperma mangium* (Willd.) Pedley], pertencente à família Mimosaceae, é uma espécie florestal exótica, com área de ocorrência natural na Indonésia, na Papua-Nova Guiné e no nordeste da Austrália.

É uma planta perenifólia que pode atingir altura superior a 30 m e diâmetro que, normalmente, não atinge mais que 60 cm. Suas flores são hermafroditas, e seus frutos, do tipo vagem, com formato retorcido, são produzidos em abundância (TONINI et al., 2010). Quando maduras, as vagens deiscentes adquirem coloração marrom e expõem as sementes, que têm coloração negra e um arilo alaranjado.

É característica marcante dessa espécie a presença de folhas pinadas apenas nos primeiros estádios de desenvolvimento das plantas. Posteriormente, são emitidos somente filódios coriáceos.

Atualmente, no Brasil, essa espécie florestal é explorada economicamente para produção de madeira e representa, junto com a acácia-negra (*A. mearnsii* Willd.), menos de 1,8% da área total de plantios florestais no País (ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE PRODUTORES DE FLORESTAS PLANTADAS, 2011). Na Amazônia brasileira, *A. mangium* é plantada com fins de exploração econômica (TONINI et al., 2010), reflorestamento (LUNZ et al., 2011) e experimentalmente avaliada como alternativa em programas de recuperação de áreas degradadas (SIMÕES et al., 2010) e para enriquecimento de capoeiras, constituindo fonte de recursos para o pequeno produtor rural (SOUZA et al., 2010).

Particularmente em Roraima, a espécie é cultivada em plantios homogêneos que abrangem grandes áreas, o que faz que os problemas fitossanitários tendam a aumentar de importância.

Fusariose

A fusariose é uma doença que afeta caracteristicamente mudas de *A. mangium* em seus primeiros estádios de desenvolvimento. No Brasil, apenas *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. foi reportado como causador da doença nesse hospedeiro em viveiro comercial, no ano de 2003, no Município de Boa Vista, RR (HALFELD-VIEIRA; NECHET, 2005, 2010). Nessa ocasião, não se observou a veiculação do patógeno por sementes, inferindo-se que as plantas foram infectadas a partir de inóculo presente em solo naturalmente infestado.

Pode-se considerar que a fusariose é uma doença importante em fase de viveiro, já que causa morte de plantas jovens e reduz significativamente a produção de mudas (HALFELD-VIEIRA; NECHET, 2010; OLD et al., 2000).

Fusarium solani produz microconídios geralmente asseptados, formados em longas fiálides solitárias (Figura 1), macroconídios geralmente cilíndricos com a região ventral e dorsal paralela na maior parte do seu comprimento, além de clamidósporos, rugosos, solitários ou em pares.

Em meio de cultivo batata-dextrose-água (BDA), as colônias frequentemente formam micélio aéreo abundante, e a cultura pode apresentar superfície com coloração creme, azul-esverdeada ou azul, e nunca alaranjada. Alguns isolados podem ter micélio de coloração arroxeada na superfície. No verso da colônia, geralmente não se observa coloração, porém alguns isolados produzem um pigmento roxo-escuro (NELSON et al., 1983).

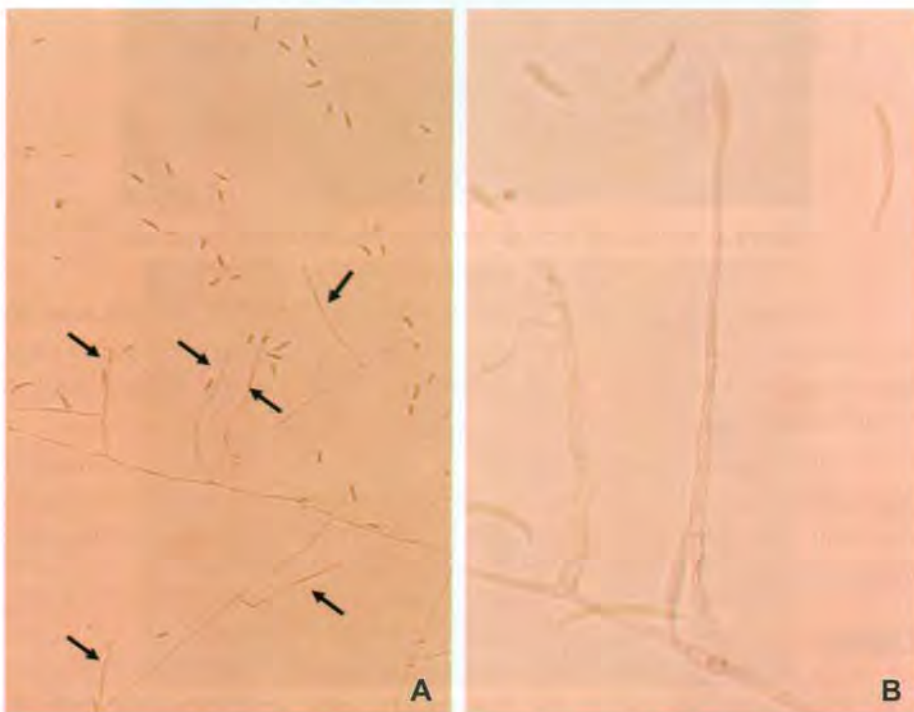


Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

Figura 1. Estruturas de *Fusarium solani*: microconídios e monofiálides não ramificadas (setas) (A) e detalhe de monofiálide (B).

A ocorrência da fusariose é facilmente reconhecida pelos sintomas evidentes que ocorrem em mudas, caracterizados por avermelhamento e seca de caule e folhas, sem causar tombamento (Figura 2). Outro aspecto observado é a distribuição de plantas vizinhas com a doença, constituindo focos que, com o passar do tempo, aumentam a área de abrangência. Por sua vez, em outros países a doença pode ser causada por mais de uma espécie de *Fusarium*, cujo dano é o tombamento das plântulas (OLD et al., 2000).



Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

Figura 2. Mudas de *Acacia mangium* afetadas pela fusariose.

Um fator que propicia o progresso da doença é o encharcamento do substrato (OLD et al., 2000). Portanto, as medidas preconizadas para o controle da doença são a utilização de substrato isento do patógeno e o controle da irrigação, evitando-se excessos de água.

Além dessas práticas, também se recomenda a remoção de tubetes que contêm plântulas doentes no viveiro, para que se reduza o inóculo e se evite a dispersão de propágulos do patógeno por partículas do substrato, quando irrigado.

Oídio

No Brasil, o oídio foi constatado pela primeira vez em *A. mangium* no ano de 2005, na cidade de Boa Vista, RR, onde causou danos severos apenas em plantas jovens cultivadas em local sombreado

(HALFELD-VIEIRA; NECHET, 2009, 2010). Entretanto, apesar de ser considerada importante em condições de viveiro (OLD et al., 2000), observou-se, em outubro de 2009, ocorrência em mudas transplantadas em campo, na região sul de Minas Gerais (comunicação pessoal do autor).

A doença é facilmente reconhecida pelos sinais do patógeno, caracterizados por pulverulência branca na superfície foliar (Figuras 3, 4 e 5). As características do agente causal de ocorrência no Brasil (Figura 6)



Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

Figura 3. Pulverulência branca, típica de oídio, em folhas pinadas de *Acacia mangium*.



Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

Figura 4. Necrose e deformação de filódio de *Acacia mangium* em desenvolvimento, em virtude da incidência de oídio.

Foto: Bernardo de Almeida Halfield-Vieira



Figura 5. Oídio em filódio de *Acacia mangium*.

Foto: Bernardo de Almeida Halfield-Vieira



Figura 6. Conídios e conidióforos de *Oidium* sp. em folíolo de *Acacia mangium*.

permitem classificá-lo como *Oidium*, subgênero *Pseudoidium*. O patógeno apresenta os seguintes aspectos: micélio epifítico; conidióforos não ramificados; hialinos com 2 a 3 células, com dimensões de 65 µm a 74 µm x 7,8 µm a 10 µm; apressório levemente lobado; conídios cilíndricos a ovoides; hialinos, não em cadeia, de 28 µm a 40 µm x 11 µm a 20 µm, sem corpos de fibrosina; células-pé retas a levemente flexuosas, com 30 µm a 51 µm de comprimento (HALFELD-VIEIRA; NECHET, 2009).

Em outros países, as descrições da fase anamórfica disponíveis na literatura revelam a existência de espécies distintas que ocorrem em associação ao gênero *Acacia*. Old et al. (2000), por exemplo, ilustram a ocorrência de uma espécie de *Oidium* com esporos formados em cadeia, que ocorre em *A. mangium*, diferentemente da espécie observada em Roraima.

A doença pode ocorrer desde o estágio de folhas pinadas (Figura 3). Quando a severidade é alta, os sintomas progridem para o amarelecimento de folíolos, que ocasiona desfolha e, possivelmente, ao incidir nos filódios em expansão, causa necrose e deformação da área afetada (Figura 4).

A doença tem sido controlada satisfatoriamente com pulverizações de fungicidas que contêm enxofre como ingrediente ativo (RODRÍGUEZ PETIT et al., 2001). Na região sul do Estado de Minas Gerais, em plantas jovens que apresentavam sintomas de oídio, a pulverização com enxofre foi eficiente em condições de campo. Outra prática de controle recomendada para plantas em condições de viveiro é a sua exposição direta à luz solar (JOSIAH; ALLEN-REID, 1991).

Queima-do-fio

A queima-do-fio, causada por *Corticium koleroga* (Cooke) Höhn. [sin. *Pellicularia koleroga* Cooke, *Koleroga noxia* Donk e *Botryobasidium koleroga* (Cooke) Venkatar.] é uma doença endêmica que ocorre durante o período chuvoso (DUARTE et al., 2006). É incitada por um patógeno polífago, comum na região Amazônica, relatado em mais de 50 espécies de plantas (GASPAROTTO; SILVA, 1999).

Em meio de cultura BDA, o fungo produz colônias flocosas, de coloração creme a bege-escura. Em torno de 15 dias de desenvolvimento, é comum observar tufo de micélio gelatinosos e alaranjados. Outra característica típica desse fungo é a formação de grampos de conexão (DUARTE et al., 2006).

Em campo, o patógeno ocorre inicialmente em pequenas porções da copa de plantas isoladas, mas, com o passar do tempo, se generaliza podendo destruir toda a copa, acarretando grandes danos. A infecção pode ser originada de basidiósporos, e sua sobrevivência é favorecida pela produção de escleródios de cor escura (DUARTE et al., 2006).

A doença é facilmente reconhecida pela seca de ramos e folhas, presença de cordões miceliais (Figura 7) formados de hifas anastomosadas com pequenas ramificações laterais, que se desenvolvem sobre as partes afetadas, cujas folhas, mortas, se destacam e ficam pendentes, presas umas as outras por filamentos miceliais. Como medida de controle, recomenda-se a poda dos ramos e galhos afetados e a remoção desse material da área de plantio.



Foto: Luadlr Gasparotto

Figura 7. Micélio e rizomorfas de *Corticium koleroga* em ramo e folha de *Acacia mangium*.

Podridão-do-lenho

A primeira constatação de ocorrência da podridão-do-lenho foi em 1981, em Sabah, em plantas com 33 meses de idade (GIBSON, 1981). As áreas de ocorrência foram as seguintes: região peninsular da Malásia, Indonésia, Papua-Nova Guiné, Índia, Tailândia, Bangladesh e Vietnã (BARRY et al., 2004; BASAK, 1997; LEE, 2002; LEE; ARENTZ, 1997; OLD et al., 2000).

No Brasil, a doença foi constatada no Estado de Roraima, no ano de 2003, em plantios estabelecidos em 1999, após os técnicos da

empresa Ouro Verde Agrossilvipastoril relataram que, desde o ano de 2001, árvores apresentavam sintomas de seca de folhas e galhos situados no terço superior (HALFELD-VIEIRA; NECHET, 2010; HALFELD-VIEIRA et al., 2006). Nessa ocasião, em levantamentos de árvores com sintomas e mortas, detectou-se alta incidência da podridão-do-lenho em áreas de plantio homogêneo, com índices de até 39% (HALFELD-VIEIRA et al., 2006).

Embora não seja considerada impactante na produção de polpa para celulose (GALES, 2002; LEE, 2004), a podridão-do-lenho causa grandes perdas econômicas em volume de madeira, na exploração da *A. mangium* (BARRY, 2002), com índices que chegam a 63,8% (LEE et al., 1988).

Embora seja mais frequente em árvores mais velhas, a doença pode ocorrer em plantas com menos de 44 meses de idade (LEE, 2002). O sintoma mais comum observado no Brasil é o apodrecimento do lenho no sentido vertical, principalmente a partir de ferimentos causados na operação de poda dos ramos, facilmente observado após a remoção da casca (Figura 8). Sintomas também podem ser observados no cerne, onde se verifica uma típica degradação dos tecidos (Figura 9).

Figura 8. Sintoma da podridão-do-lenho em *Acacia mangium*, originado a partir de ferimento causado na operação de poda do ramo, visualizado após remoção parcial da casca.



Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira



Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

Figura 9. Árvore jovem de *Acacia mangium* com sintoma interno da podridão-do-lenho e decomposição do cerne.

Em estádios mais avançado de degradação do lenho, folhas e ramos do terço superior secam, progredindo para morte descendente da árvore.

A podridão-do-lenho é considerada uma enfermidade de etiologia complexa, associada a uma sucessão de eventos que envolvem mais de um agente. Procurando determinar o seu agente causal, Halfeld-Vieira et al. (2006) conseguiram reproduzir os sintomas em plantas inoculadas com um isolado de *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griff. & Maubl., obtido de árvores com sintomas da doença. Entre os fungos isolados, esse foi o único capaz de iniciar um processo de apodrecimento do lenho em plantas jovens quando inoculado artificialmente.

Porém, é comum basidiocarpos de espécies lignocelulolíticas (JESUS et al., 2005) também serem observados parasitando ferimentos de poda que originam áreas com apodrecimento do lenho.

Nesse sentido, Tonini e Halfeld-Vieira (2006) determinaram que as operações de desrama em plantas de *A. mangium* fossem feitas quando os galhos apresentassem pequeno diâmetro. Esses autores verificaram que em plantas que sofreram a primeira desrama aos 8 meses após o plantio, houve cicatrização de todos os ferimentos e formação de uma zona de

reação efetiva. Por sua vez, árvores desramadas aos 13 meses após o plantio não apresentaram oclusão completa dos ferimentos, verificando-se, nesses casos, sintomas iniciais de apodrecimento do lenho.

Outro fator relacionado com a predisposição das plantas de *A. mangium* à podridão-do-lenho é o déficit hídrico. Resultados obtidos por Halfeld-Vieira et al. (2005) mostram que, após períodos de seca prolongados, o número de árvores com sintomas decorrentes da podridão-do-lenho aumentava significativamente.

Portanto, para o seu controle, devem-se considerar os diversos fatores que predispoem as plantas a essa enfermidade. Conforme os dados disponíveis até o momento, recomenda-se:

- a) Plantio da *A. mangium* em locais sem grandes períodos de estresse hídrico e com boas características edafológicas.
- b) Escolha de material genético, com foco em genótipos de maior tolerância às condições de estresse, menor propensão à formação de troncos múltiplos e excessiva ramificação (BARRY et al., 2006).
- c) Efetuar a desrama das plantas até 8 meses após o plantio; pois, quando os ramos são jovens e apresentam diâmetro, há cicatrização de todos os ferimentos e formação de uma zona de reação efetiva, que impede rapidamente a penetração de patógenos.

Referências

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE PRODUTORES DE FLORESTAS PLANTADAS.

Anuário estatístico da ABRAF 2011: ano base 2010. Brasília, DF: ABRAF, 2011. 130 p.

BARRY, K. (Ed.). **Heartrots in plantation hardwoods in Indonesia and Australia.** Canberra: ACIAR, 2002. 40 p. (ACIAR Technical Report, 51e).

BARRY, K. M.; IRIANTO, R. S. B.; SANTOSO, E.; TURJAMAN, M.; WIDYATI, E.; SITEPU, I.; MOHAMMED, C. L. Incidence of heartrot in harvest-age *Acacia mangium* in Indonesia, using a rapid survey method. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 190, p. 273-280, 2004.

BASAK, A. C. Heartrot of *Acacia mangium* in Bangladesh. **Indian Journal of Forestry**, Dehradun, v. 20, p. 61-66, 1997.

DUARTE, M. L. R.; PESSÔA, D. N.; LIMA, W. G.; POLTRONIERI, L. S. **Tolerância de *Koleroga noxia*, agente da queima-do-fio da pimenteira-do-reino, a fungicidas**

cúpricos. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2006. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 56). 21 p.

FERREIRA, F. A. **Patologia florestal**: principais doenças florestais no Brasil. Viçosa: SIF, 1989. 570 p., il.

FERREIRA, F. A.; MILANI, D. **Diagnose visual e controle das doenças abióticas e bióticas do eucalipto no Brasil**. Viçosa: Editora UFV, 2012. 98 p. il. Textos em português e inglês. Título em inglês: Visual diagnosis and control of abiotic and biotic eucalyptus diseases in Brazil

GALES, K. Heartrot in forest plantations-significance to the wood processing industry. In: BARRY, K. (Ed.) **Heartrots in plantation hardwoods in Indonesia and Australia**. Canberra: ACIAR, 2002. p. 18-21. (ACIAR. Technical Report, 51).

GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R. (Ed.). **Doenças da seringueira no Brasil**. 2. ed. rev. e atual. Brasília, DF: Embrapa, 2012. 255 p. il. color.

GASPAROTTO, L.; SILVA, S. E. L. Novos hospedeiros de *Pellicularia koleroga* no estado do Amazonas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 24, n. 3, p. 489, 1999.

GIBSON, I. A. S. **Seed source establishment and tree improvement, Sabah, Malaysia**: forest mycology. Rome: FAO, 1981. 45 p. (FAO; UNDP-MAL/78/009. Consultant's Report, 3).

HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHET, K. L. Doenças da *Acacia mangium* e danos de origem abiótica. In: TONINI, H.; HALFELD-VIEIRA, B. A.; SILVA, S. J. R. (Ed.). **Acacia mangium**: características e seu cultivo em Roraima. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2010. p. 107-117.

HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHET, K. L. First report of powdery mildew of *Acacia mangium* in Brazil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 35, n. 3, p. 237, 2009.

HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHET, K. L. Morte de plântulas de *Acacia mangium* por *Fusarium solani* no Brasil e estudo da sua associação com sementes. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 31, n. 4, p. 383-385, 2005.

HALFELD-VIEIRA, B. A.; MOURÃO JÚNIOR, M.; TONINI, H.; NECHET, K. L. Efeito do déficit hídrico na morte de árvores de *Acacia mangium* em Roraima. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 30, p. 107, 2005. Suplemento.

HALFELD-VIEIRA, B. A.; MOURÃO JÚNIOR, M.; TONINI, H.; NECHET, K. L. Podridão-do-lenho em plantios homogêneos de *Acacia mangium*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 41, n. 4, p. 709-711, 2006.

JESUS, M. A.; HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHET, K. L. Ocorrência de fungos xilófagos em *Acacia mangium* Willd. In: CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA, 56., 2005, Curitiba, PR. **Anais...** Recife: Sociedade Botânica do Brasil, 2005.

JOSIAH, S. J.; ALLEN-REID, D. Important nursery insects and diseases in Haiti and their management. In: MEETING OF IUFRO WORKING PARTY 52.07-09: diseases and insects in forest nurseries, 1., 1990, Victoria. **Proceedings...** Victoria: Pacific Forestry Centre, 1991. p. 51-59. Edited by J. R. Shuterland and S. G. Glover.

LEE, S. S. Diseases and potential threats to *Acacia mangium* plantations in Malaysia. **Unasylva**, Roma, v. 55, p. 31-35, 2004.

LEE, S. S. Overview of the heartrot problem in Acacia- gap analysis and research opportunities. In: BARRY, K. (Ed.). **Heartrots in plantation hardwoods in Indonesia and Australia**. Canberra: CSIRO Publishing, 2002. p. 26-42. (ACIAR. Technical Report, 51e).

LEE, S. S.; ARENTZ, F. A possible link between rainfall and heart rot incidence in *Acacia mangium*? **Journal of Tropical Forest Science**, Kuala Lumpur, v. 9, n. 4, p. 441-448, 1997.

LEE, S. S.; TENG, S. Y.; LIM, M. T.; KADER, R. A. Discoloration and heart rot of *Acacia mangium* Willd: some preliminary results. **Journal of Tropical Forest Science**, Kuala Lumpur, v. 1, n. 2, p. 170-177, 1988.

LUNZ, A. M.; VAZ-DE-MELLO, F. Z.; MONTEIRO, O. M. *Pelidnota filippiniae* Soula, 2009 (Coleoptera: Melolonthidae: Rutelinae): um novo desfolhador de acácia-australiana, *Racosperma mangium* (Willd.) Pedley (Fabaceae), na Amazônia Oriental, Brasil. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 41, n. 3, p. 439-442, 2011.

NELSON, P. E.; TOUSSOUN, T. A.; MARASAS, W. F. O. **Fusarium species: an illustrated manual for identification**. University Park: Pennsylvania State University Press, 1983. 193 p.

OLD, K. M.; LEE, S. S.; SHARMA, J. K.; YUAN, Z. Q. **A manual of diseases of tropical acacias in Australia, South-east Asia and India**. Jakarta: Center for International Forestry Research, 2000. 104 p.

RODRÍGUEZ PETIT, A.; CLAVERO, T.; RAZZ, R. Efecto de la altura y la frecuencia de poda en la producción de materia seca de *Acacia mangium* Willd. **Revista Forestal Centroamericana**, Turrialba, n. 35, p. 38-40, 2001.

SIMÕES, S. M. O.; ZILLI, J. E.; COSTA, M. C. G.; TONINI, H.; BALIEIRO, F. C. Carbono orgânico e biomassa microbiana do solo em plantios de *Acacia mangium* no Cerrado de Roraima. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 40, n. 1, p. 23-30, 2010.

SOUZA, C. R.; AZEVEDO, C. P.; LIMA, R. M.; ROSSI, L. M. B. Comportamento de espécies florestais em plantios a pleno sol e em faixas de enriquecimento de capoeira na Amazônia. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 40, n. 1, p. 127-134, 2010.

TONINI, H.; HALFELD-VIEIRA, B. A. Desrama, crescimento e predisposição à podridão-do-lenho em *Acacia mangium*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 41, n. 7, p. 1077-1082, 2006.

TONINI, H.; HALFELD-VIEIRA, B. A.; SILVA, S. J. R. ***Acacia mangium*: características e seu cultivo em Roraima**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2010. 145 p.

Capítulo 2

Doenças da castanheira-do-brasil

*Ruth Linda Benchimol
Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira
Eudes de Arruda Carvalho
Noemi Vianna Martins Leão*

A castanheira-do-brasil (*Bertholletia excelsa* H. B. K.), também chamada de castanheira-do-pará e castanheira-da-amazônia, é uma das árvores mais nobres e valiosas da Amazônia Ocidental. Atualmente, é o produto vegetal extraído mais importante da Amazônia em valor ecológico, social, econômico e alimentar (SILVA et al., 2011). É uma das maiores árvores da Amazônia, chegando a atingir até 50 m de altura e 2 m de diâmetro do tronco. É uma árvore de beleza singular, emergente, do dossel superior da floresta, mas não tem sapopemas. Há registros de sua ocorrência em toda a Região Amazônica, com maior concentração no planalto do Baixo Amazonas, Alto Tocantins e Alto Moju, além de terras altas no Rio Jari, região norte do Pará. Destaca-se como uma das espécies mais importantes da região e das mais exploradas pelas comunidades extrativistas. É usada em reflorestamento homogêneo ou em sistemas agroflorestais, também conhecido como SAFs. Experimentos desenvolvidos pela Embrapa Amazônia Oriental, em Belém, PA, têm demonstrado que, ao lado de outras essências florestais, a castanheira-do-brasil é excelente alternativa para o reflorestamento de áreas alteradas de pastagens ou de cultivos anuais.

As castanhas contêm 18% de proteína, 13% de carboidratos e 69% de gordura (SMITH et al., 1992, citados por LORENZI; ABREU, 2002) e são muito apreciadas em vários países. Do ponto de vista nutricional, as castanhas são ricas em selênio e, por essa propriedade, são consideradas antioxidantes, além de serem também uma boa fonte de magnésio e tiamina (CHANG et al., 1995). Seu óleo é usado como hidratante da pele; e o chá da casca, para o tratamento do fígado. A infusão de suas sementes é utilizada como auxiliar no combate a problemas estomacais (LORENZI; ABREU, 2002).

A madeira tem grande aproveitamento na construção civil, em tábuas para assoalhos e paredes, painéis decorativos, forros e compensados (SILVA; LEÃO, 2006). Atualmente, a exploração madeireira dessa espécie é proibida por lei, em razão da predominância de seu uso para extrativismo (produção dos frutos).

Pesquisas desenvolvidas pela Embrapa Amazônia Oriental, em Belterra, PA, na Floresta Nacional do Tapajós, evidenciaram o período de disseminação da espécie entre os meses de janeiro e março, que coincide com a época de maior precipitação pluviométrica na região (LEÃO; CARVALHO, 2001). Plantios realizados nessa mesma região indicaram a castanheira-do-brasil como uma das espécies promissoras para programas

de reflorestamento na Amazônia. Sua produção de frutos inicia-se antes de completar 10 anos em plantios estabelecidos com mudas sem enxertia (YARED et al., 1980). Experiências em Curuá-Una, PA, evidenciaram 95% de sobrevivência, e o incremento médio anual é igual a 0,98 m na altura e 1,25 cm no diâmetro do caule (PRODEPEF, 1976).

Ao longo dos anos, não há registro de doenças que prejudiquem significativamente o desenvolvimento e a produção da castanheira-do-brasil. Esse fato pode ser explicado, em parte, pelo caráter mais extrativista do que pelo cultivo racional dos castanhais amazônicos, visto que as árvores exploradas estão dispersas na floresta nativa e, embora sejam encontradas em aglomerados, o adensamento é menor do que nos plantios comerciais. A implantação desses cultivos comerciais propiciou o aparecimento de fitopatógenos não detectados, até então, nos castanhais nativos.

Mancha-parda-das-folhas

É a principal doença da castanheira-do-brasil. Foi detectada em 1960 em pequenos plantios localizados nos municípios de Belém, Capitão Poço, Tailândia e Tomé-Açu, no Estado do Pará (ALBUQUERQUE, 1960) e, bem mais tarde, nos estados do Amazonas (ASSIS, 2006) e de Roraima (HALFELD-VIEIRA; NECHET, 2009, 2010).

O agente causal da doença, descrito como *Cercospora bertholletiae* Albuq., foi reclassificado como *Pseudocercospora bertholletiae* (Albuq.) Braun & Freire (BRAUN; FREIRE, 2004). O patógeno produz estroma subepidérmico marrom, com 10 µm a 30 µm de diâmetro, erumpente através da cutícula (Figura 1). Os conidióforos surgem do estroma em fascículos, não ramificados, lisos, eretos, ocasionalmente decumbentes, de cor olivácea a amarronzada e geniculados; medem de 10 µm a 50 µm x 2 µm a 5 µm e possuem de um a três septos e lócus conidiogênico inconspícuo (Figura 2). Os conídios são solitários, lisos, obclavados, oliváceos, gutulados; medem de 25 µm a 80 µm x 2,5 µm a 4 µm e possuem de três a oito septos, ápice subagudo, base obcônica truncada com 1,5 µm a 2 µm de diâmetro e hilo inconspícuo e claro (Figura 3).

Os sintomas iniciais dessa doença são caracterizados por pontuações amarelas nas faces adaxial e abaxial das folhas, as quais progridem para lesões necróticas de tamanho que variam entre 0,5 cm e 1,0 cm, de coloração marrom-pardacenta, circundadas por halo clorótico. Essas

Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

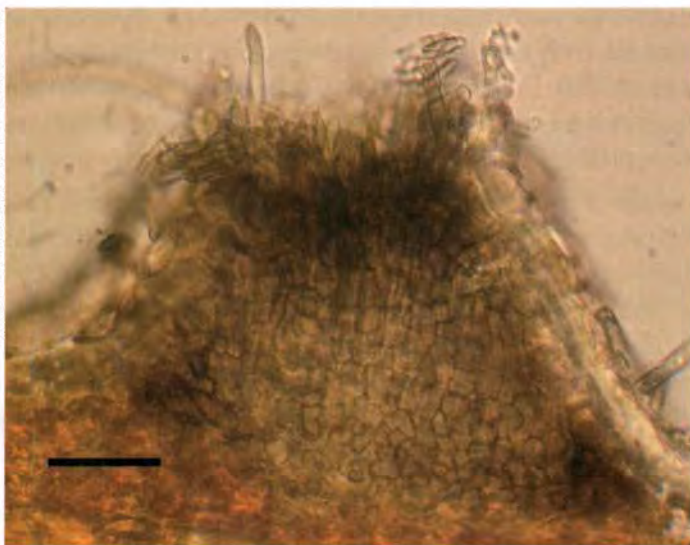


Figura 1. Estroma subepidérmico e erupente de *Pseudocercospora bertholletiae* em folha de *Bertholletia excelsa*. Barra = 20 μm .

Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

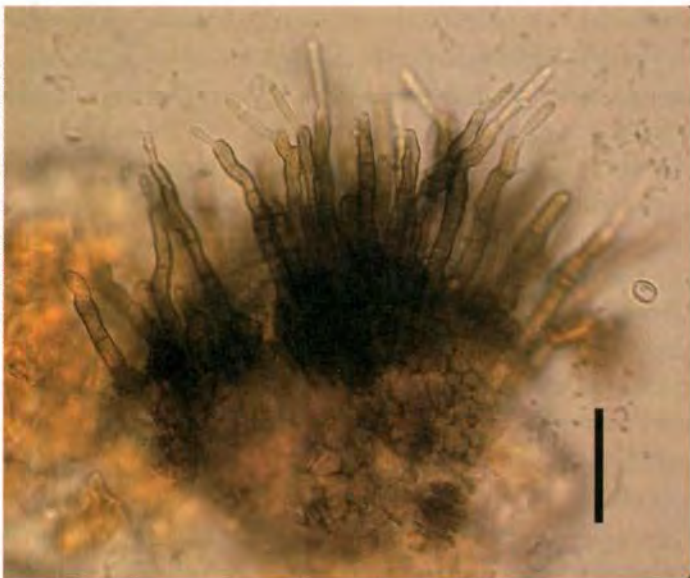


Figura 2. Conidióforos de *Pseudocercospora bertholletiae* com células conidiogênicas inconspícuas. Barra = 20 μm .

lesões podem ser isoladas ou coalescentes e distribuem-se ao longo de todo o limbo foliar (Figura 4).

Figura 3. Conídios de *Pseudocercospora bertholletiae* com base truncada, obcônica e hilo inconspícuo. Barra = 20 μm .



Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira



Foto: Bernardo de Almeida Halfeld-Vieira

Figura 4. Sintomas da mancha-parda em folhas da castanheira-do-brasil, causados por *Pseudocercospora bertholletiae*.

Pelo fato de atacar as folhas maduras e, por conseguinte, não provocar a queda de folhas jovens, essa doença não tem causado maiores danos econômicos à produção da castanheira. Esse fato é corroborado pela baixa correlação entre severidade da doença e desfolha em plantas monitoradas em condições de campo (HALFELD-VIEIRA et al., 2010). Até o presente momento, não houve necessidade de efetuar o seu controle.

A principal recomendação para redução da incidência da doença é a manutenção das plantas bem vigorosas, com a aplicação adequada de fertilizantes. A adubação dessa planta deve ser feita na cova no momento do plantio, e em cobertura no período de 50 a 60 dias após o plantio. No segundo ano, as aplicações devem ser parceladas em dois períodos: no início e final do período chuvoso.

Requeima das folhas e morte dos enxertos

Essa doença, cujo agente etiológico é o fungo *Phytophthora heveae* Thompson, foi constatada em mudas plantadas em viveiros adensados a céu aberto, onde causou a requeima de folhas e de ramos, bem como a morte de enxertos de plantas mais desenvolvidas. De modo geral, não tem sido detectada a requeima das folhas em porta-enxertos formados sob condições de campo, no espaçamento definitivo de plantio, ou em sacolas plásticas, sob condições de telado, ou ainda em mudas enxertadas em épocas mais secas do ano (ALBUQUERQUE et al., 1972, 1974; NASCIMENTO et al., 2010).

Quando a doença atinge ramos tenros no início de seu desenvolvimento, os sintomas manifestam-se com a queima e a morte rápida dos tecidos afetados. Quando as folhas são atingidas em estágio muito jovem, morrem com o limbo ainda enrolado. Em folhas mais maduras, surgem lesões escuras, de aspecto oleoso, que necrosam e adquirem coloração parda. O tamanho das lesões pode atingir até 3 cm de diâmetro, mas pode variar de acordo com o estágio fenológico do tecido afetado (Figura 5).

Para minimizar a incidência da doença, recomenda-se efetuar o manejo fitotécnico adequado das mudas no viveiro. É indicado ainda manter as mudas em condições nutricionais adequadas, evitar o sombreamento e o adensamento excessivo das plantas, com o objetivo de reduzir a propagação de inóculo pelo contato entre as folhas, além de propiciar condições climáticas menos favoráveis ao desenvolvimento do patógeno. O escape também é uma medida de prevenção, evitando-se a enxertia

nas épocas mais úmidas do ano em áreas de alta incidência da doença. Não há registro de produtos químicos específicos para o controle de *P. heveae* na cultura da castanheira-do-brasil.



Foto: Luadir Gasparotto

Figura 5. Sintomas de requeima das folhas da castanheira-do-brasil, causados por *Phytophthora heveae*.

Podridão das castanhas

Entre os fitopatógenos que podem atacar as castanhas, os de maior importância econômica são os fungos *Aspergillus flavus* Link ex Graye e *A. parasiticus* Speare, produtores de aflatoxinas (AINSWORTH, 1971). Produzidas principalmente pelo fungo *A. flavus*, em sementes e castanhas, as aflatoxinas são micotoxinas, com ação carcinogênica, e são tóxicas para os seres humanos e animais. Esses fungos se desenvolvem sobre as castanhas quando o período entre a queda dos frutos (denominados ouriços na região Norte) e a coleta é grande e/ou quando as condições de armazenamento dos ouriços ou das castanhas são inadequadas, favorecendo a proliferação desses patógenos habitantes naturais do solo, em razão da umidade excessiva (ALBUQUERQUE, 1999).

As castanhas contaminadas por fungos do gênero *Aspergillus* apresentam as superfícies externa e interna da casca recobertas parcial ou totalmente por estruturas (micélio e conídios) do patógeno, de coloração esbranquiçada, creme ou amarelada (Figura 6). O fungo esporula no

interior da castanha e coloniza os tecidos, e isso causa o apodrecimento da amêndoa, que apresenta coloração esbranquiçada, esverdeada ou amarelada (Figura 7), não podendo, nesse caso, ser usada na alimentação humana e/ou animal. A coloração escura no interior das castanhas também indica a presença dos patógenos.



Foto: Felipe Santos da Rosa

Figura 6. Lote de castanhas contaminadas por *Aspergillus* spp.

Foto: Felipe Santos da Rosa



A



B

Figura 7. Amêndoas com podridão causada por *Aspergillus* spp. (A); amêndoas isentas de contaminação na parte superior e contaminadas na parte inferior (B).

Após a queda dos ouriços, a coleta deve ser feita durante a safra, com pequenos intervalos entre uma coleta e outra, de modo que não fiquem em contato com o solo por longos períodos; pois os patógenos são habitantes do solo e/ou decompositores de restos vegetais.

Além da importância da intensidade de contaminação das castanhas, o armazenamento e o transporte são críticos. Na armazenagem, dependendo de como for conduzida, haverá maior ou menor possibilidade do desenvolvimento dos fungos e consequente produção de aflatoxinas. Teores de umidade acima de 16% e temperaturas entre 27 °C e 30 °C favorecem o crescimento dos patógenos em questão.

A correta aplicação das Boas Práticas Agrícolas (BPA) de pré-colheita, colheita e pós-colheita dos ouriços, seguindo os princípios do sistema APPCC (Análise de Perigos e Pontos Críticos de Controle), é fundamental para a produção e manutenção de castanhas-do-brasil livres dos perigos biológicos, químicos e físicos na produção do “alimento seguro da floresta à mesa”. A seguir, são enumerados vários cuidados de BPAs que devem ser adotados, desde a pré-colheita até a comercialização, para assegurar a obtenção de castanhas livres de aflatoxinas (BRASIL, 2010; VALOIS, 2003):

- a) Antes do início da queda dos ouriços, deve-se roçar e limpar pelo menos a área de projeção da copa das árvores selecionadas para a coleta da produção.
- b) No período de coleta, deve-se deixar no local cerca de 5% dos frutos da safra atual, para assegurar a perpetuação da espécie e a alimentação da fauna (FAUSTINO, 2012).
- c) A frequência de coleta dos frutos deve ser alta, no menor intervalo de tempo possível. Não se devem coletar ouriços de safras anteriores. Os fungos, causadores da podridão e de aflatoxinas, são habitantes do solo e decompositores de restos vegetais. A coleta frequente reduz o tempo de exposição dos ouriços às fontes de inóculo e evita também a exposição do fruto à ação de outros microrganismos, animais silvestres e insetos, e fatores abióticos, como elevada umidade e temperatura, que levam à perda gradativa da qualidade das castanhas.
- d) Não se devem amontoar os ouriços no local de coleta. Se não for possível transportá-los imediatamente do local de coleta para o de retirada das castanhas, os ouriços devem ser colocados sobre jiraus, que podem ser construídos com materiais rústicos, com o umbigo (opérculo) voltado para baixo, para reduzir a penetração de água e minimizar a infestação dos fungos causadores de podridão.

- e) A remoção das castanhas dos ouriços deve ser realizada, logo após a coleta, em local protegido de chuva e livre de lama. Ao quebrar os ouriços, deve-se evitar que as castanhas sejam danificadas.
- f) As castanhas inteiras devem ser separadas das danificadas (cortadas). Os restos de cascas, umbigos e castanhas com podridão, e as danificadas por animais, devem ser removidos.
- g) As castanhas selecionadas devem ser lavadas, de preferência com água corrente, e, concomitantemente, retiram-se as castanhas que boiarem. A seguir, as castanhas devem ser colocadas para secar e, logo após, armazenadas em local protegido, arejado e com estrutura que impeça o acesso de animais, como aves e roedores. As embalagens com as castanhas devem ser colocadas sobre estrados de madeira com cerca de 1 m acima do piso, que deve ser impermeável. As cascas dos ouriços podem ser utilizadas na confecção de artesanatos, na produção de energia ou descartadas em local distante dos locais de coleta dos ouriços.
- h) As castanhas selecionadas podem ser armazenadas a granel ou ensacadas. Deve-se evitar acondicioná-las em outros recipientes que favoreçam o acúmulo de umidade e a elevação da temperatura. Não se deve armazená-las em ambiente escuro e deve-se coibir a prática de molhar as castanhas antes da comercialização com o intuito de aumentar o peso; pois isso favorece o desenvolvimento dos fungos e, conseqüentemente, a contaminação com aflatoxinas.
- i) Após a comercialização das castanhas, deve-se efetuar a limpeza do local de armazenamento para receber a produção da safra vindoura.

Outras doenças

A ocorrência de uma mancha foliar causada pelo fungo *Clasterosporium* sp. foi registrada em Porto Velho, RO, sem, no entanto, mencionar os sintomas e a extensão dos danos provocados pelo patógeno às folhas da castanheira-do-brasil (FERNANDES et al., 2007).

Referências

AINSWORTH, G. C. **Dictionary of the fungi**. Kew: Commonwealth Mycological Institute, 1971.

ALBUQUERQUE, F. C. Doenças da cultura da castanha-do-brasil. In: DUARTE, M. L. R. (Ed.). **Doenças de plantas no trópico úmido brasileiro**: I- Plantas industriais. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 1999. p. 25-31.

ALBUQUERQUE, F. C. **Mancha parda das folhas da castanha-do-pará causada por uma espécie de fungo**. Belém: IAN, 1960. 33 p. (Boletim Técnico, 40).

ALBUQUERQUE, F. C.; DUARTE, M. L. R.; SILVA, G. R. M.; SILVA, H. M. **Morte de enxertos de castanha-do-pará**. Belém: IPEAN, 1972. 6 p. (IPEAN. Comunicado, 35).

ALBUQUERQUE, F. C.; DUARTE, M. L. R.; SILVA, G. R. M.; SILVA, H. M. Requeima das folhas da castanha-do-pará (*Bertholletia excelsa*) causada por *Phytophthora hevea*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 9, n. 1, p. 101-105, 1974.

ASSIS, L. A. G. **Doenças fúngicas em espécies florestais nativas da Amazônia Central**. 2006. 46 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Amazonas, Manaus.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 11 de 22 de março de 2010. Estabelece critérios e procedimentos para o controle higiênico-sanitário da castanha-do-brasil e seus subprodutos, destinados ao consumo humano. **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 23 mar. 2010.

BRAUN, U.; FREIRE, F. C. O. Some cercosporoid hyphomycetes from Brazil: **III. Cryptogamie Mycologie**, Paris, v. 25, n. 3, p. 221-244, 2004.

CHANG, J. C.; WALTER, H. G.; CHARLOTTE, M. R.; DONALD, J. L. Selenium content of Brazil nuts from two geographic locations in Brazil. **Chemosphere**, Oxford, v. 30, n. 4, p. 801-802, 1995.

FAUSTINO, C. L. **Dispersão primária e secundária de *Bertholletia excelsa* Bonpl. (Lecythidaceae) como subsídio para o manejo da espécie**. 2012. 51 f. Tese (Mestrado em Ecologia e Manejo de Recursos Naturais). Universidade Federal do Acre, Rio Branco, AC.

FERNANDES, C. F.; VIEIRA JÚNIOR, J. R.; SILVA, D. S. G. **Fitopatógenos associados a culturas em Porto Velho, Rondônia**. Porto Velho: Embrapa Rondônia, 2007. 5 p. (Circular Técnica, 97).

- HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHET, K. L. Índice ilustrado de doenças de plantas no estado de Roraima. Boa Vista: Embrapa Roraima, 2010. 62 p.
- HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHET, K. L. Ocorrência da mancha parda da castanheira-do-brasil no estado de Roraima. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 34, p. 170, 2009. Suplemento.
- HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHET, K. L.; SOUZA, G. R. Influência da mancha-parda da castanheira-do-brasil na desfolha de árvores. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 34, p. S125, 2010. Suplemento.
- LEÃO, N. V. M.; CARVALHO, J. O. P. Fenologia reprodutiva de 25 espécies arbóreas da Amazônia Oriental. In: SILVA, J. N. M. (Org.). **A Silvicultura na Amazônia Oriental: contribuições do projeto Embrapa/DFID**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2001. v. 1, p. 117-128.
- LORENZI, H. M.; ABREU, F. J. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas cultivadas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002. 512 p.
- NASCIMENTO, W. M. O. do; CARVALHO, J. E. U. de; MÜLLER, C. H. **Castanha-do-brasil**. Jaboticabal: Funep, 2010. 41 p. (Série Frutas Nativas, 8).
- PRODEPEF. **Programação técnica**. Brasília, DF, Centro de Pesquisas Florestais da Amazônia, 1976. (PRODEPEF, 9).
- SILVA, R. F.; ASCHERI, J. L. R.; LEITE, J. M. **Os benefícios da castanha-do-pará: castanha-do-brasil**. 2011. Disponível em: <<http://anabolismo.or./2011/07/os-beneficios-da-castanha-do-para/>>. Acesso: 6 mar. 2013.
- SILVA, S.; LEÃO, N. V. M. **Árvores da Amazônia**. São Paulo: Empresa das Artes, 2006. v. 1, 243 p.
- VALOIS, A. C. C. **Aflatoxinas: um perigo que pode estar na castanha-do-brasil**. 2003. Disponível em: <<http://www.fdb.org.br/?pg=artigos,exibir&cd=32>>. Acesso em: 10 out. 2011.
- YARED, J. A. G.; CARPANEZZI, A. A.; CARVALHO FILHO, A. P. **Ensaio de espécies no plantio do Tapajós**. Belém: Embrapa-CPATU, 1980. (Boletim de Pesquisa, 11).

Capítulo 3

Doenças do jatobá, oiti, pau-rosa e pau-de-balsa

Luiz Alberto Guimarães de Assis
Rogério Eiji Hanada
Rosalee Albuquerque Coelho Netto
Luadir Gasparotto

Na Amazônia, nas últimas décadas algumas espécies florestais estão sendo exploradas comercialmente ou cultivadas para recuperar áreas degradadas ou usadas na arborização de avenidas, jardins e parques. Dentro desse contexto, algumas doenças têm causado prejuízos, a exemplo do oiti no Amazonas, plantado para arborizar avenidas, jardins e parques, cujas mudas e árvores são afetadas por uma ferrugem.

Basicamente as doenças em essências florestais são causadas por fungos, raramente por outros fitopatógenos. As espécies abordadas neste capítulo não são exploradas em cultivos comerciais, e sim plantadas esparsamente em áreas rurais ou utilizadas na arborização das cidades.

No entanto, com o novo código florestal, os proprietários rurais terão de manter a reserva legal e a área de preservação permanente (APP) em seus imóveis. Os que optarem por cultivar essas espécies poderão enfrentar problemas fitossanitários, principalmente os viveiristas.

Neste capítulo, são relatadas doenças em jatobá (*Hymenaea* spp.), oiti [*Licania tomentosa* (Benth.) Fritsch], pau-rosa (*Aniba rosaeodora* Ducke) e pau-de-balsa [*Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lam.) Urb.]. O jatobá e o pau-de-balsa têm sido explorados de forma extrativista por causa do valor econômico de sua madeira. No que se refere ao pau-rosa, sua exploração se deve à extração de linalol para produção de cosméticos. O oiti, por sua vez, é utilizado na arborização de várias cidades do norte do País. As doenças que afetam essas espécies não têm causado danos expressivos, exceto a ferrugem-do-oiti, e não tem sido necessária a adoção de medidas de controle.

Jatobá

Há pelo menos 13 espécies do gênero *Hymenaea*, conhecidas popularmente como jatobá. *Hymenaea courbaril* L.; *H. stilbocarpa* (Hayne) Lee. et Lang. e *H. stigonocarpa* Mart. são as mais conhecidas (BRAGA, 1976; RIZZINI, 1971). As espécies pertencem à família Fabaceae; subfamília Caesalpinioideae; tribo Detarieae. São árvores de grande porte que atingem até 40 m de altura e o tronco até 2 m de diâmetro. O tronco é cilíndrico e reto e a copa frondosa, semidecídua e heliófila ou esciófila, característica da floresta latifoliada semidecídua (CAVALCANTE, 1996; LORENZI, 1992). São espécies originárias da América Central e das Antilhas. No Brasil, ocorrem em quase todas as regiões, com distribuição uniforme na Amazônia, onde são encontradas dispersas nas matas de terra

firme, frequentemente em solos argilosos e em várzeas altas. Também podem ser encontradas nos campos e capoeirões onde os indivíduos atingem proporções menores (CAVALCANTE, 1996; LOUREIRO et al., 1979).

Embora seu fruto seja comestível, o jatobá é, sobretudo, fornecedor de outros produtos de maior importância, como a resina, utilizada na indústria de vernizes, e a madeira, dura, de cor vermelho-pardacenta, usada para mourões, esteios e portais (CAVALCANTE, 1996). Tradicionalmente, jatobás são deixados nos pastos para sombreamento, servindo também para a formação de cercas vivas. São usados ainda como lenha para produção de agroenergia, na medicina caseira, na arborização de parques e jardins e como pasto apícola (CARVALHO, 1994).

Em virtude do potencial comercial da madeira e da resina, o jatobá tornou-se uma alternativa de cultivo para o pequeno agricultor, o qual pode ser adequado para cultivo em monocultura, em sistemas agroflorestais e para áreas sob manejo florestal. Assim, uma análise econômica, com base no valor da madeira ou da resina no mercado consumidor, definirá o sistema de cultivo a ser adotado, visando à produção de madeira ou de resina (FERREIRA; SAMPAIO, 2000).

A madeira de *H. courbaril* apresenta resistência moderada a ataques de fungos que causam apodrecimento e é altamente resistente a ataques de cupins. O alburno é fácil de tratar com produtos químicos, porém o cerne demonstrou ser refratário à impregnação de preservativos hidrossolúveis (VASCONCELOS et al., 2001). Já a madeira de *H. stilbocarpa*, em ensaios de laboratório, apresenta resistência de moderada a alta ao ataque de organismos xilófagos e, quando submetida à impregnação sob pressão, é pouco permeável a soluções preservantes (MAINIERI; CHIMELO, 1989).

Mancha-das-folhas

A mancha-das-folhas, causada pelo fungo *Erythrogloeum hymenaeae* Frag. & Cif. ex Petrak, é a doença mais importante que afeta o jatobá. Ferreira et al. (1992) relataram a ocorrência da doença nas espécies *H. courbaril*, *H. stilbocarpa* e *H. stigonocarpa* na República Dominicana, na Costa Rica e nos estados do Pará, Maranhão, Espírito Santo e Minas Gerais e no Distrito Federal. Em Minas Gerais, esse patógeno causa manchas foliares e intensa queda de folíolos jovens em árvores adultas de *H. stilbocarpa* e lesões em folhas cotiledonares, em porções apicais de

hastes de mudas novas e de brotações, no período chuvoso (FERREIRA et al., 1992).

As manchas são irregulares e variam de circular a alongada. A coloração é marrom, com centro mais claro e bordos marrom-escuros. Cada folíolo possui numerosas manchas, que podem coalescer e formar áreas maiores de tecido necrosado (Figura 1). Atingem principalmente as folhas jovens, causando-lhes a queda.

Foto: Luiz Alberto Assis



Figura 1. Folhas de jatobá com manchas lesionadas causadas por *Erythrogloeum hymenaeae*.

A frutificação do fungo consiste de uma massa de conídios de coloração creme, visível sobre as lesões com auxílio de um microscópio estereoscópico, principalmente depois de submeter as folhas às condições de câmara úmida. O isolamento é efetuado com a transferência de conídios das lesões para placas de Petri com meio de cultura. Colônias do fungo cultivado em meio de cultura BDA apresentam coloração marrom e crescimento lento, cerca de 2 cm a 3 cm de diâmetro após um mês de cultivo. Sob microscópio óptico podem ser observadas células conidiogênicas enteroblásticas, de 5 μm a 10 μm x 2,5 μm a 5,0 μm , que produzem conídios ovais, hialinos, unicelulares, pequenos, que medem de 4 μm a 9 μm x 1,5 μm a 4 μm , com e sem gutulações (ASSIS et al., 2010; FERREIRA et al., 1992).

Mancha-de-*Phomopsis*

A mancha-de-*Phomopsis*, causada pelo fungo *Phomopsis* sp., foi detectada pela primeira vez no Brasil em plantas de *H. stigonocarpa*, com aproximadamente 10 anos de idade, em Planaltina, DF (CHARCHAR et al., 2003). O patógeno causa lesões foliares necróticas, arredondadas, de tamanho variado e coloração marrom-clara, e estreita borda marrom-escura. A distribuição das lesões não é uniforme sobre o limbo foliar e, da mesma forma, a distribuição de folhas infectadas na planta. Em meio de cultura BDA, o fungo produz conídios hialinos, unicelulares e de dois tipos: α conídios – com dimensões de 5 μm a 8,75 μm x 2,5 μm , forma elipsoide para ovoide; e β conídios – com dimensões de 15 μm a 27,5 μm x 1,25 μm , filiforme, em que a maioria apresentava curvatura em uma das extremidades (CHARCHAR et al., 2003).

Mancha-de-*Pestalotiopsis*

A doença, causada pelo fungo *Pestalotiopsis* sp., foi detectada em folhas de jatobá em um plantio jovem no Município de Presidente Figueiredo, AM (ASSIS et al., 2010). Os sintomas caracterizam-se por manchas foliares necróticas, circulares, de coloração palha a marrom, com bordas mais escuras bem definidas, medindo de 0,5 cm a 1 cm de diâmetro, distribuídas principalmente na região próxima à nervura central do folíolo (Figura 2). Cultivado em meio de cultura BDA, *Pestalotiopsis* sp. produziu colônias com micélio branco, imerso, com profusão de massas negras de conídios fusiformes, levemente curvados, com quatro septos, células

Figura 2. Manchas foliares causadas por *Pestalotiopsis* sp. em folha de jatobá.



Foto: Luiz Alberto Assis

basais hialinas e as medianas de coloração marrom-castanha, com um a três apêndices (maioria três), com dimensões de $18\ \mu\text{m}$ a $26\ \mu\text{m}$ x $4\ \mu\text{m}$ a $6\ \mu\text{m}$.

Antracnose

A doença, causada por *Colletotrichum* sp., foi detectada em um plantio jovem de jatobá no Município de Presidente Figueiredo, AM (ASSIS et al., 2010). Os sintomas iniciais surgem nas folhas, sob forma de pequenos pontos necróticos, que progridem para pequenas manchas irregulares com até 3 mm de diâmetro, de coloração marrom e centro mais escuro. Numerosas pontuações ocorrem em todo o limbo, as quais podem coalescer (Figura 3). Cultivado em meio de cultura, *Colletotrichum* sp. produziu micélio aéreo, cotonoso, de crescimento moderado, com coloração inicialmente branco-cinza e posteriormente escura, com profusão de massas róseas de conídios cilíndricos, obtusos, hialinos, unicelulares, com dimensões de $11\ \mu\text{m}$ a $23\ \mu\text{m}$ x $4\ \mu\text{m}$ a $6\ \mu\text{m}$, apressórios ligeiramente irregulares, com dimensões de $6\ \mu\text{m}$ a $15\ \mu\text{m}$ x $5\ \mu\text{m}$ a $8\ \mu\text{m}$.



Foto: Luiz Alberto Assis

Figura 3. Folhas de jatobá com sintomas de antracnose, causados por *Colletotrichum* sp.

Fuligens

Três tipos de fuligem foram relatados em jatobá no Estado do Amazonas (ASSIS et al., 2010):

- a) Fuligem causada por *Asterina* sp. – forma uma manta negra, de fácil remoção do tecido foliar, e recobre a maior parte de ambas as superfícies dos folíolos (Figura 4A). Sobre as folhas, o fungo produz hifas sub-retas, ramificadas em ângulo de aproximadamente 45°, com hifopódios mucronados, unicelulares, alternos e unilaterais; ascomas com margens fimbriadas, orbiculares-dimidiados, aplanados de parede superior radiada, sem ostíolo, abrindo-se irregularmente na maturidade por fendilhamento da parede superior; ascósporos com um septo, com dimensões de 14 µm a 23 µm x 2,5 µm a 3,75 µm.
- b) Fuligem causada por *Amazonia* sp. – apresenta coloração que varia de cinza a negra, aveludada, circular, de tamanho variado, formando uma manta escura na superfície adaxial dos folíolos (Figura 4B). Sobre as folhas, o patógeno produz hifas sub-retas, septadas, castanhas, ramificadas em ângulo de aproximadamente 45°, hifopódios capitados, antrorsos, unilaterais e alternos; ascomas dimidiado-orbiculares, radiados, de margens inteiras, não ostioladas; ascósporos achatados, castanhos, com quatro septos, constrictos nos septos, com dimensões de 45 µm a 52,5 µm x 20 µm a 32,5 µm.
- c) Fuligem causada por *Meliola* sp. – apresenta coloração negra, aveludada, circular, de tamanho variado. Distribuída na superfície adaxial e de fácil remoção do tecido foliar (Figura 4C). Sobre as folhas, o parasita produz hifas de coloração castanha, levemente flexuosas, septadas, ramificadas em ângulos de aproximadamente 45°, com hifopódios capitados, unilaterais e alternos, célula apical levemente lobada; ascósporos oblongos, castanhos, quatro septos, levemente constrictos, de polos rotundos, com dimensões de 32 µm a 40 µm x 15 µm a 17,5 µm.

Ferrugem

A ferrugem, causada por *Crossopsora hymenaeae* Dianese, Buri-ticá & Hennen, foi descrita após a fase telial ser encontrada no Cerrado brasileiro (DIANESE et al., 1994). Até então, a ferrugem tinha sido relatada em folhas de várias espécies de *Hymenae* no neotrópico, como *Uredo hymenaeae*. Os sintomas da infecção são caracterizados por pequenas pústulas de coloração avermelhada, localizadas, principalmente, na face abaxial do limbo foliar.

Foto: Luiz Alberto Assis



Figura 4. Fuligens foliares em folhas de jatobá, causadas pelos fungos *Asterina* sp. (A), *Amazonia* sp. (B) e *Meliola* sp. (C).

Espermagônios e eciossoros ainda não foram relatados. As uredínias do fungo são formadas na face abaxial da folha, poucas e dispersas, com diâmetro de 0,10 mm a 0,15 mm e coloração que varia de castanha a avermelhada. Os urediniósporos pedicelados são abovoides, marrom-dourados, medem de 23 μ m a 39 μ m x 13 μ m a 19 μ m e possuem de dois a três poros germinativos supraequatoriais. As télias são formadas nos soros urediniais velhos, cujos teliósporos secos emergem através de abertura de poros, com elevada aderência e presença de paráfises periféricas semi-internas. Teliósporos são formados em coluna com tamanho variável, de 27 μ m a 36 μ m x 8 μ m a 12 μ m (os menores) e de 40 μ m a 56 μ m x 5 μ m a 9 μ m (os maiores); geralmente são cilíndricos, com poro germinativo na metade superior do esporo, parede de cor amarelo-pálida a marrom, lisos ou raramente verrucosos (DIANESE et al., 1994).

Oiti

O oiti [*Licania tomentosa* (Benth.) Fritsch], também chamado de oiti-cagão, oiti-da-praia, guaili e oiti-mirim, pertence à família Chrysobalanaceae. Espécie típica da vegetação brasileira, essa árvore encontra-se em abundância desde Pernambuco até o norte do Espírito Santo e o Vale do Rio Doce, no Estado de Minas Gerais, em especial nas áreas ocupadas pela Floresta Atlântica. É procedente das restingas costeiras do Nordeste do Brasil (PRANCE; SILVA, 1975).

É uma árvore frondosa com folhagem densa e perene e de tronco esguio, com 30 cm a 50 cm de diâmetro e altura de até 15 m. As flores são inexpressivas, mas as folhas, quando novas, formam uma copa esbranquiçada que lhe conferem interesse ornamental. Os frutos são comestíveis, possuem polpa pegajosa, amarela e cheiro pouco agradável, com sementes ricas em óleo e muito procuradas pela fauna. A madeira do oiti é pesada, dura, resistente e de longa durabilidade, usada para postes, estacas, dormentes e construções civis.

Muito rústico, o oiti possui sistema radicular pouco agressivo e resiste bem à poluição do ar, fornece ótima sombra por causa de sua copa frondosa, por isso é muito utilizado para arborização urbana, e se sobressai entre as espécies usadas com essa finalidade. Muitos municípios da região amazônica e do Nordeste a utilizam com fins paisagísticos em razão de sua larga copa, que produz muita sombra. Além disso, a árvore é pouco sensível a podas.

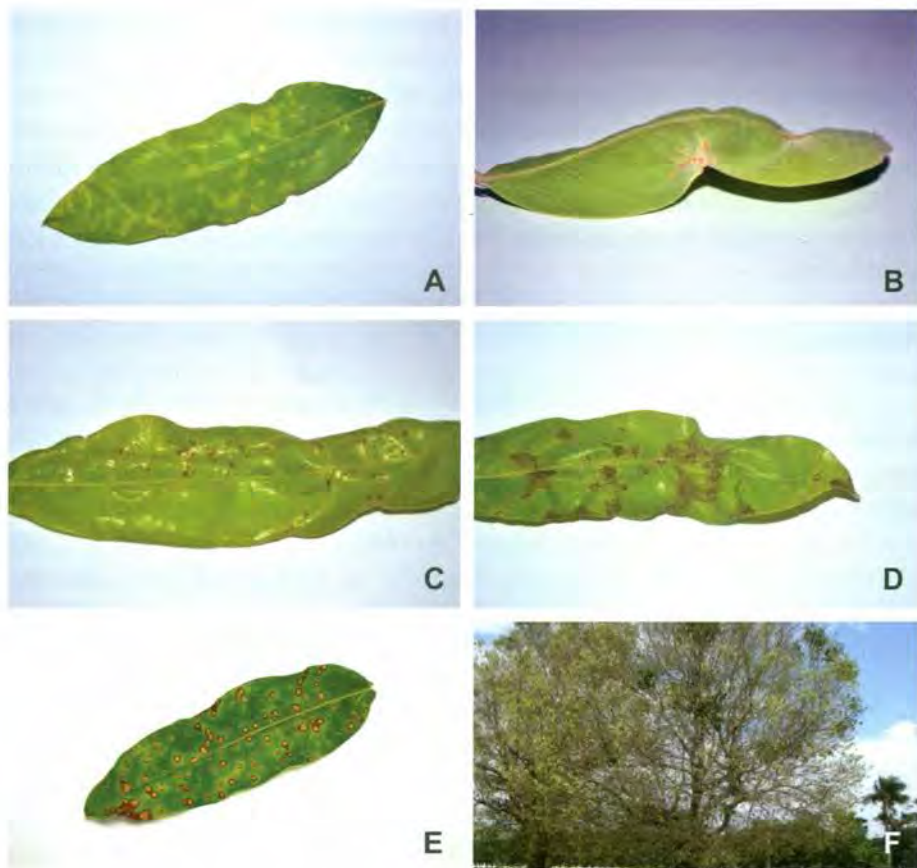
Ferrugem

A ferrugem, causada pelo fungo *Phakospora tomentosa* Ferreira e Gasparotto, foi descrita em órgãos tenros de mudas em viveiro e em árvores de parques, jardins, áreas de estacionamento e de vias públicas de Manaus, Estado do Amazonas (FERREIRA et al., 2001).

Os sintomas iniciais são pequenas manchas claras na face adaxial do limbo foliar (Figura 5A), sobre as quais se formam pústulas uridiniospóricas puntiformes e amarelo-claras em ambas as faces do limbo foliar (Figura 5B e 5C). Ao redor das pústulas, há aumento da área foliar lesionada, o que confere aos tecidos uma aparência escura e encharcada (Figura 5D). As lesões coalescem, o limbo foliar apresenta grandes áreas necrosadas, ficam retorcidas e caem, e isso acarreta morte das brotações e morte descendente dos ponteiros (Figura 5E) e, conseqüentemente, desfolha das plantas. Quando as infecções ocorrem em folhas no final da fase de maior suscetibilidade, elas não caem, mas apresentam as lesões necróticas, formato variado, centro de coloração creme e bordos marrom-escuros, cujo progresso é limitado pelas nervuras (Figura 5F).

As uredínias do fungo são anfigenas, seu formato tende ao circular, formando, muitas vezes, agrupamentos em carreiras unisseriadas ou radiais. Com o passar do tempo, as uredínias mudam de coloração, de amarelas para brancas, provavelmente quando ocorre a morte dos urediniósporos e o cessamento da produção destes. As télias do fungo são produzidas principalmente na periferia das áreas necróticas da superfície abaxial dos limbos, revelando-se como crostas irregularmente circulares a oblongas ou ovais, pequenas, de coloração marrom-clara a marrom-escura (FERREIRA et al., 2001).

As uredínias apresentam formato circular a alantoide ou oblongo, de 52 μm a 205 μm de diâmetro ou extensão, com esporulação, a princípio, amarela passando a esbranquiçada, parafisadas. As paráfises situadas na periferia das uredínias são curvadas ou não, com 72 μm a 113 μm de comprimento, com porção apical dilatada, de 13 μm a 34 μm , com afunilamento suave até a base. Os urediniósporos são sésseis, equinulados, com parede de 1,5 μm a 2,5 μm de espessura, globosos a piriformes ou elipsoides e com dimensões de 14 μm a 25 μm x 14 μm a 22 μm para os de formato piriforme e elipsoidal. As télias são subepidermais, principalmente abaxiais, como crostas marrom-claras a marrom-escuras, irregularmente circulares a oblongas ou ovais, situadas na periferia das



Fotos: Lucio Rogério Bastos Cavalcanti

Figura 5. Sintomas iniciais (A); pústulas da ferrugem na face dorsal (B) e ventral (C) do limbo foliar; lesões necróticas, escuras e encharcadas (D); sintomas em folhas infectadas na fase final de suscetibilidade (E); planta desfolhada (F), causados por *Phakospora tomentosa* em folhas de oiti.

lesões necróticas de folhas maduras ou velhas, com diâmetro de 53 μm a 260 μm . Os teliósporos são unicelulares, cilíndricos a clavados, com paredes de 1 μm a 2 μm de espessura a 2 μm a 5 μm no ápice, arranjados desigualmente em dois a quatro estratos, de 30 μm a 62 μm x 10 μm a 18 μm (FERREIRA et al., 2001).

Na produção de mudas, recomenda-se colocá-las em sacolas de plástico, em ambiente com reduzido sombreamento, de preferência a céu aberto e espaçadas, com o objetivo de reduzir as condições de alta

umidade, favoráveis ao patógeno. Em plantas adultas, quando o desfolhamento é intenso, a única solução é a substituição do oiti por uma espécie resistente, como o pau-pretinho (*Cenostigma tocanthum* Ducke, família Fabaceae), que apresenta tronco reto; crescimento rápido; copa frondosa, que proporciona sombreamento eficiente sem liberação de grande quantidade de folhas; raízes pouco agressivas, que não destroem as calçadas, além de produzir flores amarelas em grande parte do ano, embelezando as vias urbanas.

Antracnose

A doença, causada por *Colletotrichum gloeosporioides* Penz., afeta folhas e frutos do oiti. Nas folhas, a antracnose causa manchas arredondadas a irregulares, isoladas ou interligadas, com as porções centrais acinzentadas, esbranquiçadas ou marrom-claras e bordas marrom-escuras, distribuídas em todo o limbo foliar (CAMARGO; COELHO NETO, 2005; FERREIRA, 1989). Em condições naturais, as lesões e frutificações do patógeno são mais frequentes e abundantes nos frutos. Sob condições de alta umidade, podem ser observados acérvulos recobertos por massas conidiais róseas.

Pau-Rosa

O pau-rosa (*Aniba rosaeodora* Ducke) é uma espécie da família Lauraceae, que pode atingir até 30 m de altura. Encontrada em florestas de terra firme e em campinarana, ocorre tanto em Latossolos amarelos e vermelhos quanto em solos arenosos. Ocorre nos seguintes locais: Guiana Francesa, Suriname, Guiana, Venezuela, Peru, Colômbia, Equador e Brasil. No Brasil, ocorre nos estados do Amapá, Pará e Amazonas. Seu plantio deve ser feito sob sombra de floresta primária após o corte do sub-bosque, utilizando-se mudas oriundas de semente (LOUREIRO et al., 1979).

A madeira é considerada pesada ($0,8 \text{ g cm}^{-3}$ a $0,9 \text{ g cm}^{-3}$), possui cerne castanho-amarelado com ligeiros reflexos róseos e alburno amarelado. Fácil de ser trabalhada, recebe acabamento esmerado e é utilizada pelos índios para confecção de canoas e outros fins. Por destilação do lenho, extrai-se uma essência (linalol) largamente usada em perfumaria, como fixador (LOUREIRO et al., 1979; SAMPAIO, 2000). Os estados do Amazonas e do Pará são os principais produtores da essência do pau-rosa.

Antracnose

A doença, registrada em Ananindeua, PA, em folhas jovens de mudas de pau-rosa com dois meses de idade, caracteriza-se por manchas necróticas, de formato e tamanho irregulares e coloração pardo-avermelhada que iniciam nos bordos e causam encarquilhamento e, posteriormente, seca do limbo foliar (MOURA et al., 2006). O agente causal, *Colletotrichum gloeosporioides* Penz, produz acérvulos subepidérmicos, conidióforos simples e alongados que produzem conídios hialinos, unicelulares, oblongos, em grande número e aglutinados por uma substância gelatinosa. O esporo do patógeno necessita de um filme de água sobre a folha para germinar e causar infecção. Os respingos de chuva ou da água de irrigação facilitam a disseminação do patógeno. Condições de alta umidade e temperaturas na faixa de 30 °C são ideais para a produção de conídios. A intensidade da doença é maior no período chuvoso.

Mancha-de-*Phomopsis*

A doença caracteriza-se por manchas foliares pequenas (1 mm a 5 mm de diâmetro), de formato irregular, coloração marrom-avermelhada, circundadas por halo clorótico e distribuídas por todo o limbo. Sobre as nervuras, as lesões são alongadas. A doença foi relatada em mudas de pau-rosa no Município de Manaus, AM, em baixa intensidade (SOUSA, 2006). O agente causal *Phomopsis* sp. produz picnídios globosos de coloração marrom-escura, conidióforos ramificados, filiformes e hialinos. Forma conídios hialinos e unicelulares dos tipos α (fusiformes, retos e bigutulados) e β (filiformes retos ou curvados). A doença ocorre principalmente no período das chuvas, quando a umidade do ar e a temperatura são elevadas.

Fuligem

A doença caracteriza-se por crescimento fúngico superficial, de aspecto aveludado, formato irregular e coloração negra, facilmente removível e presente em ambas as superfícies das folhas (Figura 6).

Meliola whetzellii Hansford possui micélio de coloração castanha, hifas septadas com presença de hifopódios que se aderem à superfície do hospedeiro e desenvolvem haustórios que atravessam a cutícula e penetram a célula epidérmica abaixo. Possui setas miceliais numerosas, simples, pontiagudas, de 208 μm a 320 μm x 6 μm a 8 μm ; hifopódios

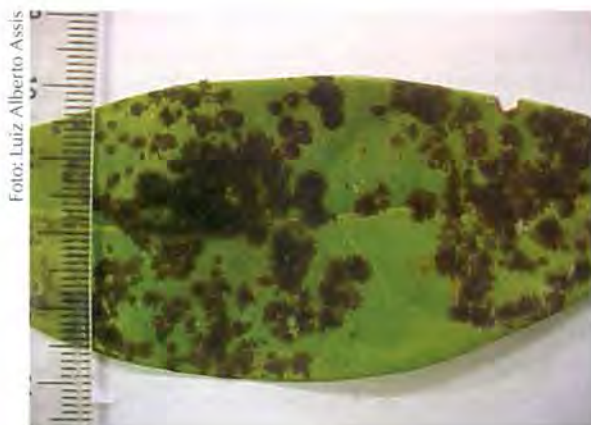


Figura 6. Fuligem em folha de pau-rosa, causada por *Meliola whetzeli*.

captados de 14 μm a 20 μm x 7 μm a 8 μm ; células basais de 5 μm a 8 μm x 5 μm a 8 μm ; peritécios superficiais globosos de 66 μm a 118 μm de diâmetro; ascas evanescentes, ascósporos oblongos com três septos, castanhos oliváceos de 40 μm a 48 μm x 14 μm a 17 μm e superfície lisa. É uma doença comum em folhas de pau-rosa, principalmente em plantas sombreadas. O fungo é fundamentalmente tropical e necessita de alta umidade para se desenvolver. Em campo, observa-se com frequência o fungo hiperparasita *Spiropes* sp. associado a *M. whetzeli* em folhas de pau-rosa.

Outras doenças

Manchas foliares causadas por *Myrothecium* sp. (CONCEIÇÃO et al., 2011) e por *Rhizoctonia* sp. (SILVA et al., 2010) foram relatadas em plantas de pau-rosa em viveiro no Estado do Pará. Fungos como *Pestalotiopsis* sp., *Colletotrichum* sp. e *Cylindrocladium* sp. foram isolados de folhas de pau-rosa, porém não foram patogênicos quando inoculados artificialmente e, provavelmente, são endofíticos (SOUZA, 2006). Os fungos endofíticos podem se tornar patogênicos quando o hospedeiro está sob condição de estresse (WINGFIELD, 2002).

Em outras espécies do gênero *Aniba*, como em *A. hostmanniana* (Nees) Mez., foi relatada nos estados do Amapá, do Maranhão e de Pernambuco a ocorrência do fungo *Micropeltis anibae* Batista & Lima (SILVA; MINTER, 1995); e em *A. burchellii* Kosterm., foi relatado o fungo *Pyricularia lourinae* Albuquerque & Duarte, que causou manchas necróticas em folhas (MENDES et al., 1998).

Pau-de-balsa

O pau-de-balsa, *Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lam.) Urb., pertencente à família Bombacaceae, é uma árvore de grande porte que atinge até 30 m de altura, com tronco de 60 cm a 90 cm de diâmetro. A planta é semidecídua, heliófila ou osciófila, característica da Floresta Amazônica de terra firme. Ocorre tanto no interior da floresta primária densa como nas formações secundárias. O pau-de-balsa é ecologicamente importante, pois faz parte da sucessão florestal, por ser uma espécie pioneira. A madeira leve é utilizada para a construção de barcos e jangadas, na confecção de boias salva-vidas e brinquedos, também como isolante térmico, forro de teto, caixas para embalagens e substituto da cortiça em suas múltiplas aplicações. A pluma que envolve as sementes é muito empregada no enchimento de colchões e travesseiros. A espécie é útil para plantios mistos destinados à recomposição de áreas degradadas, graças ao seu rápido crescimento e tolerância à luminosidade (LORENZI, 1992).

O registro de doenças na essência florestal pau-de-balsa praticamente não existe. Dennis (1992) relatou a morte de plantas em consequência de infecção de raízes por *Phellinus noxius* (Corner) Cunningham, em Papua-Nova Guiné, em área anteriormente cultivada com cacaueteiro. Manchas foliares necróticas, circulares, concêntricas, de coloração palha a marrom, esbranquiçadas no centro, com bordas bem definidas, medindo de 1 cm a 1,5 cm de diâmetro (Figura 7), causadas por *Rhizoctonia* sp., foram detectadas em mudas de viveiro no Município de Manaus, AM (ASSIS et al., 2010).

Figura 7. Mancha foliar causada por *Rhizoctonia* sp. em folha de pau-de-balsa.



Foto: Luiz Alberto Assis

Referências

- ASSIS, L. A. G.; COELHO NETO, R. A.; BARBOSA, A. P.; BEZERRA, J. L.; GASPAROTTO, L.; SOUSA, F. M. G. Parasitas fúngicos em espécies florestais nativas da Amazônia Central. *Agrotrópica*, Itabuna, v. 22, n. 3, p. 137-147, 2010.
- BRAGA, R. **Plantas do Nordeste especialmente do Ceará**. 3. ed. Mossoró: Esam, 1976. 540 p.
- CAMARGO, M. A. B.; COELHO NETO, R. A. Ocorrência de *Colletotrichum gloeosporioides* em oiti, em Manaus, AM. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 31, p. 22, 2005. Suplemento.
- CARVALHO, P. C. F. Espécies arbóreas de usos múltiplos na região Sul do Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO SOBRE SISTEMAS AGROFLORESTAIS, 1., 1994, Porto Velho. **Anais...** Colombo: EMBRAPA-CNPq, 1994. p. 289-320. Editado por I. J. Montoya e M. J. S. Medrado.
- CAVALCANTE, P. B. **Frutas Comestíveis da Amazônia**. 6. ed. Belém: CEJUP: CNPq: Museu Paraense Emílio Goeldi. 1996. 279 p. (Coleção Adolfo Ducke).
- CHARCHAR, M. J. A.; ANJOS, J. R. N.; MELO, J. T. Infecção natural de jatobá por *Phomopsis* sp. no Distrito Federal. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, n. 3, p. 316-318, 2003.
- CONCEIÇÃO, C. S.; SILVA, J. F.; PANTOJA, M. B.; SILVA, G. B.; LUSTOSA, D. C. Mancha foliar causada por *Myrothecium* sp. em pau rosa (*Aniba rosaeodora*). **Summa Phytopathologica**, v. 37, Botucatu, p. 83, 2011. Suplemento.
- DENNIS, J. J. C. A. New threat from brown root rot of cocoa, caused by *Phellinus noxius*, in Papua New Guinea. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 76, p. 642, 1992.
- DIANESE, J. C.; BURITICÁ, P.; HENNEN, J. F. The rust of "jatobá": a new *Crossopora* species from Neotropica on *Hymenaea* (Leguminosae). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v.19, n. 4, p. 588-591, 1994.
- FERREIRA, C. A. C.; SAMPAIO, P. T. B. Jatobá *Hymenaea courbaril*. In: CLAY, J.W.; SAMPAIO, P.T.B; CLEMENT, C.R. (Ed.). **Biodiversidade Amazônica: exemplos e estratégias de utilização**. Manaus: Inpa, 2000. p. 217-226.
- FERREIRA, F. A. Doenças em outros hospedeiros. In: FERREIRA, F. A. **Patologia florestal: principais doenças florestais no Brasil**. Viçosa: Sociedade de Investigações Florestais, 1989. cap. 8, p. 419-454.
- FERREIRA, F. A.; DEMUNER, N. L.; REZENDE, D. V. Mancha de folha, desfolha e antracnose do jatobá (*Hymenaea* spp.) causada por *Erythrogloeum hymenaea*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 17, n. 1, p.106-109, 1992.

FERREIRA, F. A.; GASPAROTTO, L.; LIMA, M. I. P. M. Uma ferrugem, causada por *Phakopsora tomentosa* sp. nov, em oiti, em Manaus. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 26, n. 2, p. 206-208, 2001.

LORENZI, H. Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 368 p.

LOUREIRO, A. A.; SILVA, M. F.; ALENCAR, J. C. 1979. **Essências madeireiras da Amazônia**. v. 1. Manaus: CNPq; Inpa: Suframa, 1979. 245 p.

MAINIERI, C.; CHIMELO, J. P. **Fichas de características das madeiras brasileiras**. São Paulo: Instituto de Pesquisas tecnológicas, Divisão de madeira. 1989. 420 p.

MENDES, M. A. S.; SILVA, V. L.; DIANESE, J. C.; FERREIRA, M. A. S. V.; SANTOS, C. E. N.; GOMES NETO, E.; URBEN, A. F.; CASTRO, C. **Fungos em plantas no Brasil**. Brasília, DF: Embrapa-SPI: Embrapa Cenargen, 1998. 569 p.

MOURA, F. M.; NASCIMENTO, M. M.; POLTRONIERI, L. S.; VERZIGNASSI, J. R.; BENCHIMOL, R. L. Antracnose em folhas de pau-rosa no Pará. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 31, p. 291, 2006. Suplemento.

PRANCE, G. T.; SILVA, M. F. **Árvores de Manaus**. Manaus: Inpa, 1975. 312 p. il.

RIZZINI, C. T. Árvores e madeiras úteis do Brasil: manual de dendrologia brasileira. São Paulo: Edgard e Blucher, 1971. 294 p.

SAMPAIO, P. T. B. Pau rosa Aniba roseadora Ducke. In: CLAY, J. W.; SAMPAIO, P. T. B.; CLEMENT, C. R. (Ed.). **Biodiversidade Amazônica: exemplos e estratégias de utilização**. Manaus: INPA, 2000. p. 291-295.

SILVA, L. L.; CARVALHO, A. C.; SILVA, L. R.; MELO, L. G. L.; SILVA, I. L. S. S. Rhizoctoniose em pau-rosa na Amazônia. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 36, p. 177, 2010.

SILVA, M.; MINTER, D. W. **Fungi from Brazil: recorded by Batista and co-workers**. Kew: International Mycological Institute, 1995. 585 p. (Mycological Papers, 169).

SOUSA, F. M. G. **Levantamento de problemas fitossanitários em pau-rosa (Aniba roseodora Ducke) no estado do Amazonas**. 2006. 47 f. Monografia (Graduação em Engenharia Florestal) – Escola Superior de Tecnologia, Universidade do Estado do Amazonas, Manaus.

VASCONCELOS, F. J.; FREITAS, J. A.; LIMA, V. M. O. C.; MONTEIRO, L. V.; PEREIRA, S. J. **Madeiras tropicais e uso industrial no Maranhão: características tecnológicas**. Manaus: Inpa, 2001. 96 p.

WINGFIELD, M. J. Impact of fungal pathogens in natural forest ecosystems: a focus on Eucalyptus. In: SIVASITHAMPARM, K.; DIXON, K. W.; BARRETT, R. L. (Ed.). **Microorganisms in plant conservation and biodiversity**. New York: Kluwer, 2002. p. 285-306.

Capítulo 4

Doenças dos ipês

*Denise Vilela de Rezende
Ruth Linda Benchimol*

Na região amazônica, os ipês, denominados pau-d'arco, pertencem aos gêneros *Handroanthus*, *Tabebuia* e *Zeyheria*, dentro da família Bignoniaceae. Com base em estudos de filogenia e moleculares, o gênero *Tabebuia* e algumas de suas espécies estão atualmente dentro do gênero *Handroanthus* (GROSE; OLMSTEAD, 2007a, 2007b).

O ipê-amarelo-do-cerrado [*Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook. f. ex S. Moore] e o ipê-amarelo [*Handroanthus serratifolius* (A. H. Gentry) S. Grose] ocorrem naturalmente na Amazônia; por sua vez, o ipê-roxo [*H. avellanedae* (Lorentz. ex Griseebach) Mattos], o ipê-cascudo [*H. ocraceus* (Cham.) Mattos], o pau-d'arco-roxo [*H. impetiginosus* (Mart. ex DC.) Mattos], o ipê-roxo-de-sete-folhas [*H. heptaphyllus* (Vell.) Mattos] e o ipê-tabaco [*H. crysotrichus* (Mart. ex DC) Mattos] foram introduzidos ou dispersos de outras regiões (LORENZI, 2002).

Árvores nativas das Américas, os ipês ocorrem endemicamente em todas as regiões do Brasil, com distribuição em biomas de florestas, cerradão, cerrado, caatingas, pantanal, florestas semidecíduas, terrenos alagadiços da faixa litorânea, floresta pluvial amazônica e atlântica e terrenos brejosos do Cerrado. As espécies ocorrem em maior ou menor escala, de acordo com as regiões, abrangendo os seguintes estados: Amazonas, Ceará, Tocantins, Mato Grosso, Espírito Santo, Rio de Janeiro, Paraná, Rio Grande do Sul, Goiás, Minas Gerais, São Paulo, Santa Catarina e Bahia.

As características morfológicas gerais que separam as espécies de ipês são: altura das árvores adultas, que variam de 4 m a 30 m, e diâmetro do caule de 30 cm a 90 cm; folhas compostas, folioladas, lisas ou pilosas; madeira com densidades médias a pesadas ($1,03 \text{ g cm}^{-3}$), de coloração que varia de escura a amarelada, com ou sem a presença de cristais verdes de lapachol, que determinam a resistência e durabilidade da madeira após o abate e a coloração das inflorescências. Por suas características fenológicas e dendrológicas, os ipês são explorados para paisagismo e produtos madeireiros, como tábuas, vigas, estruturas externas, dormentes, construção naval, moirões, postes, tacos para assoalho e confecção de móveis (LORENZI, 2002).

Os ipês são amplamente cultivados para reflorestamentos e produção de madeira. No entanto, algumas espécies são heliófitas, invasoras e adaptadas a terrenos brejosos, por isso são indispensáveis nos reflorestamentos de áreas ciliares degradadas, por exemplo, com o plantio do ipê-amarelo-do-brejo [*H. umbellatus* (Sonder) Mattos]. Muitas dessas

espécies produzem frutos comestíveis, que servem de alimento para a fauna, e as cascas são utilizadas na medicina popular. Na Amazônia, por exemplo, a recuperação de áreas degradadas com o ipê-amarelo em consórcio com castanheira-do-brasil (*Bertholletia excelsa* H. B. K.), andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.), paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke) e taxi-branco (*Sclerolobium paniculatum* Vogel) vem sendo feita visando à reincorporação de áreas ao processo produtivo, à comercialização de madeira de alto valor econômico, à criação de sistemas agrícolas e florestais e também à manutenção de Áreas de Reserva Legal (BRIENZA JÚNIOR et al., 2008). O ipê representou 8,8% do valor total exportado de madeira da Amazônia, com cerca de 1,1 milhão de metros cúbicos de ipê, para gerar 167 mil metros cúbicos de madeira exportada, rendendo US\$ 82,8 milhões (EXPLORAÇÃO..., 2009).

Diante da grande diversidade de essências florestais da Amazônia, em especial dos ipês, existem também microrganismos bem adaptados e evoluídos, principalmente os fungos, que constituem os patossistemas, que, em ambientes preservados, estão em equilíbrio, ou seja, alguns patógenos convivem com as populações de ipês sem dizimar essas plantas. Entretanto, o reflexo do desmatamento, a disseminação natural dos ipês por sementes em áreas perturbadas com invasoras e a implantação de espécies de ipês nativas, bem como as introduzidas por meio de reflorestamentos com mudas obtidas de viveiros, caracterizam-se como pressão de seleção dos patógenos. Nas espécies introduzidas, além dos problemas fitossanitários, surgem os de causas abióticas, resultado da falta de adaptação dos ipês aos locais de plantio, por serem, em sua maioria, de terra firme. Essa falta de adaptação nas áreas de desmatamento, degradadas e em consórcios com outras espécies leva ao aumento de doenças bióticas, principalmente fúngicas, tanto em viveiros de produção de mudas de ipês quanto nas espécies que se propagam naturalmente nesse sistema. Há, portanto, hospedeiros suscetíveis em abundância, bem como fontes de inóculo altamente eficientes para causar doenças. Esses patógenos estão adaptados às condições climáticas, que propiciam a produção de estruturas de origem assexuada e sexuada tanto no solo e em viveiros quanto nas próprias plantas de ipês. Por serem caducifólias, as espécies de ipês têm desfolhas desuniformes, que mantêm os inóculos em folhagem nas árvores e também naquelas que vão ao chão. Aliados aos sintomas de doenças abióticas ou isoladamente, os fungos causadores de doenças em ipês são a causa primária dos danos em sementes, mudas, plantas em desenvolvimento e árvores no campo.

Ferrugem do ipê-amarelo

A ferrugem do ipê-amarelo foi relatada pela primeira vez no Brasil, onde foram constatadas galhas em tecidos jovens de mudas dessa espécie em condições de viveiros, em Minas Gerais (FERREIRA, 1981). Na época, o agente causal foi descrito como *Prospodium tecomicola* (Speg.) Jacks. & Holw. Após estudos morfológicos e da patogênese do fungo efetuados por Rezende (1986), o agente causal da doença foi reescrito como *P. bicolor* sp. nov. (FERREIRA; HENNEN, 1986). Essa ferrugem foi coletada em Belém, PA, na fase de espermogônio (FERREIRA, 1989), mas atualmente sabe-se que é um fungo de ocorrência em todo o Brasil sobre ipê-amarelo. Parasita obrigatório, macrocíclico e autoécio, *P. bicolor* é patógeno específico do ipê-amarelo e tem como sinônimo *P. supressum* Arthur, coletado em Trinidad, Tobago, sobre ipê-amarelo (FERREIRA, 1989). O nome "bicolor" se refere à produção de teliósporos de colorações alaranjadas (germinam sem dormência); e os pretos, que são dormentes, denominam-se mesosporos. Ambos são esporos de sobrevivência do patógeno.

Os sintomas da doença, tanto em mudas em viveiro como em plantas no campo, são observados em brotações, pecíolos de folhas, folhas jovens (Figuras 1 e 2) e frutos novos, pela presença de galhas de coloração verde-clara, resultantes da infecção por basidiósporos, oriundos dos teliósporos germinados. Os tamanhos das galhas variam de acordo com a idade dos tecidos infectados, que nas folhas são anfigenos.

Foto: Denise Vilela de Rezende



Figura 1. Brotação jovem do ipê-amarelo, fase suscetível a *Prospodium bicolor*, agente causal da ferrugem.



Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 2. Folículos do ipê-amarelo com galhas resultantes de infecções basidiospóricas do fungo *Prospodium bicolor*.

Os frutos infectados apresentam-se retorcidos, deformados pelas galhas, resultantes das células de tecidos que sofreram hipertrofia e hiperplasia, com grande produção de haustórios do tipo “M”, nos quais são produzidos os espermogônios (Figuras 3 e 4). A presença de espermogônios é resultante de infecções nos folíolos novos, com idade de 11 a 13 dias. Todavia, as galhas de maiores dimensões são produzidas em folíolos e frutos com idade de 2 dias. Essas galhas crescem juntamente com o

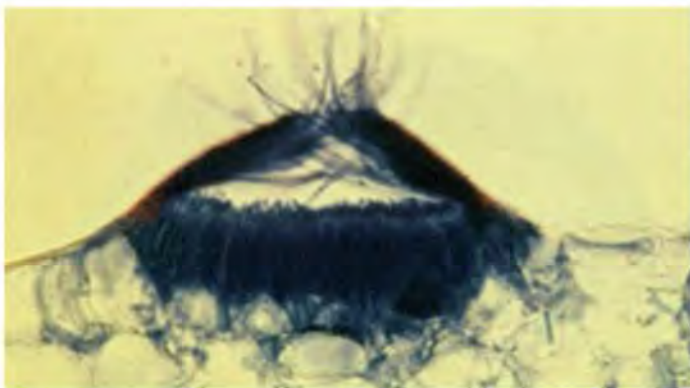


Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 3. Corte de espermogônio em microscópio ótico mostrando hifas receptivas e espermacias do fungo *Prospodium bicolor*.

Foto: Denise Vilela de Rezende

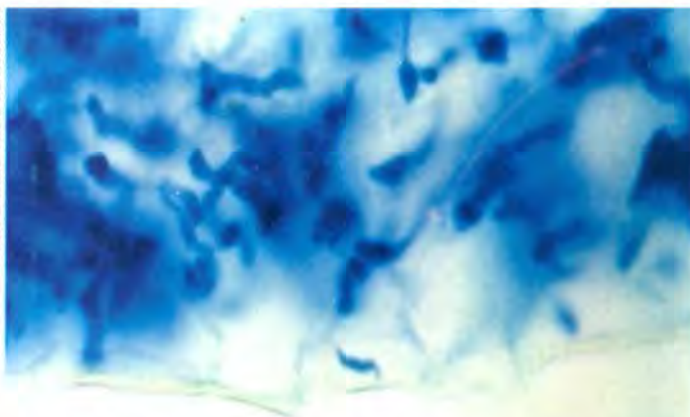


Figura 4. Haustórios do tipo "M", nos tecidos colonizados pelo fungo *Prosopodium bicolor*.

órgão e são as que, mais tarde, provocam severas deformações e danos à planta (Figuras 2 e 5). Nos folíolos com idade superior a 13 dias, as galhas são puntiformes, com tamanhos reduzidos, mas são importantes fontes de inóculo, tanto em viveiro quanto em campo. Nessas galhas, ocorre a fertilização dos espermogônios, com a produção da fase de écio anfígeno, que produz eciósporos de coloração ferrugem, pulverulentos (Figura 6). Os danos causados pela ferrugem nesses estádios são caracterizados pela morte dos tecidos e folhas. Além disso, quando a infecção

Foto: Denise Vilela de Rezende



Figura 5. Galhas em fruto do ipê-amarelo, com écios e eciósporos de coloração marrom do fungo *Prosopodium bicolor*.



Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 6. Galhas em folíolo do ipê-amarelo, causada pelo fungo *Prospodium bicolor*.

ocorre em tecidos mais adultos, principalmente nas folhas, os écios são bem pequenos, mas eficientes para produzir esporos que vão infectar os próprios folíolos e os ainda não infectados.

O início da produção de eciósporos ocorre em folíolos com idade a partir de 10 dias, e o máximo de produção ocorre em folíolos de 17 a 21 dias, os quais cobrem completamente as galhas com uma massa pulverulenta constituída de eciósporos de coloração marrom. Os écios estão sempre associados aos espermogônios (Figuras 7 e 8).

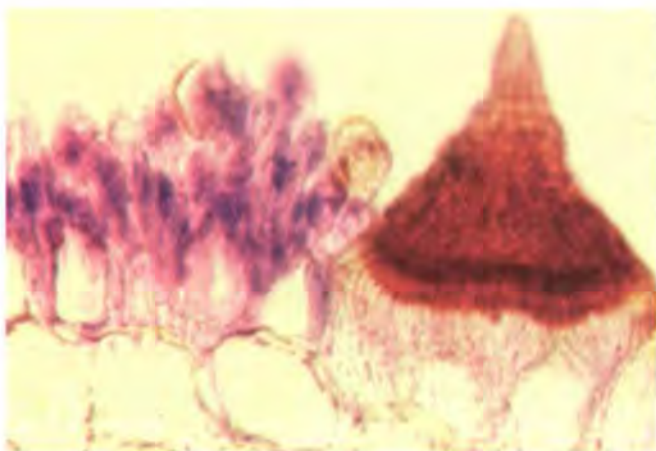


Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 7. Corte de écio do fungo *Prospodium bicolor*, com um espermogônio e eciósporos.

Foto: Denise Vilela de Rezende

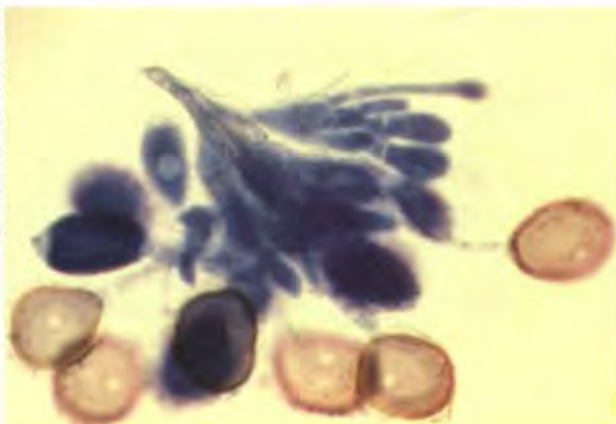


Figura 8. Parte de écios do fungo *Prospodium bicolor*, com eciósporos equinulados, mostrando poros germinativos equatoriais.

Os eciósporos penetram através dos estômatos de folíolos com idades iguais ou superiores a 28 dias (Figura 9) (REZENDE, 1986; REZENDE et al., 1993).

Os uredínios resultantes da infecção dos eciósporos ocorrem em folíolos adultos a partir de 22 a 28 dias de idade produzindo pústulas alaranjadas e marrons, internervurais com vários uredínios mistos que saem via estômatos (Figuras 10, 11 e 12).

Foto: Denise Vilela de Rezende

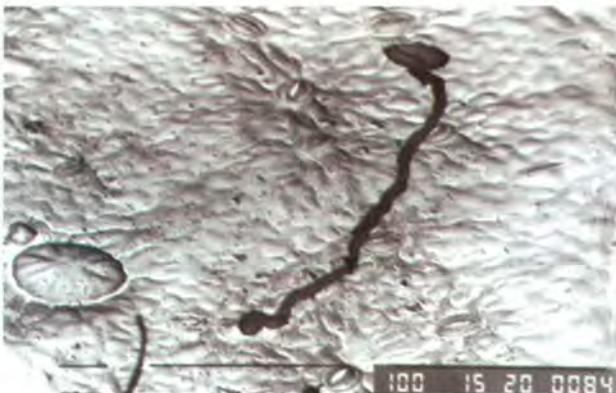


Figura 9. Urediniósporo germinado do fungo *Prospodium bicolor*, com “peg” de penetração sobre o estômato, visto em microscópio eletrônico de varredura.

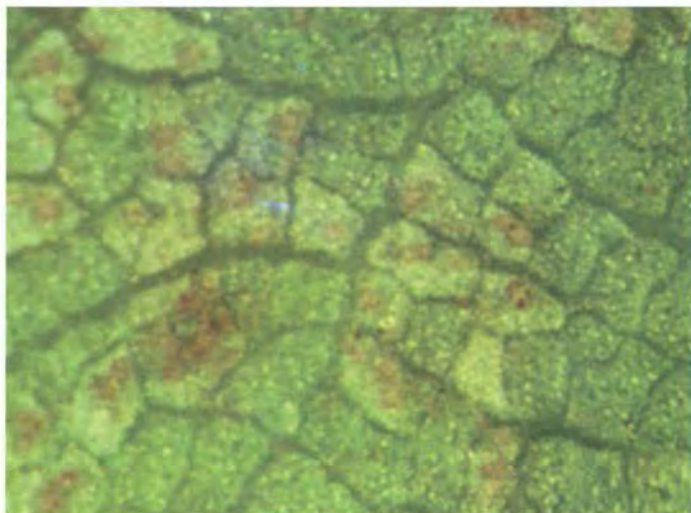


Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 10. Tecidos internervurais necrosados ou descoloridos pela presença de pústulas da ferrugem em folíolo do ipê-amarelo.

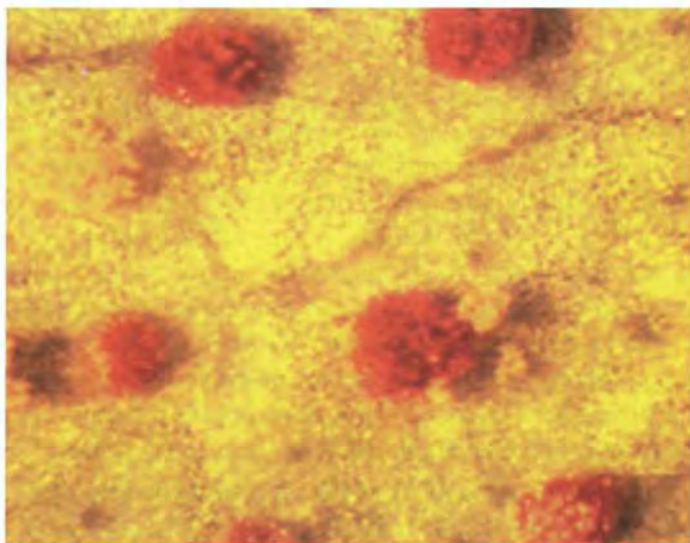


Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 11. Uredínios/télios, visualizados com auxílio de uma lupa, do fungo *Prospodium bicolor*, agente causal da ferrugem do ipê-amarelo.

Foto: Denise Vitela de Rezende

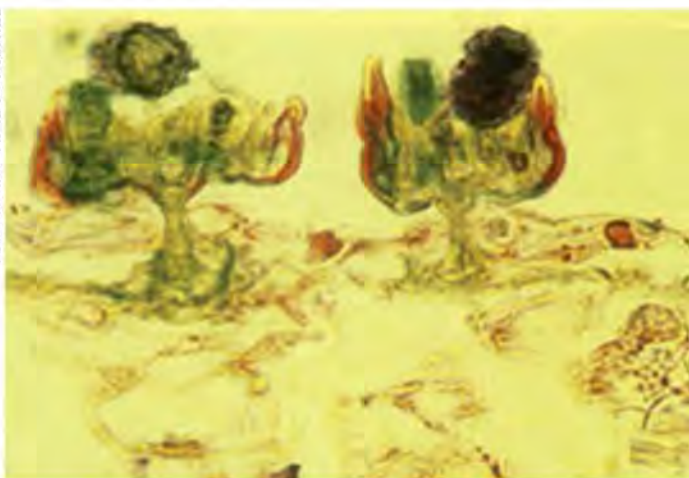


Figura 12. Corte de folíolo do ipê-amarelo, que mostra uredínios/télios de *Prosopodium bicolor* em forma de cestas saindo dos estômatos.

Nesse estágio, ocorre a disseminação dos esporos por diversos agentes, que vão infectar folíolos, via estômatos, a partir de 25 dias de idade, ou adultos, em ambas as superfícies, produzindo novos uredínios/télios. Essa fase é, portanto, a fase repetitiva no ciclo de vida da ferrugem. Os folíolos infectados caem precocemente e aqueles que permanecem nas plantas tornam-se amarelados e envolvidos por télios. Posteriormente, os folíolos ficam necrosados nas bordas, pela grande produção de télios com teliósporos bicelulares e apendiculados (Figura 13). Nessa fase, ocorre desfolha precoce de folíolos, o que torna as plantas debilitadas. Os teliósporos germinam em condições de alta umidade e alta temperatura e produzem basidiósporos que vão infectar tecidos jovens fechando o ciclo de vida do patógeno (REZENDE; FERREIRA, 1992, 1993, REZENDE et al., 1992,). Teliósporos mantidos sob diversas condições de armazenamento e submetidos à germinação apresentaram-se viáveis por longo período de tempo (REZENDE; FERREIRA, 1986).

Pulverizações quinzenais com 40 mL do princípio ativo de triadimenol, associado a 120 g de mancozeb por 100 L de água, ou 120 g de oxicarboxin, misturado com 120 g de mancozeb por 100 L de água, são recomendadas visando à proteção dos órgãos mais jovens e tenros dos folíolos até 10 dias de idade e de mudas com até 6 meses de idade (DEMUNER et al., 1988). Para mudas mais velhas, as recomendações são



Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 13. Teliósporos bicelulares, bicolores e com pedicelos ornamentados por apêndices bifurcados do fungo *Prospodium bicolor*, agente causal da ferrugem do ipê-amarelo.

as seguintes: remoção manual de folíolos senescentes ou caídos que apresentem sinais de esporulação no verso; adubação das mudas em épocas específicas, para uniformizar os lançamentos foliares; e pulverização das mudas após a adubação, do 10º ao 45º dia, a cada quatro dias, com 160 g de mancozeb por 100 L de água, ou do 15º ao 45º dia com triadimenol ou oxicarboxin, a cada 15 dias, nas doses de 40 mL por 100 L de água e de 120 g por 100 L de água, respectivamente (BENCHIMOL et al., 1999, FERREIRA, 1989).

Crosta-marrom

Agente causal da crosta-marrom, o fungo *Apiosphaeria guaranítica* (Speg.) von Höhnelt tem as seguintes sinônimas: *Anisochora tabebuiae* F. Stevens; *Apiosphaeria ospinae* (Chardón) Petr.; *Gnomonia ospinae* Chardón; *Hypospilina ospinae* (Chardón) Chardón; *Munkiella guaranítica* Speg. e *Oswaldia icarhyensis* Rangel. A fase ascógena do fungo foi descrita por Spegagazzini, em 1883, como *Munchiella guaranítica* Speg. e transferida para *Apiosphaeria guaranítica* por von Höhnelt, em 1909 (FERREIRA, 1989). Dianese et al. (1994), por meio de estudos ontogênicos e morfológicos dos conidióforos e conídios do fungo em folíolos

de ipê-do-cerrado, descreveram os conídios como filiformes, curvados a falcados produzidos em massa no conidioma estromático, formados em células conidiogênicas cilíndricas a lageniformes, sendo essa conidiogênese phialídica sensu Sutton (1980). De acordo com os autores, o anamorfo não pode ser acomodado em *Rhodosticta* Woronchin, como sugerido por Sydow (1930, 1935); portanto, o anamorfo de *A. guaranitica* é *O. icarahyensis*, como espécie publicada por Rangel em 1921 (DIANESE et al., 1994). Ambas as fases, anamórfica e teliomórfica, ocorrem em tecido hipertrofiado, na superfície adaxial dos folíolos. Nessas cavidades periteciais, são produzidos os ascos com ascósporos, em número de oito, que são os esporos infectivos do fungo (FERREIRA, 1989).

Os sintomas da doença, muito comuns em viveiros de ipês, são inicialmente pequenos pontos verde-claros nos folíolos jovens, resultantes das infecções por ascósporos (Figuras 14 e 15).

Foto: Denise Vilela de Rezende



Figura 14. Mudas de ipê-amarelo em casa de vegetação, afetadas pela crosta-marrom.

Por causa da hipertrofia e hiperplasia das células, os tecidos infectados formam crostas amareladas e protuberantes, e isso resulta em ascostromas formados pelo micélio do fungo e pelos tecidos da planta. A fase anterior à formação de ascósporos são as espermácias, que não causam infecção. Posteriormente, os ascos com ascósporos são formados dentro dos lóculos dos ascostromas, que, em condições de alta umidade



Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 15. Folíolos de ipê-amarelo com sintomas causados pela crosta-marrom.

e calor, exsudam cirros de ascósporos de coloração amarelo-clara, que vão infectar outras plantas (Figura 16).

As mudas em viveiros são infectadas por inóculo de espécies hospedeiras vindo do campo, mais suscetíveis à crosta-marrom. Tardamente essas crostas tornam-se de marrom-escuras a negras, com necrose das áreas afetadas (Figura 17).



Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 16. Ascostroma do fungo *Apiosphaeria guaranitica*, liberando cirros de ascos e ascósporos.

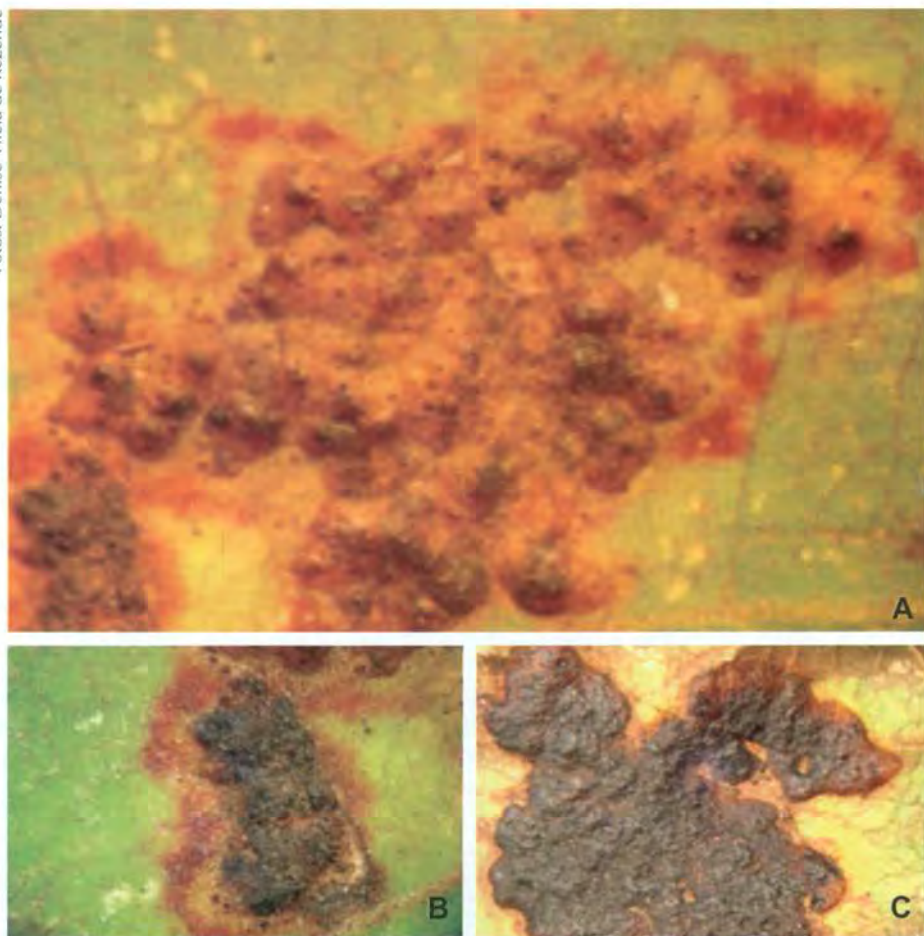


Figura 17. Ascostromas, em diferentes fases de progresso, produzidos pelo fungo *Apiosphaeria guaranitica* em folíolos de ipê-amarelo, até a completa necrose das crostas.

Os processos de disseminação e infecção em condições de viveiro são altamente eficientes e podem levar à morte até 100% das mudas. A doença é comum em viveiros e no campo. Ocorre em vários tipos de ipês, entre os quais os mais suscetíveis são o ipê-tabaco e o ipê-amarelo.

O controle da doença em viveiros pode ser feito com a aplicação de fungicidas sistêmicos granulados e por meio de seleção de espécies resistentes ou moderadamente resistentes, além das técnicas de enxertia. Há resultados experimentais promissores por meio da injeção de

fungicidas sistêmicos no tronco, para o controle de doenças na copa das árvores, mas sem indicações precisas para os ipês (FERREIRA, 1989).

Oídios

Os oídios (Erysiphales) são fungos parasitas obrigatórios que produzem micélio e conídios em conidióforos hialinos, cujas fases anamórficas estão agrupadas nos gêneros *Oidium* e *Ovulariopsis*, que se reproduzem sexuadamente formando casmotécios em condições de baixa umidade e temperaturas amenas. Esses patógenos são classificados pela morfologia dos apêndices, pelo número de ascos e ascósporos produzidos nesses corpos de frutificação. A classificação atual dos oídios, com as mudanças dos nomes de alguns anamorfos e seus teliomorfos, foi feita empregando-se estudos de morfologia, biologia molecular e filogenia (BÉLANGER et al., 2002; BRAUN; TAKAMATSU, 2000). Trata-se de um grupo de fungos cosmopolita, sobre o qual há vasta literatura que relata estudos taxonômicos e epidemiológicos, fisiologia do parasitismo, modelos de previsão de doenças, genética de populações, filogenia e controle (BÉLANGER et al., 2002).

Nos ipês, os oídios causam grandes danos em viveiros e provocam deformações em tecidos jovens; em folíolos maduros, colonizam ambas as faces e causam queda desses folíolos. Alguns deles permanecem em mudas de sobreano tornando-as impróprias para comercialização, além de serem fontes de inóculo para novos plantios (Figura 18). Nessa fase, tanto conídios como ascósporos são disseminados e mantêm permanentes infecções. Em árvores no campo com diferentes idades, os oídios causam deformação, amarelecimento e queda precoce de folíolos, principalmente no período de florescimento dos ipês (Figura 19).

A mancha-prateada foi relatada sobre ipê-amarelo em mudas e árvores em diversos estados brasileiros (FERREIRA, 1989). Três espécies de (*Uncinula*) *Erysiphe*, incluindo aquelas que ocorrem em ipês, foram relatadas, com classificação de anamorfos e de espécies novas (DIANESE; DIANESE, 1995; LIBERATO; BARRETO, 2005). Um estudo de Erysiphales sobre plantas em condições de Cerrado foi feito por Alencastro Filho (2006), com prioridade para oídios em ipês. O autor utilizou microscopia ótica e de varredura para classificação desses fungos. Observou características morfológicas de apêndices dos casmotécios, tipos de casmotécios, conidióforos e conídios, forma dos apressórios, número de ascos por asco-carpos e número de ascósporos por ascos, ilustrando com detalhes essas

Foto: Denise Vilela de Rezende



Figura 18. Sintomas de mancha-prateada (*Erysiphe tabebuiae*) sobre mudas de ipê-amarelo (*Handroanthus serratifolius*), em condições de viveiro.

Foto: Denise Vilela de Rezende



Figura 19. Sintomas de oídio (*Phyllactinia paulowniae*) em folhagem de ipê-rosa (*Tabebuia roseoalba*), no período de floração.

características. Os Erysiphales amplamente encontrados sobre espécies de ipês são: a) *Phyllactinia paulowniae* Yu. Cf., que ocorre sobre ipê-roxo, pau-d'arco-roxo, ipê-tabaco e ipê-amarelo (Figura 20); b) *H. caraiba*, que ocorre na parte abaxial dos folíolos com esporulação densa do anamorfo *Ovulariopsis*; nos períodos secos, os casmotécios, quando formados, apresentam bulbos basais nos apêndices e são encontrados sobre lesões necrosadas; c) *Erysiphe peruviana* (Syd.) U. Braun & S. Takamatsu comb.



Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 20. Sintoma de oídio sobre ipê-rosa (*Tabebuia roseoalba*), causado por *Phyllactinia paulowniae* na superfície abaxial de folíolo.

nov. (BRAUN; TAKAMATSU, 2000), que causa danos em mudas em casas de vegetação e em árvores adultas de ipê-amarelo, ipê-rosa, ipê-roxo-de-sete-folhas e ipê-branco (Figuras 18, 21 e 22). As colônias do fungo aparecem isoladas tornando-se coalescentes. Posteriormente cobrem toda a parte superior do folíolo e podem ocorrer em ambas as faces também, e os conídios são típicos de *Oidium*. O micélio, os conidióforos e conídios de *Oidium* sp. e os casmotécios de *E. peruviana*, na maioria das vezes, estão hiperparasitados por *Ampelomyces* sp., cujos picnídios



Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 21. Sintomas da mancha-prateada em folíolos adaxiais de árvores adultas de ipê-rosa (*Tabebuia roseoalba*), em condições de campo.

Foto: Denise Vilela de Rezende



Figura 22. Sintomas de oídios em folíolos de ipê-rosa (*Tabebuia roseoalba*) causados por *Erysiphe tabebuiiae* (superfícies adaxiais) e de *Phyllactinia paulowniae* (superfície abaxial).

apresentam células angulares e produzem conídios unicelulares, marrons e gutulados (Figura 23). Esse hiperparasita causa aspecto de cor acinzentada nas colônias do oídio, por isso a denominação de mancha-prateada (FERREIRA, 1989; REZENDE; FERREIRA, 1988). Na fase sexuada, o fungo

Foto: Denise Vilela de Rezende

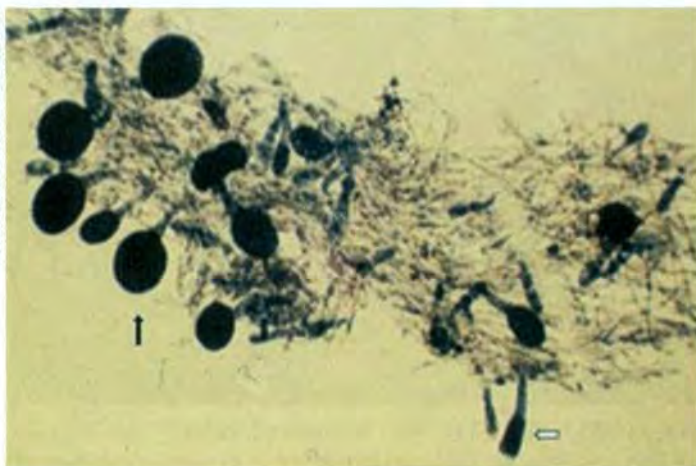


Figura 23. Micélio e conídios de *Oidium* sp. (seta branca) com hiperparasitismo de *Ampelomyces* sp. (seta preta).

produz casmotécios com apêndices uncinados e ascos com seis ascósporos unicelulares (Figuras 24 e 25).

Em ipê-rosa (*Tabebuia roseoalba*), podem ocorrer *P. paulowniae* e *E. peruviana* nas faces abaxiais e adaxiais, respectivamente, em árvores adultas no campo.

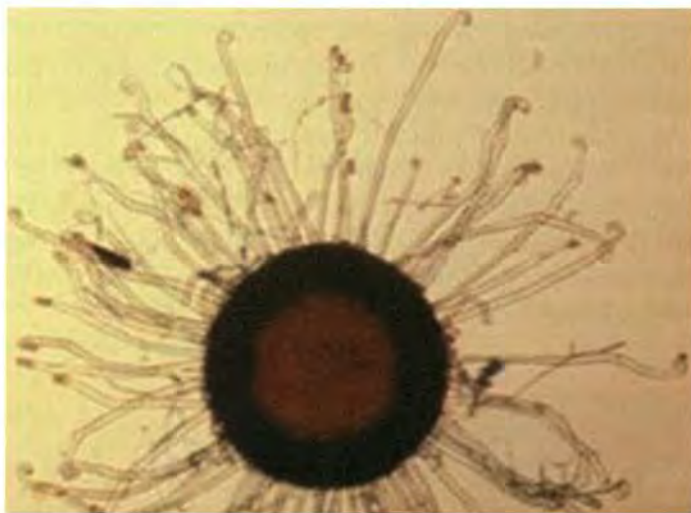


Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 24. Casmotécio de *Erysiphe tabebuiae*, com apêndices uncinados.

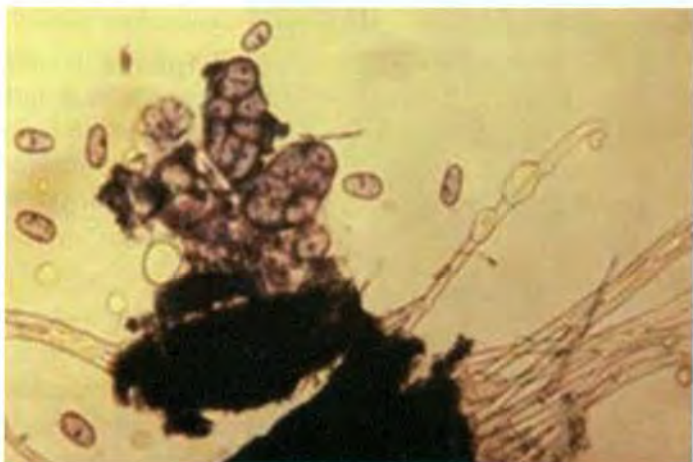


Foto: Denise Vilela de Rezende

Figura 25. Ascos e ascósporos de *Erysiphe tabebuiae*.

Podridão-basal de mudas

A podridão-basal de mudas em ipê é provocada por *Sclerotium rolfsii* Sacc. Apesar de ter sido constatado em ipê-amarelo, é um patógeno em potencial para diversas essências florestais sob condições de viveiro (AYCOCK, 1966). Inicialmente, observa-se o crescimento de hifas do patógeno na região do coleto da muda, em tecido ainda tenro, sobre lesão escura que cresce de maneira ascendente até próximo de 5 cm de comprimento. Posteriormente, o crescimento micelial do patógeno se prolonga sobre o solo próximo ao coleto, observando-se a formação de pequenos grânulos com 1 mm a 2 mm de diâmetro, que, inicialmente, são brancos e depois passam a marrons. Esses grânulos são as estruturas de sobrevivência do patógeno, conhecidas como escleródios. As lesões provocadas por *S. rolfsii* são observadas com maior intensidade em viveiros com umidade e sombreamento excessivos e podem provocar o anelamento da haste, matando as mudas (Figura 26).

Foto: Denise Vilela de Rezende



Figura 26. Podridão-basal em mudas de ipê-amarelo, causada por *Sclerotium rolfsii*, com produção de escleródios.

O solo a ser utilizado nas sementeiras ou no enchimento de sacos de plástico deve ser fumigado ou com brometo de metila na dose de $30 \text{ cm}^3 \text{ m}^{-2}$ a $40 \text{ cm}^3 \text{ m}^{-2}$ de sementeira ou com camada de solo com 20 cm a 30 cm de altura, por 40 a 72 horas. Deve ser feito um repouso do solo fumigado, com a mesma duração, para seu uso efetivo.

Outro tratamento utilizado é a irrigação do solo de cada recipiente com uma suspensão da mistura dos fungicidas quintozene + thiram + captam, nas doses de 300 g + 150 g + 100 g de princípio ativo por 100 L de água, procurando-se regar os primeiros 5 cm de substrato. Em outros estádios de desenvolvimento de mudas de essências florestais, em que for observada a presença desse patógeno, deve-se pulverizar a base das mudas com quintozene (300 g a 400 g de ingrediente ativo por 100 L de água), duas vezes por semana. Posteriormente, essa pulverização pode ser realizada uma vez por semana, até que a base das mudas esteja lignificada nos 10 cm basais, estágio a partir do qual se dispensa o controle da doença (BENCHIMOL et al., 1999).

Fumagina

Dois tipos de fumagina têm sido detectados em ipê. O primeiro causado por *Polychaeton* sp. (anamórfico de *Scorias* sp.) e ocorre principalmente em mudas velhas e em árvores de ipê-amarelo. O segundo tipo é o *Capnodium*, da família *Capnodiaceae* (Ascomiceto), que ocorre em mudas de ipê-tabaco e ipê-amarelo.

A fumagina causada por *Polychaeton* sp. tem colônias circulares, com diâmetro inferior a 8 mm e possui coloração que varia de azul-escura a negra. As colônias são distribuídas principalmente na superfície abaxial dos folíolos, de forma paralela à nervura principal. O outro tipo de fumagina apresenta micélio negro, ralo, distribuído na superfície dos folíolos e pecíolos (Figura 27). Os dois tipos não penetram no hospedeiro, nutrem-se apenas de exsudados presentes na superfície do limbo foliar.

Para controlar a fumagina, recomenda-se evitar o adensamento das mudas no viveiro e controlar os insetos que se associam aos agentes causais. Fungicidas à base de cobre também podem ser úteis para reduzir a intensidade do fungo nos folíolos (BENCHIMOL et al., 1999).

Fotos: Denise Vilela de Rezende



Figura 27. Sintomas de fumagina em folhas de *Handroanthus heptaphyllus*.

Mancha-de-*Corynespora*

A mancha-de-*Corynespora*, que é muito frequente em mudas de ipê-amarelo, ocorre raramente em plantas adultas. É causada pelo fungo *Corynespora cassiicola* (Berk & Curt.) Wei, de ocorrência comum no Brasil em diversos hospedeiros, principalmente nas regiões tropicais (FERREIRA, 1989).

Os principais sintomas ocorrem na face adaxial dos folíolos, na forma de manchas foliares circulares e irregulares, com diâmetro que varia de 1 mm a 20 mm, de coloração marrom a negra, com centro branco típico. Na face abaxial dos folíolos, a tonalidade das manchas e da área central é menos intensa. Quando o ataque é severo, grande parte do limbo pode ser danificada pela coalescência das lesões, e pode haver a queda prematura de folíolos. Em algumas espécies de ipês, os sintomas são manchas necróticas de coloração roxa, com o centro branco, espalhadas nos folíolos. A esporulação do fungo ocorre em condições de campo, e são observados pontos hialinos brilhantes, que correspondem aos conidióforos e conídios de *C. cassiicola*. Essas estruturas observadas em colônias do fungo crescidas em meio de cultura BDA são de dimensões diferentes daquelas retiradas diretamente de lesões nos folíolos (BENCHIMOL et al., 1999).

Para o controle da mancha-de-*Corynespora*, recomenda-se a utilização de calda bordalesa, maneb ou thiram. O controle preventivo em mudas mantidas em viveiro pode ser feito por meio de pulverizações, em intervalos semanais, com 200 g a 300 g de maneb ou mancozeb por 100 L de água (BENCHIMOL et al., 1999a; DUARTE et al., 1981; FERREIRA; ALFENAS, 1980; HOLLIDAY, 1980).

Mancha-zonada

Os sintomas da mancha-zonada são lesões de coloração parda que surgem em pontos esparsos dos folíolos, principalmente das partes apicais e distais, que progridem formando manchas concêntricas resultantes do crescimento micelial do fungo. O agente causal, *Cylindrocladium parasiticum* Crous, Wingfield & Alfenas, penetra por meio de aberturas naturais e/ou ferimentos nos folíolos, por isso surgem lesões em várias de suas áreas. Essas lesões se expandem e, no centro delas, as esporulações do fungo podem ser vistas tanto em viveiros como no campo, em condições de alta umidade. Em viveiros, o controle da doença pode ser feito por meio do emprego de fungicidas sistêmicos alternados com os de contato (BENCHIMOL et al., 1999).

Mancha-escura ou mancha-de-Asteromidium

O agente causal da mancha-escura das folhas do ipê-amarelo é o fungo *Asteromidium tabebuiae* Ferreira & Muchovej, registrado em Belém, PA (TABOSA; ALBUQUERQUE, 1977). Os sintomas característicos dessa doença são manchas circulares em ambas as faces dos folíolos, de coloração marrom-avermelhada, com diâmetro inferior a 2 cm. O fungo esporula facilmente em condições de alta umidade e forma massas de conídios de coloração creme-alaranjado, formadas em acérvulos.

Mancha-borrão

Observada com frequência em ipê-amarelo, a mancha-borrão é provocada por *Phaeoramularia tabebuia* Muchovej & Ferreira. Os sintomas são constituídos de manchas irregulares, de forma circular e de coloração interna esbranquiçada, com salpiques que parecem sujeira. Nos limites com o limbo sadio, as manchas são contornadas por halos marrom-escuros. Em geral estão presentes em folhas maduras, principalmente na face superior (AUER, 2001).

Mancha-de-septoria

Em ipê-amarelo, a mancha-de-septoria, que aparece com maior frequência em folíolos maduros, é provocada por *Septoria* sp. Inicialmente, observam-se pontuações ou pequenas áreas marrom-arroxeadas

que, após o desenvolvimento, ficam com centro branco e são circundadas por halos escuros.

Referências

- ALENCASTRO FILHO, T. R. **Fungos da Ordem Erysiphales encontrados em hospedeiros nativos do bioma Cerrado**. 2006. 67 f. Tese (Mestrado) – Universidade de Brasília, Brasília, DF.
- AUER, C. G. **Doenças em ipês: identificação e controle**. Colombo: Embrapa Florestas. 2001. 16 p.
- AYCOCK, R. **Stem rot and other diseases caused by *Sclerotium rolfsii***. Raleigh: Agricultural Experiment Station, 1966. 202 p. (Technical Bulletin, 174).
- BÉLANGER, R. R.; BUSHNELL, W. R.; DICK, A. J.; CARVER, T. L. **The powdery mildews: a comprehensive treatise**. St. Paul: APS, 2002. 291 p.
- BENCHIMOL, R. L.; DUARTE, M. L. R.; LEÃO, N. V. M.; ALBUQUERQUE, F. C. Doenças de espécies florestais nativas e exóticas. In: DUARTE, M. de L. R. **Doenças de plantas no trópico úmido brasileiro**: I. Plantas industriais. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 1999. p. 65-83.
- BRAUN, U.; TAKAMATSU, S. Phylogeny of *Erysiphe*, *Microsphaera*, *Uncinula* (Erysiphaceae) and *Cystotheca*, *Podosphaera*, *Sphaerotheca* (Cystothecaceae) inferred from rDNA ITS sequences: some taxonomic consequences. **Schlechtendalia**, Halle, v. 4, p. 1-3, 2000.
- BRIENZA JÚNIOR, S.; PEREIRA, J. F.; YARED, J. A. G.; MOURÃO JÚNIOR, M.; GONÇALVES, D. A.; GALEÃO, R. R. Recuperação de áreas degradadas com base em sistema de produção florestal energético-madeireiro: indicadores de custos, produtividade e renda. **Amazônia: Ciência e Desenvolvimento**, Belém. v. 4, n. 7, p. 197-219, 2008.
- DEMUNER, N. L.; FERREIRA, F. A.; MUCHOVEJ, J. J. Fungicidas para proteção de órgãos tenros de mudas de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*) às infecções basidiomycóticas de *Prospodium bicolor*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 13, n. 2, p. 103, 1988.
- DIANESE, J. C.; DIANESE, A. C. Three *Uncinula* species from the Brazilian cerrado and a key to South American *Uncinula* species. **Mycological Research**, Cambridge, v. 96, n. 7, p. 821 - 824. 1995.
- DIANESE, J. C.; TESSMAN, D. J.; FURLANETTO, C. Reinstating *Oswaldina icarhyensis* as the name of the anamorph of *Apiosphaeria guaranitica*. **Sydowia**, Horn, v. 46, n. 2, p. 233-237. 1994.

DUARTE, M. L. R.; ASANO, S.; ALBUQUERQUE, F. C. **Estudo das características morfológicas e fisiológicas de dois isolamentos de *Corynespora cassiicola* (Berk & Curt) Wei.** Belém: Embrapa- CPATU, 1981. 3 p. (EMBRAPA-CPATU, Comunicado Técnico, 33).

EXPLORAÇÃO e manejo incorreto podem levar o ipê à extinção na Amazônia. **Meio Ambiente News**, 7 jan. 2009. Disponível em: <[http://www.meioambientenews.com.br/conteudo.ler.php?q\[1\]conteudo.idcategoria=25&id=2612](http://www.meioambientenews.com.br/conteudo.ler.php?q[1]conteudo.idcategoria=25&id=2612)>. Acesso: 18 mar. 2013.

FERREIRA, F. A. Determinação do ciclo de vida da ferrugem do ipê amarelo e sua importância para a patologia florestal. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 6, n. 3, p. 600-601, 1981.

FERREIRA, F. A. **Patologia florestal: principais doenças florestais no Brasil.** Viçosa: Sociedade de Investigações Florestais, 1989. 570 p.

FERREIRA, F. A.; ALFENAS, A. C. Nova mancha de folha de ipê em viveiros, causada por *Corynespora cassiicola*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 4, n. 1, p. 103-110, 1980.

FERREIRA, F. A.; HENNEN, J. F. The life cycle, pathology, and taxonomy of the rust, *Prospodium bicolor* sp. nov. on yellow ipê, *Tabebuia serratifolia* in Brazil. **Mycologia**, New York, v. 78, n. 5, p. 795-803, 1986

GROSE, S. O.; OLMSTEAD, R. G. Evolution of a charismatic Neotropical clade: molecular Phylogeny of *Tabebuia* s. l., Crescentieae, and Allied genera (Bignoniaceae). **Systematic Botany**, Kent, v. 32, n. 3, p. 650-659, 2007a.

GROSE, S. O.; OLMSTEAD, R. G. Taxonomic revisions in the Polyphyletic Genus *Tabebuia* s. l. (Bignoniaceae). **Systematic Botany**, Kent, v. 32, n. 3, p. 660-670, 2007b.

HOLLIDAY, P. **Fungus diseases of tropical crops.** Cambridge: Cambridge University Press. 1980. 607 p.

LIBERATO, J. R.; BARRETO, R. W. Additions to the Brazilian *Erysiphaceae*: *Ovulariopsis durantae* sp. nov. and *Streptopodium tabebuiiae* sp. nov. **Fungal Diversity**, Hong Kong, v. 18, p. 93 - 106. 2005.

LORENZI, H. Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 4. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002. v. 1, 384 p.

REZENDE, D. V. **Patogênese da ferrugem (*Prospodium tecomicola*) do ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*).** 1986. 52 f. (Tese de Mestrado) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

REZENDE, D. V.; FERREIRA, F. A. Armazenamento de esporos de *Prospodium tecomicola*, agente etiológico da ferrugem do ipê-amarelo. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 11, n. 2, p. 385-386, 1986. Resumo.

REZENDE, D. V.; FERREIRA, F. A. Histopatologia e ontogenia das estruturas reprodutivas de *Prospodium bicolor*, ferrugem do ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 18, n. 1, p. 24-33, 1993.

REZENDE, D. V.; FERREIRA, F. A. Influência da idade dos folíolos na suscetibilidade de mudas de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*) à infecção por basidiósporos, eciósporos e urediniósporos da ferrugem (*Prospodium bicolor*). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 17, n. 4, p. 446-450, 1992.

REZENDE, D. V.; FERREIRA, F. A. Mancha prateada do ipê (*Tabebuia* sp.) associada à fase anamórfica de *Uncinula* sp. (*Oidium* sp.), com hiperparasitismo de *Ampelomyces* sp. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 13, n. 2, p. 150, 1988. Resumo.

REZENDE, D. V.; FERREIRA, F. A.; MATSUOKA, K. Penetração de estruturas infectivas por basidiósporos, eciósporos e urediniósporos de *Prospodium bicolor* em folíolos de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 18, n. 1, p. 19-23, 1993.

REZENDE, D. V.; FERREIRA, F. A.; VALE, F. X. R. do. Influência do binômio temperatura e tempo de água livre na superfície foliolar sobre a infecção por basidiósporos, eciósporos e eciósporos e urediniósporos de *Prospodium bicolor* em *Tabebuia serratifolia*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 17, n. 4, p. 441-445, 1992.

TABOSA, S. A. S.; ALBUQUERQUE, F. C. Mancha escura das folhas, nova enfermidade do ipê. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 2, n. 1, p. 104-105, 1977.

Capítulo 5

Doenças das meliáceas

Luiz Alberto Guimarães de Assis

Rogério Eiji Hanada

Jânia Lília da Silva Bentes

Luadir Gasparotto

Antenor Pereira Barbosa

As meliáceas (mogno, cedro e andiroba) que ocorrem na região Amazônica, apesar do elevado valor comercial da madeira do mogno e do cedro e do óleo extraído da andiroba, não são cultivadas em escala comercial, em razão do intenso ataque da broca-da-ponteira, causada pelo microlepidóptero *Hypsipyla grandella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae), que inviabiliza os plantios dessas espécies. No caso do mogno, afeta até 100% das plantas. Nos ensaios conduzidos com mogno consorciado com paricazeiro (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke) e ingazeiro (*Inga edulis* Mart.) em sistemas agroflorestais na Amazônia, os resultados foram lastimáveis. Houve registro de ataque da praga em 10% dos indivíduos aos 18 meses de idade e em 73% aos 30 meses de idade (SOUZA et al., 1996). Além do ataque do microlepidóptero, as meliáceas também são vulneráveis a diversas doenças, principalmente foliares, que podem inviabilizar seu cultivo comercial. Além dessas espécies, na Amazônia há o cultivo do mogno africano não afetado pela *H. grandella*, produtor de madeira de alta qualidade com elevado valor comercial. Neste capítulo, serão abordadas e discutidas as doenças associadas a essas espécies.

Mogno-africano

O mogno-africano (*Khaya ivorensis* A. Chev.) é uma espécie florestal exótica originária dos seguintes locais: África Ocidental, Gana, Costa do Marfim, Togo, Benin, Nigéria e sul de Camarões. Tem sido considerado um potencial substituto do mogno-brasileiro (*Swietenia macrophylla* King) nos plantios comerciais por causa de suas características fitossanitárias, fenológicas e econômicas.

O mogno-africano foi introduzido no Brasil por ser altamente resistente à principal praga do mogno brasileiro, *H. grandella* (GASPAROTTO et al., 2001). Além disso, é uma árvore de grande porte, de rápido crescimento, que pode atingir até 50 m de altura e até 2 m de diâmetro do tronco. Possui tronco reto, sem ramificações até uma altura de 30 m, com raízes tabulares bem desenvolvidas. A sua madeira é utilizada em move-laria, faqueado, esquadrias, construção naval e em acabamento interno e externo de residências. No geral, a madeira é de elevada durabilidade, fácil de trabalhar e secar e resistente a microrganismos degradadores de madeira. Essas características tecnológicas, aliadas à beleza natural da planta, fazem que a madeira possua extremo valor nos mercados nacional e internacional, podendo alcançar até R\$ 4 mil por metro cúbico de madeira serrada.

Desde sua introdução, na década de 1970, o mogno-africano tem sido cultivado em várias regiões do Brasil. A Embrapa Amazônia Oriental, localizada em Belém, PA, foi a primeira a cultivar a espécie para fins de pesquisa. Com bons resultados obtidos em suas pesquisas, na década de 1990 foram distribuídas as primeiras sementes aos produtores. Desde então, a espécie tem sido utilizada como recurso de reflorestamento ambiental e cultivo comercial. No Brasil, estima-se que existam aproximadamente 12 mil hectares de floresta plantada, dos quais metade se encontra na região Norte. Além disso, a espécie adaptou-se muito bem a várias faixas de altitude, clima, distribuição de chuva e fertilidade de solo do País.

Apesar de iniciado o seu plantio no Brasil há poucos anos, como todas as outras plantas o mogno-africano também está sujeito a diversas enfermidades.

Mancha-areolada

A mancha-areolada, causada pelo fungo *Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk. (Anamorfo: *Rhizoctonia solani* Kühn), foi relatada em Manaus, AM, e no Município de Igarapé-Açu, PA (GASPAROTTO et al., 2001). Em Manaus, observou-se queda de 100% de folhas do último lançamento foliar em plantas de mogno-africano com cerca de 2 anos de idade. As folhas jovens infectadas pelo patógeno apresentam coloração avermelhada.

Inicialmente surgem manchas arredondadas com cerca de 2 mm a 8 mm de diâmetro com o centro esbranquiçado e bordos escuros, circundados por um halo cor de vinho. Nas folhas maduras, as manchas são grandes, de coloração marrom-clara ou escura, descontínuas e necróticas com aréolas (Figura 1). Folhas com lesões grandes na parte basal ou próximas à nervura central tendem a destacar-se da planta. Em condições de elevada umidade, é comum observar um manto micelial do patógeno que cobre a superfície abaxial das manchas das folhas caídas. Para facilitar a visualização da formação do manto micelial, deve-se observar a folha contra a luz (GASPAROTTO et al., 2001).

No Pará, os sintomas da doença diferenciam-se, em alguns aspectos, das observações feitas nas plantas doentes de Manaus, AM. As lesões surgem entre as nervuras secundárias e podem, posteriormente, coalescer. Raramente alcançam a nervura central e, talvez por isso, a

Foto: Luadir Gasparotto



Figura 1. Sintomas da mancha-areolada, causada por *Thanatephorus cucumeris*, em folhas de mogno-africano.

queda de folhas não tenha sido observada, mesmo quando ocorre uma frequência expressiva de lesões (GASPAROTTO et al., 2001).

O patógeno pertence ao grupo de fungo Basidiomycota, classe Basidiomycetes, ordem Ceratobasidiales, família Ceratobasidiaceae. Tem como seu anamorfo o gênero *Rhizoctonia* (KIRK et al., 2008). A formação do manto micelial nas folhas favorece o isolamento, a partir de transferência de fragmentos de micélio para placas de Petri com meio de cultura BDA. Geralmente as colônias têm crescimento rápido, apresentam coloração de marrom-clara a castanha, com presença de hifas grossas, ramificadas em ângulo de 90°, e multinucleadas. Em colônia com mais de 20 dias de idade, é possível observar, na cultura, formação de microescleródios.

O patógeno já foi relatado na Amazônia, onde causou mancha-areolada em seringueira (DESLANDES, 1944) e em laranjeira (LOURD et al., 1984), bem como a doença denominada de teia-micélica em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) (ALBUQUERQUE; OLIVEIRA, 1973) e em maracujazeiro (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Deg.) (POLTRONIERI et al., 1999).

A condição ambiental favorável da região tropical (sempre úmida) beneficia a infecção durante longos períodos do ano. Nessa região, a severidade da doença torna-se expressiva e acarreta sucessivos desfolhamentos das plantas e, conseqüentemente, redução na velocidade de crescimento do mogno-africano.

Mancha-alvo

A mancha-alvo, causada por *Corynespora cassiicola* (Berk & Curt) Wei, foi registrada pela primeira vez em plantas com um ano de idade, no Município de Dom Eliseu, no Estado do Pará (VERZIGNASSI et al., 2009).

As folhas das plantas afetadas apresentam lesões circulares e irregulares, com 1 mm a 8 mm de diâmetro, circundadas por um halo de cor púrpura em ambas as faces da folha. Quando o número de lesões é elevado, elas coalescem e, conseqüentemente, as áreas lesionadas se expandem, atingem grande parte do limbo foliar e tornam-se escuras, com o centro esbranquiçado (Figura 2). Na sequência, ocorrem seca, rompimento e queda da folha (VERZIGNASSI et al., 2009).



Fotos: Jaqueline Rosemeire Verzignassi

Figura 2. Sintomas da mancha-alvo, causada por *Corynespora cassiicola*, em folhas de mogno-africano.

O isolamento do patógeno geralmente é realizado pelo método direto, pois o fungo produz estruturas reprodutivas que emergem sobre as lesões, as quais podem ser observadas com auxílio de um microscópio estereoscópico.

O fungo cresce e esporula em meio de cultura BDA, Czapek e V8. A colônia apresenta coloração cinza-escuro, micélio aéreo cotonoso a aveludado. Os conidióforos são marrom-escuros, eretos, septados e possuem dimensões variáveis. Os conídios apresentam forma obclavada a cilíndrica, com base truncada, cicatriz conidial escura, retos ou ligeiramente curvados no ápice, septados, solitários ou em cadeias curtas, sub-hialinos a verde-oliva (BARNETT; HUNTER, 1998; ELLIS, 1971).

O fungo sobrevive em resto de cultura e no solo, infecta ampla gama de hospedeiros, e causa manchas foliares em dezenas de plantas agrônômicas, florestais e daninhas de países tropicais e subtropicais do mundo. No Brasil, o fungo já foi relatado em cacaueiro (DUARTE et al., 1978), seringueira (GASPAROTTO, 1988), tomateiro (LEROY; LOURD, 1989), soja (YORINORI, 1996), trapoeraba (SOUZA; SILVA, 2001), pepino (VERZIGNASSI et al., 2003), bem como em diversos outros hospedeiros.

Rubelose

Essa doença, também conhecida como mal-rosado, foi constatada em mogno-africano com 2 anos de idade, na área experimental da Embrapa Amazônia Oriental e em cultivos comerciais dos municípios de Igarapé-Açu e Santa Bárbara, no Estado do Pará (POLTRONIERI et al., 2002). O agente etiológico é o basidiomiceto *Erythricium salmonicolor* (Berk. et Br.) Burds. [sinônimas: *Phanerochaete salmonicolor* (Berk. et Br.) Jul., *Corticium salmonicolor* Berk. et Br. e *Pellicularia salmonicolor* (Berk. e Br.) Dastur], cujo estágio conidial é *Necator decretus* Massee. O fungo pertence ao grupo Basidiomycota, classe Agaricomycetes, ordem Corticiales, família Corticiaceae (KIRK et al., 2008).

Além do mogno, essa doença afeta dezenas de espécies de plantas cultivadas em regiões tropicais e subtropicais, notadamente árvores frutíferas e essências florestais, e causa prejuízos em algumas culturas. No Brasil, já houve relatos de infecção em citros, seringueira, acácia, eucalipto, cacaueiro, jabuticabeira, macieira, bem como em diversos outros hospedeiros.

As plantas infectadas apresentam lesões necróticas de coloração rósea, que causam depressão e rachadura da casca do tronco e dos galhos, formando uma crosta rosada na superfície dos ramos e nos troncos doentes. Em plantas severamente infectadas, ocorre secamento e morte dos galhos (POLTRONIERI et al., 2002).

Em estádios avançados, é possível visualizar, com auxílio do microscópio estereoscópico, sinais (micélio e frutificação tanto da fase teliomórfica quanto da anamórfica) do patógeno associado às lesões, condição que viabiliza o isolamento do fungo pelo método direto. No entanto, o mais comum é realizar isolamento pelo método indireto, a partir de tecidos infectados. O fungo pode ser cultivado em meio de cultura BDA.

A fase teliomórfica é caracterizada pela produção de basídios com basidiósporos. Os basídios são obovoides a clavados, quando jovens, e clavados a cilíndricos quando maduros, suas paredes são lisas e finas, com quatro esterígmias, ligeiramente curvadas para dentro. Os basidiósporos são elipsoides com proeminentes apículas de paredes lisas e finas. A fase anamórfica é caracterizada por conidióforo em forma de esporodóquios, o qual dá origem a pústula vermelho-alaranjada. Os conídios encontrados são unicelulares, esféricos a ovais (MORDUE; GIBSON, 1976).

A ocorrência de esporulação nas fases basidial e conidial de *E. salmonicolor*, em condições naturais, propicia a disseminação do fungo em curtas e longas distâncias. Além disso, a alta umidade e a alta temperatura, bem como o sombreamento e a chuva prolongada, favorecem o progresso da doença.

O controle da doença pode ser feito por meio de poda dos ramos doentes, 15 cm a 30 cm abaixo do início da área lesionada, seguida da aplicação de uma pasta à base de cobre ou mancozeb sobre a área exposta (POLTRONIERI et al., 2002). Em plantas cuja lesão ainda não tenha circundado o tronco, procede-se à retirada da parte lesionada, com auxílio de um canivete, e ao pincelamento da pasta à base de cobre ou mancozeb.

Outras doenças

No Pará, foram relatadas algumas doenças, que, de um modo geral, não têm causado danos relevantes.

A queima-do-fio, causada por *Corticium koleroga* (Cooke) Höhn. (sin. *Pellicularia koleroga* Cooke, *Koleroga noxia* Donk e *Botryobasidium koleroga* (Cooke) Venkatar.), é uma doença endêmica da região Amazônica. O patógeno é polífago e afeta dezenas de espécies de plantas cultivadas ou não (GASPAROTTO; SILVA, 1999). Em todos os hospedeiros, os sintomas, danos causados e medidas de controle a serem adotadas são semelhantes (ver queima-do-fio, no Capítulo 1).

Cylindrocladium parasiticum Wings, Crous & Alfenas causa manchas foliares com até 7 cm de comprimento, de coloração marrom-escura, que coalescem e atingem grande extensão da área foliar. As folhas afetadas dificilmente caem e constituem fonte constante de inóculo. O patógeno apresenta conidióforos penicilioides, ramificados com vesículas globosas a subglobosas e conídios hialinos, cilíndricos, com um a três septos, e

dimensões de 47 μm a 76 μm x 4,5 μm a 5,9 μm . Na fase telomórfica (*Calonectria ilicicola* Boedijn & Reitsma), os peritécios apresentam coloração amarela e laranja, contêm ascos clavados e ascósporos uni a triseptados (POLTRONIERI et al., 2000).

A mancha-parda, cujo agente causal é o fungo *Cercospora* sp., é caracterizada inicialmente por diminutas pontuações amarelas, distribuídas em todo o limbo foliar. Posteriormente, formam-se lesões com o centro acinzentado, com cerca de 2 mm a 3 mm de diâmetro, que **coalescem e causam a queda das folhas**. O fungo produz conidióforos simples, pigmentados e fasciculados, bem como conídios, retos ou curvos, que, ao se destacarem, deixam cicatrizes nos conidióforos (POLTRONIERI et al., 2000).

Sclerotium coffeicola Bull. é um patógeno polífago, que se caracteriza pela produção de propágulos vegetativos semelhantes a agulhas (espículas brancas, finas com 1 mm a 4 mm de comprimento), e de escleródios de cor branco-creme, com até 5 mm de diâmetro, que são disseminados pelo vento para propagação da doença. A incidência da doença é alta no período chuvoso e desaparece no período mais seco. Os sintomas são manchas circulares, de coloração marrom-clara no centro e halo mais escuro no contorno. Na face inferior das folhas, surgem as espículas brancas (POLTRONIERI et al., 2000).

A podridão-branca, doença que afeta o sistema radicular, é causada pelo fungo *Rigidoporus lignosus* (Klotzsch) Imaz. O patógeno, no local de infecção, apresenta rizomorfias inicialmente esbranquiçadas e, posteriormente, amarelecidas, tendendo a uma tonalidade marrom-avermelhada. Os sintomas caracterizam-se pelo amarelecimento completo da copa da árvore, seguido da seca das folhas, que permanecem aderidas aos ramos, e culmina com a morte da planta (POLTRONIERI et al., 2000).

Mogno-brasileiro

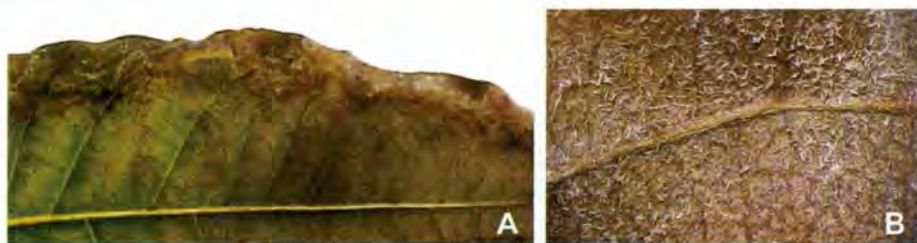
O mogno-brasileiro (*Swietenia macrophylla* King.), também conhecido como mogno-aguano e araputanga, é uma árvore de grande porte, que pode atingir até 50 m de altura, com tronco de 50 cm a 80 cm de diâmetro e fuste retilíneo (LOUREIRO et al., 1997). Ocorre desde o México até a América do Sul. No Brasil, ocorre nos seguintes estados: Acre, Rondônia, Mato Grosso, Goiás, Tocantins, Pará e Amazonas (MAINIERI; CHIMELO, 1989).

A madeira é usada para a produção de móveis, pela facilidade com que é trabalhada, pela resistência moderada aos fungos que causam apodrecimento e pela alta resistência ao ataque de cupins quando a madeira está seca, além de seu aspecto castanho-avermelhado brilhante depois do polimento. Também é utilizada para fabricação de embarcações leves, ebanisteria, lambris, compensado, objetos de adorno, revestimento interno, caixotaria, produção de instrumentos musicais (guitarras e violões e, ainda, alguns tambores percussivos), por seu timbre característico e ressonância sonora que tendem ao médio grave (PAULA; ALVES, 1997; VASCONCELOS et al., 2001).

É importante salientar que todas as espécies do gênero *Swietenia* estão listadas como espécies protegidas pela Convenção sobre o Comércio Internacional de Espécies Ameaçadas de Extinção da Fauna e Flora Silvestre (Cites). Assim, o Ibama, por meio do Diário Oficial da União, publicou a Instrução Normativa nº 7, em 2003 (IBAMA, 2003), que regulamenta os procedimentos relativos às atividades de Planos de Manejo Florestal Sustentável que contemplem a exploração do mogno.

Queima-de-*Cylindrocladium*

A doença é causada pelo fungo *Cylindrocladium* sp., detectado em folhas de mogno-brasileiro em plantio florestal para recuperação de áreas degradadas. As folhas infectadas apresentam queima das bordas, que progridem em direção à nervura central (Figura 3). Na mesma espécie do hospedeiro, em um plantio no Estado do Pará, foi detectado *Cylindrocladium crotalariae* KILLS, fase teliomórfica *Calonectria crotalariae* (Loss.) Bell. & Subers (ALFENAS; FERREIRA, 1979), renomeado para *C. parasiticum* Crous, M. J. Wingfield & Alfenas, fase teliomórfica



Fotos: Luiz Alberto Assis

Figura 3. Sintomas de queima das bordas (A), causados por *Cylindrocladium* sp. em folha de mogno-brasileiro e estruturas do patógeno (B) sobre o tecido lesionado.

Colonectria ilicicola Boedijn & Reitsma (CROUS et al., 1993). Nesse plantio, o hospedeiro causou manchas foliares relativamente grandes que incidiam nas porções apicais dos folíolos, com predominância de uma mancha por folíolo. Provavelmente se trata de espécies de patógeno diferentes, pois os sintomas incitados não se assemelham.

Cylindrocladium sp. cultivado em meio de cultura BDA produz colônia com micélio aéreo cotonoso, conidióforos penicilioides, hastes com vesículas apicais ovoides, macroconídios cilíndricos, eretos, hialinos, com um a três septos, com dimensões de 50 μ m a 72,5 μ m x 5 μ m a 7,5 μ m, microconídios cilíndricos, eretos, hialinos, com um septo, com dimensões de 17 μ m a 37,5 μ m x 2,5 μ m a 3,75 μ m.

Mancha-zonada

A mancha-zonada, causada pelo fungo *Sclerotium coffeicola* Bull., foi relatada, inicialmente, em plantas de mogno-brasileiro no Estado do Pará (BASTOS, 1998); e, posteriormente, em mogno-africano (GASPAROTTO; VERAS, 1999) e mogno-brasileiro (ASSIS et al., 2007), ambos no Estado do Amazonas. Além das espécies florestais, *S. coffeicola* tem como hospedeiros plantas de café e várias outras cultiváveis e não cultiváveis.

Os sintomas apresentam-se como manchas necróticas circulares de coloração castanha e bordos escuros distribuídas no limbo foliar, com dimensão de 0,5 cm a 1,0 cm de diâmetro (ASSIS et al., 2007). Nas manchas da face inferior das folhas, geralmente desenvolve-se micélio branco-dendrídico, enquanto nas folhas caídas também há produção de escleródios. Outra característica de *S. coffeicola*, somente observada na mancha da face abaxial, é a produção de estruturas semelhantes a agulhas brancas, como se fossem espículas, vistas macroscopicamente. Essa estrutura é constituída de hifas paralelas hialinas com até 0,2 mm de diâmetro e de 1 mm a 4 mm de comprimento. É importante salientar que essa estrutura não foi reproduzida até o momento em meio de cultura (FERREIRA, 1989).

O fungo pode ser facilmente isolado a partir dos propágulos vegetativos produzidos nas manchas da face inferior das folhas. Essas estruturas são facilmente destacadas e transferidas para placas de Petri, com meio de BDA acrescentado de antibiótico, e mantidas a 25 °C. Em poucos dias, após a transferência do propágulo do fungo, é possível observar rápido

crescimento em meio de cultura BDA, com a formação de um micélio rizomórfico branco, pouco ramificado, com hifas septadas apresentando grampos de conexão. Após 10 dias de incubação a 25 °C, ocorre a formação de escleródios globosos, com 2 mm a 5 mm de diâmetro e inicialmente brancos variando para o creme, tornando-se alaranjados (ASSIS et al., 2007).

Fuligem

A fuligem é causada por espécies do gênero *Meliola* (Meliolaceae). Apesar de não provocarem danos sérios aos hospedeiros, os fungos produzem haustórios, que penetram nas células da epiderme foliar, bem como fuligens negras aveludadas de formato e tamanho variados, as quais se distribuem sobre o limbo foliar e são fáceis de ser removidas. Em estádios mais avançados da doença, as fuligens coalescem, e recobrem todo o limbo foliar. Com isso, há redução da área fotossinteticamente ativa, que interfere no crescimento e no desenvolvimento da planta. Em plantios florestais de diferentes espécies para recuperação de áreas degradadas na Amazônia, há ocorrência de fuligens praticamente o ano todo (ASSIS et al., 2010).

No mogno, o parasita produz hifas septadas, pouco flexuosas, ramificadas, com hifopódios capitados, inteiros a sublobados, unilaterais e alternos; ascósporos oblongos, castanhos, com quatro septos, levemente constritos nos septos, de polos rotundos, com 32 µm a 45 µm x 15 µm a 18 µm. Associado às fuligens, pode ocorrer o hiperparasita *Hyaloderma* sp., que produz ascomas apotecioides, hialinos, orbiculares, aplanados, desenvolvidos sobre o micélio do fungo parasitado (ASSIS et al., 2010).

Outras doenças

Outras doenças foram constatadas em plantas isoladas e/ou em pequenos agrupamentos, porém sem causar danos relevantes, como manchas foliares causadas por *Cylindrocladium floridanum* Sobers & Seym (MENDES et al., 1998) e *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. (TRINDADE et al., 2004). Na Indonésia, foi relatado a rubelose em reboleira, causada pelo fungo *Erythricium salmonicolor* (Berk. et Br.) Burds, considerado fator potencialmente limitante para a cultura (HADI et al., 1993), e *Gloeosporium* sp., que causa manchas foliares (SUHARTI; IRIANTO, 1992).

Cedro

O cedro (*Cedrela odorata* L.), também conhecido pelos nomes vulgares de cedro-mogno e cedro-brasileiro, ocorre em todas as formações vegetais do Brasil, exceto no bioma Cerrado. A espécie é frequente na Mata Atlântica e na floresta pluvial amazônica, bem como nos demais países da América do Sul. É uma espécie decídua, heliófila ou de luz difusa, seletiva higrófila, características das matas primárias e secundárias altas de terra firme (LORENZI, 1992). A espécie tem preferência por solos profundos e úmidos. No Amazonas, encontra-se em solos argilosos, nas terras firmes (LOUREIRO et al., 1979). Produz uma árvore de grande porte que atinge até 35 m em altura, cujo tronco possui casca rugosa, fissurada (LORENZI, 1992).

A madeira, caracterizada por apresentar cerne vermelho, é leve, macia e fácil de trabalhar, além de possuir boa resistência mecânica e ser moderadamente resistente ao ataque de pragas. É muito utilizada para laminados, móveis, lambris, compensado e para tabuado em geral. Em virtude de sua madeira de excelente qualidade e da exploração excessiva, o cedro está ameaçado de extinção (LORENZI, 1992).

Mancha-anelar

A mancha-anelar, causada pelo fungo *Rhizoctonia* sp., foi relatada em viveiro florestal no Estado do Amazonas (ASSIS et al., 2006). Esse patógeno incita manchas distribuídas principalmente na região apical e no bordo dos folíolos. As manchas, geralmente uma por folíolo, são necróticas, circulares, concêntricas, de coloração palha, ligeiramente esbranquiçadas, com bordas escuras bem definidas, medindo de 1 cm a 1,5 cm de diâmetro (Figura 4).

Rhizoctonia sp. cultivado em meio de cultura BDA produz colônias de coloração inicialmente creme e posteriormente marrom. Produz, ainda, escleródios de aspecto farináceo, hifas ramificadas, formando ângulos de aproximadamente 90°, constrição na base da ramificação e septo próximo à inserção da hifa lateral.

Mancha-efusa ou mancha-de-cercóspora

A doença, incitada pelo fungo *Cercospora* sp., foi relatada em folhas de mudas em viveiro florestal no Estado do Amazonas (ASSIS et al., 2006).



Foto: Luiz Alberto Assis

Figura 4. Sintomas da mancha-anelar, causada por *Rhizoctonia* sp., em folhas do cedro.

O fungo causa manchas foliares necróticas, efusas, circulares a irregulares, de coloração escura e centro de coloração palha a esbranquiçado, com 0,5 cm a 1 cm de diâmetro e bordas indefinidas.

O fungo cultivado em meio de cultura BDA apresenta colônia com crescimento lento e coloração escura. Os conidióforos são curtos, cilíndricos, septados e medem de 13 μm a 40 μm x 3 μm a 5 μm ; os conídios são multisseptados, cilíndricos a filiformes, geralmente curvados, medem de 15 μm a 48 μm x 2,5 μm a 4 μm .

Mancha-foliar-de-*Pseudobeltrania*

A doença, incitada pelo fungo *Pseudobeltrania cedrelae* P. Henn., causa manchas foliares necróticas, circulares a irregulares, de coloração marrom-avermelhada, com cerca de 1 cm a 2 cm de diâmetro (HANADA et al., 2005). As manchas se distribuem em todo o limbo foliar e tendem a coalescer, principalmente nos folíolos mais velhos, onde formam áreas maiores necrosadas (Figura 5 e 6). As folhas necrosadas geralmente secam do ápice para a base e ocasionam o desfolhamento. Na superfície abaxial dos folíolos, sobre as lesões, há sinais do patógeno na forma de fascículos de conidióforos de coloração cinza a negra, vistos com auxílio de um microscópio estereoscópico.

Foto: Siglia Regina dos Santos Souza



Figura 5. Manchas foliares em cedro, causadas por *Pseudobeltrania cedrelae*.

Foto: Siglia Regina dos Santos Souza



Figura 6. Folhas de cedro com manchas causadas por *Pseudobeltrania cedrelae*.

O patógeno cultivado em meio de cultura BDA produz colônias com crescimento moderado, de coloração que varia do cinza-claro ao cinza-escuro, com predominância de micélio imerso; conidióforos cilíndricos, fasciculados, com um septo e coloração marrom, e dimensões de $23\ \mu\text{m}$ a $55\ \mu\text{m} \times 3\ \mu\text{m}$ a $6\ \mu\text{m}$; conídios bicônicos, isolados, de coloração marrom, apresentando banda transversal hialina na região mediana, com mensuração de $14\ \mu\text{m}$ a $19\ \mu\text{m} \times 5\ \mu\text{m}$ a $12\ \mu\text{m}$ (HANADA et al., 2005).

Fuligem

A doença, causada por *Meliola* sp. (Meliolaceae), não provoca sérios danos ao cedro. O parasita produz hifas com hifopódios capitados, unilaterais e alternos; célula apical levemente lobada; ascósporos oblongos, de cor castanha, com quatro septos, levemente constritos nos septos, de polos rotundos, e dimensões de $34\ \mu\text{m}$ a $44\ \mu\text{m} \times 14\ \mu\text{m}$ a $18\ \mu\text{m}$; setas miceliais castanhas, septadas, ramificadas de forma dicotômica e tricotômica, com ápices dentados. Associado às fuligens, comumente encontra-se o hiperparasita *Spiropes* sp., que apresenta conídios fusiformes, simétricos, lisos, castanhos, com três septos, levemente constritos, com base truncada e ápice mucronado (ASSIS et al., 2010).

Andiroba

A andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.) tem ampla distribuição na região tropical. É encontrada nos seguintes locais: América Central, Peru, Brasil, Suriname, Guianas, África Tropical, Antilhas, Colômbia e Venezuela. No Brasil, ocorre em toda a Bacia Amazônica, preferencialmente nas várzeas e áreas alagáveis ao longo dos igapós. Encontra-se, também, com menor frequência nas vertentes das colinas e em solos bem drenados. Trata-se de uma espécie muito cultivada em terra firme, onde atinge menor porte. Árvore de grande porte, com até 30 m de altura e fuste cilíndrico e reto. A casca é grossa, amarga e desprende-se facilmente em grandes placas (LOUREIRO et al., 1979; RIZZINI; MORS, 1976).

A madeira da andiroba, moderadamente pesada ($0,70\ \text{g cm}^{-3}$ a $0,75\ \text{g cm}^{-3}$), possui alto poder calorífico (LOUREIRO et al., 1979; SUDAM, 1979) e apresenta resistência moderada a fungos causadores de apodrecimento. Em contato com o solo, é suscetível ao ataque de térmitas e coleópteros. Além disso, tem dificuldade de permeabilização com preservantes (CATÁLOGO..., 1991; MAINIERI; CHIMELO, 1989). O cerne é vermelho-escuro brilhante ou marrom-avermelhado logo após

o corte; o alburno é castanho-pálido; a grã é regular, de textura um tanto áspera, cheiro e sabor indistintos, fácil de trabalhar. Por possuir características que permitem um bom acabamento, a madeira da andiroba é usada na fabricação de móveis e caixotaria fina, na construção civil (vigas, caibros, ripas, esquadrias de portas, lambris, venezianas, batentes, caixilhos, rodapés, guarnições, molduras, lâminas, compensados) e no acabamento interno de barcos e navios.

As sementes de andiroba contêm aproximadamente 26% de casca e 74% de amêndoa. As amêndoas contêm 26% de um óleo amarelo-claro, líquido e transparente que, quando submetido a uma temperatura inferior a 25 °C, se solidifica a uma consistência semelhante à vaselina. Na região Norte do Brasil, esse óleo solidificado é usado na confecção de sabões e sabonetes. Na medicina humana, o óleo, em pequena quantidade, é usado contra contusões musculares e nas demais alterações dos tecidos superficiais, além de ser utilizado como repelente de insetos pelas populações indígenas e ribeirinhas (SAMPAIO, 2000).

Mancha-de-*Pestalotiopsis*

O fungo *Pestalotiopsis macrochaeta* (Speg.) J. Xiang Zhang & T. Xu, agente causal da doença, infecta folhas do dossel inferior de árvores de andiroba (HALFELD-VIEIRA; NECHET, 2005). Os sintomas caracterizam-se por manchas necróticas, irregulares, de coloração marrom, que progridem do ápice dos folíolos em direção à base (Figura 7). Sobre as



Figura 7. Sintomas (A) e sinais (B) causados por *Pestalotiopsis macrochaeta* em folhas de andiroba.

lesões, o patógeno produz acérvulos puntiformes, conídios fusiformes, geralmente com quatro septos, medindo de 24 μm a 34 μm x 5 μm a 8 μm , com dois a três apêndices apicais (de 16 μm a 34 μm) e um apêndice basal (5 μm a 8 μm).

Mancha-marrom-de-*Cylindrocladium*

Essa doença, causada pelo fungo *Cylindrocladium* sp., foi relatada em folhas de andiroba sob plantio florestal para recuperação de áreas degradadas, no Município de Presidente Figueiredo, AM (ASSIS et al., 2006). Os sintomas caracterizam-se por manchas foliares necróticas, circulares a irregulares, de coloração marrom-clara e bordos marrom-escuros, e diâmetro de 1 cm a 2 cm. Incidem, predominantemente, próximo às bordas e nas regiões apicais dos folíolos. As manchas tendem a coalescer e a formar grandes áreas de tecido necrosado (Figura 8). Cultivado em meio de cultura, o fungo apresenta colônias com micélio aéreo cotonoso e microescleródios de coloração alaranjada a avermelhada; conidióforos eretos e hialinos; conídios hialinos, cilíndricos, com três septos, e dimensões de 48 μm a 81,5 μm x 3,5 μm a 6 μm . Não foram observadas hastes com vesículas.



Foto: Luiz Alberto Assis

Figura 8. Sintomas de mancha-marrom, causada por *Cylindrocladium* sp., em folha de andiroba.

Fuligem

As fuligens causadas pelos fungos do gênero *Meliola* (Meliolaceae) não são consideradas problema sério para o hospedeiro. Na andiroba, o parasita produz hifas sub-retas, de coloração castanha, septadas, ramificadas em ângulo de $\pm 90^\circ$ com hifopódios mucronados, bicelulares, unilaterais e alternos; ascósporos oblongos, castanhos, com quatro septos, e dimensões que variam de 31 μm a 42 μm x 13 μm a 17 μm . Associado às fuligens, tem-se constatado o hiperparasita *Spiropes* sp., que produz conídios fusiformes, simétricos, castanhos, com três septos, levemente constritos nos septos, com ápice mucronado; sinêmios negros, cilíndricos, de ápice dilatado, fasciculado, formado de hifas anastomosadas (ASSIS et al., 2010).

Referências

- ALBUQUERQUE, F. C.; OLIVEIRA, A. F. F. **Ocorrência de *Thanatephorus cucumeris* em feijão na região Transamazônica**. Belém: Ipean, 1973. 7 p. (Ipean, Comunicado Técnico, 40).
- ALFENAS, A. C.; FERREIRA, F. A. Ocorrência de *Colonectria crotalariae* (Loss.) Bell.; Sobers. (estádio conidial de *Cylindrocladium crotalariae*) em *Swietenia macrophylla* King. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 4, n. 1, p. 86-87, 1979.
- ASSIS, L. A. G.; COELHO NETTO, R. A.; BARBOSA, A. P. Ocorrência de mancha foliar em mogno causada por *Sclerotium coffeicola* no estado do Amazonas. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 33, n. 1, p. 99, 2007.
- ASSIS, L. A. G.; COELHO NETTO, R. A.; BARBOSA, A. P.; BEZERRA, J. L.; GASPAROTTO, L.; SOUSA, F. M. G. Parasitas fúngicos em espécies florestais nativas da Amazônia Central. **Agrotópica**, Ilhéus, v. 22, n. 3, p. 137-144, 2010.
- ASSIS, L. A. G.; COELHO NETTO, R. A.; BARBOSA, A. P.; FERREIRA, F. A. Ocorrência de manchas foliares em Meliácea no estado do Amazonas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 31, p. S158, 2006. Suplemento.
- BARNETT, H. L.; HUNTER, B. B. **Illustrated Genera of Imperfect Fungi**. 4th ed. St. Paul: APS, 1998. 218 p.
- BASTOS, C. N. Mancha foliar em mogno (*Swietenia macrophylla*) causada por *Sclerotium coffeicolum* Stahel. **Agrotópica**, Ilhéus, v. 10, n. 1, p. 41-42, 1998.
- CARNEIRO, J. S. Micoflora associada a sementes de essências florestais. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 11, p. 557-566, 1986.

CATÁLOGO de Madeiras da Amazônia: características tecnológicas: área da hidrelétrica de Balbina. Manaus: Inpa, 1991. 163 p.

CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; ALFENAS, A. C. *Cylindrocladium parasiticum* sp. nov., a new name for *C. crotalariae*. **Mycological Research**, Cambridge, v. 97, n. 7, p. 889-896, 1993.

DESLANDES, J. A. Observações fitopatológicas na Amazônia. **Boletim Fitossanitário**, Rio de Janeiro, v. 1, n. 3/4, p. 197-244, 1944.

DUARTE, M. L. R.; ALBUQUERQUE, F. C.; PRABHU, A. S. Uma nova enfermidade foliar no cacau (Theobroma cacao L.) causada pelo fungo *Corynespora cassiicola* (Berk & Curt.) Wei. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 3, p. 259-265, 1978.

ELLIS, M. B. **Dematiaceous hyphomycetes**. Kew: Commonwealth Mycological Institute, 1971. 608 p.

FERREIRA, F. A. Tópicos especiais: enfermidades florestais em viveiros, parcelas experimentais e plantações homogêneas na região amazônica. In: FERREIRA, F. A. (Ed.). **Patologia florestal: principais doenças florestais no Brasil**. Viçosa, MG: SIF, 1989. p. 455-537.

GASPAROTTO, L.; FERREIRA, F. A.; JUNQUEIRA, N. T. V. Mancha de *Corynespora* em folhas de seringueira (*Hevea brasiliensis*) no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 14, n. 3, p. 278-280, 1988.

GASPAROTTO, L.; HANADA, R. E.; ALBUQUERQUE, F. C.; DUARTE, M. L. R. Mancha areolada causada por *Thanatephorus cucumeris* em mogno africano. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 26, n. 3, p. 660-661, 2001.

GASPAROTTO, L.; SILVA, S. E. L. Novos hospedeiros de *Pellicularia koleroga* no estado do Amazonas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 24, n. 3, p. 489, 1999.

GASPAROTTO, L.; VERAS, S. M. Hospedeiros de *Sclerotium coffeicola* no estado do Amazonas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 1, p. 93, 1999.

HADI, S.; NUHAMARA, S. T.; SANTOSO, E.; NAIR, K. S. S.; SHARMA, J. K.; VARMA, R. V. (Ed.). Impact of diseases and insect pests in tropical forests. In: IUFRO SYMPOSIUM, 1993, Peechi, India. **Proceedings...** Peechi: IUFRO, 1993. p. 105-110.

HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHET, K. L. First report of *Pestalotiopsis macrochaeta* on *Carapa guianensis*. **New Disease Reports**, [London], v. 11, p. 34, 2005.

HANADA, R. E.; GASPAROTTO, L.; FERREIRA, A. F. Primeiro relato de mancha foliar em *Cedrela odorata* causada por *Pseudobeltrania cedrelae*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 30, n. 3, p. 299-301, 2005.

IBAMA. Instrução Normativa IBAMA nº 7 de 22 de agosto de 2003. Dispõe sobre a necessidade de adequar os procedimentos relativos às atividades de Plano de Manejo Florestal Sustentável que contemplem a exploração da espécie mogno (*Swietenia macrophylla* King). **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 26 ago. 2003.

KIRK, P. M.; CANNON, P. F.; MINTER, D. W.; STALPERS, J. A. **Dictionary of de Fungi**. Wallingford: CAB International, 2008. 771 p.

LEROY, M.; LOURD, M. Doença foliar do tomateiro causada por *Corynespora cassiicola* em Manaus. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 14, p. 32-36, 1989.

LORENZI, H. Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 368 p.

LOURD, M.; BRAZ ALVES, M. L.; GASPAROTTO, L. Ocorrência da mancha areolada em citrus no município de Manaus-AM. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 9, p. 135, 1984.

LOUREIRO, A. A.; SILVA, M. F.; ALENCAR, J. C. **Essências madeireiras da Amazônia**. Manaus: Inpa, 1979. v. 1, 245 p.

LOUREIRO, A. A.; SILVA, M. F.; ALENCAR, J. C. **Essências madeireiras da Amazônia**. Manaus: Inpa, 1997. v. 2, 482 p.

MAINIERI, C.; CHIMELO, J. P. **Fichas de características das madeiras brasileiras**. 2. ed. São Paulo: IPT, 1989. 420 p.

MENDES, M. A. S.; SILVA, V. L.; DIANESE, J. C.; FERREIRA, M. A. S. V.; SANTOS, C. E. N.; GOMES NETO, E.; URBEN, A. F.; CASTRO, C. **Fungos em plantas no Brasil**. Brasília, DF: Embrapa-SPI: Embrapa-Cenargen, 1998. 569 p.

MORDUE, J. E. M.; GIBSON, I. A. S. *Corticium salmonicolor*. **CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria**, Kew, v. 52, n. 511, 1976.

PAULA, J. E.; ALVES, J. L. H. **Madeiras nativas: anatomia, dendrologia, dendrometria, produção e uso**. Brasília, DF: Gráfica Gutemberg, 1997. 543 p.

POLTRONIERI, L. S.; ALBUQUERQUE, F. C.; TRINDADE, D. R.; DUARTE, M. L. R.; CARVALHO, J. E.; MULLER, C. H. Detecção de *Phamerorochaete salmonicolor* em mogno africano no estado do Pará. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 27, n. 3, p. 321, 2002.

POLTRONIERI, L. S.; ALBUQUERQUE, F. C.; TRINDADE, D. R.; DUARTE, M. L. R. Identificação de doenças em mogno africano no estado do Pará. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2000. 13 p. (Embrapa Amazônia Oriental. Circular Técnica, 18)

POLTRONIERI, L. S.; TRINDADE, D. R.; ALBUQUERQUE, F. C.; BENCHIMOL, R. L. Web blight (*Thanatephorus cucumeris*) on passion fruit in the state of Pará, Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 24, p. 92, 1999. Resumo.

RIZZINI, C. T.; MORS, W. B. **Botânica econômica brasileira**. São Paulo: Editora Pedagógica e Universitária, 1976. 235 p.

SAMPAIO, P. T. B. Andiroba: *Carapa guianensis*. In: CLAY, J. W.; SAMPAIO, P. T. B.; CLEMENT, C. R. **Biodiversidade da Amazônia**. Manaus: Inpa, 2000. p. 243-251.

SOUZA, A. G. C.; SILVA, S. E. L.; LIMA, R. M. B.; SOUZA, N. R. Comportamento de espécies nativas sob plantio florestal. In: FOREST 96: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE ECOSSISTEMAS FLORESTAIS, 4., 1996, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: Biosfera, 1996. p. 143-144.

SOUZA, I. M. R.; SILVA, G. S. Fungos associados a plantas daninhas na ilha de São Luis, Maranhão. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 27, n. 2, p. 266-267, 2001.

SUDAM. **Características silviculturais de espécies nativas e exóticas dos plantios do Centro de Tecnologia Madeireira - Estação Experimental de Curuá-Una**. Belém: Sudam, 1979. 35 p.

SUHARTI, M.; IRIANTO, R. S. B. Virulence trial for four species of fungus that cause leaf spot disease on *Eucalyptus urophylla* and *Swietenia macrophylla*. **Buletin Penelitian Hutan**, Bogor, n. 553, p. 33-48, 1992.

TRINDADE, A. S.; COELHO NETTO, R. A.; ASSIS, L. A. G.; BARBOSA, A. P. Ocorrência de antracnose em folhas de mogno no Amazonas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 299-300, 2004. Suplemento.

VASCONCELOS, F. J.; FREITAS, J. A.; LIMA, V. M. O. C.; MONTEIRO, L. V.; PEREIRA, S. J. **Madeiras tropicais e uso industrial do Maranhão**: características tecnológicas. Manaus: Inpa. 2001. 96 p.

VERSIGNASSI, J. R.; POLTRONIERI, L. S.; BENCHIMOL, R. L. Mancha-alvo em mogno africano no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 35, n. 1, p. 70-71, 2009.

VERSIGNASSI, J. R.; VIDA, J. B.; TESSMANN, D. J. Epidemias de manchas de corínéspora em pepino “tipo japonês” sob cultivo protegido na região norte do estado do Paraná. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, n. 5, p. 570, 2003.

WORLD AGROFORESTRY CENTRE. **A tree species reference and selection guide.** Disponível em: <<http://www.worldagroforestrycentre.org/sea/Products/AFDbases/AF/asp/SpeciesInfo.asp?SpID=1736>>. Acesso em: 4 out. 2011.

YORINORI, J. T. Epidemia de mancha-alvo (*Corynespora cassiicola*) na cultivar FT- Estrela na safra 1995/96. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 18., 1996. **Ata e resumos...** Uberlândia: Universidade Federal de Uberlândia; [Londrina]: Embrapa-CNPSO, 1996. p. 319.

Capítulo 6

Doenças da palma-de-óleo

Alessandra de Jesus Boari

Célia Regina Tremacoldi

Kátia de Lima Nechet

Eudes de Arruda Carvalho

A palma-de-óleo ou dendezeiro (*Elaeis guineensis* Jacq.) é uma palmeira originária da Costa Ocidental da África (Golfo da Guiné), encontrada em povoamentos subespontâneos desde o Senegal até a Angola. No Brasil, foi introduzida no século 17 pelos escravos, e adaptou-se bem ao clima tropical úmido (TRINDADE et al., 2005).

Os principais produtos do dendezeiro são os óleos de palma e de palmiste, extraídos industrialmente da polpa do fruto e da amêndoa, respectivamente, cuja demanda vem crescendo de forma acelerada por causa da proibição de gordura trans e, principalmente, do seu grande potencial de produção ($6 \text{ t ha}^{-1} \text{ ano}^{-1}$ a $8 \text{ t ha}^{-1} \text{ ano}^{-1}$) para uso como biocombustível. Sua rentabilidade tem sido boa, apesar do alto investimento para a implantação. As características especiais desses produtos lhes conferem grande versatilidade, o que possibilita sua aceitação por diversas indústrias mundiais. Os óleos de palma e de palmiste têm uso alimentício, medicinal, oleoquímico e industrial (FURLAN et al., 2004).

O Estado do Pará é responsável por mais de 90% da produção no Brasil, seguido da Bahia e do Amazonas (FURLAN JÚNIOR et al., 2004). A palma-de-óleo é uma cultura de grande importância socioeconômica, pois, além de ter alto potencial para produção de óleo, gera elevado número de empregos, uma vez que utiliza quantidade significativa de mão de obra no plantio, na colheita e no processamento para extração de óleo nas usinas de beneficiamento.

Um dos principais entraves para a expansão dessa cultura é a ocorrência do amarelecimento-fatal, doença conhecida como AF do dendê, a qual vem dizimando milhares de hectares da planta e, conseqüentemente, provocando grandes perdas econômicas a empresas vinculadas ao agro-negócio do dendê. Atualmente o híbrido interespecífico *E. guineenses* x *E. oleífera* (HIE) tem sido plantado em áreas de ocorrência do AF por ser considerado resistente.

De modo geral, em plantas adultas, podem ocorrer outras doenças, tais como: manchas foliares, podridão-do-estipe e fitomonas. No entanto, até então, elas não têm tanta importância econômica no Estado do Pará. A fusariose e o anel-vermelho são relevantes; a primeira, no entanto, limita-se ao Município de Benevides, no Pará, atualmente chamado de Santa Bárbara. Em mudas, as manchas foliares causadas por fungos ocorrem com frequência.

No Pará, o anel-vermelho, por ser uma doença bem manejada por meio de eliminação de plantas doentes e de controle de vetores,

aparece ocasionalmente. Na Bahia, é a doença de maior importância, mas vale ressaltar que, nesse estado, há muitos plantios subespontâneos, ou seja, sem manejo, o que permite grande número de fontes de inóculo. Já a fusariose tem ocorrência restrita a plantios do Município de Benevides, PA.

Amarelecimento-fatal (AF)

É a doença mais importante do dendezeiro. Caracteriza-se, inicialmente, pelo ligeiro amarelecimento dos folíolos basais das folhas intermediárias (Figura 1) e, posteriormente, pelo aparecimento de necroses nas extremidades dos folíolos (Figura 2), que progridem para o secamento total das folhas e culminam na morte da planta (Figura 3). Além disso, na folha flecha, aparecem lesões necróticas (Figura 4) que progridem para o seu apodrecimento (Figura 5), mas a doença não se estende para o palmito da planta. As folhas já formadas ou velhas morrem naturalmente. Pode ocorrer remissão temporária da planta, seguida de declínio generalizado e morte (Figuras 6). Em todas as áreas de ocorrência do AF, observou-se a recorrência da doença em replantios logo nos dois primeiros anos (Figura 7).

Figura 1. Planta de palma-de-óleo com amarelecimento-fatal e leve amarelecimento dos folíolos.



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Foto: Alessandra de Jesus Boari



Figura 2. Folíolos de planta de palma-de-óleo com amarelamento-fatal e necroses nas extremidades.

Foto: Alessandra de Jesus Boari



Figura 3. Plantas de palma-de-óleo mortas por amarelamento-fatal.



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 4. Planta de palma-de-óleo com amarelecimento-fatal e manchas necróticas na folha flecha.



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 5. Planta de palma-de-óleo com amarelecimento-fatal e apodrecimento da folha flecha.

Foto: Alessandra de Jesus Boari



Figura 6. Palma-de-óleo com sintomas de remissão foliar e morta.

Foto: Alessandra de Jesus Boari



Figura 7. Replanteio de palma-de-óleo em área com histórico de amarelecimento-fatal, com 10 anos de idade, com amarelecimento e seca das folhas e morte de planta.

A causa do AF é desconhecida. Silva (1989) relatou fungos e bactérias associados às lesões em plantas com AF e nematoides no sistema radicular e no estipe da palma-de-óleo. Os fungos identificados foram: *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griff. & Maubl., *Microsphaera olivacea* (Bonord.) Höhn, *Curvularia pallescens* Boedijn, *C. hamata*, *Dacrylaria* sp., *Phytophthora* sp., *Colletotrichum* sp., *Pythium* sp., *Fusarium* sp., *F. solani* (Mart.) Sacc., *F. oxysporum* Schlechtend: Fr, *Pestalotiopsis* sp., *Thielaviopsis* sp., *Phomopsis* sp., *Chaetomium* sp., *Rhizoctonia* sp., *Graphium* sp., *Mucor racemosus* Fresenius, *Phoma* sp. e *Gloeosporium* sp. As bactérias foram: *Erwinia herbicola* (Löhnis) Dye, *Pseudomonas aeruginosa* Schroeter, *P. putida* Trevisan, *P. fluorescens* Flügge e *Bacillus polymyxa* (Prazmowski) Mace. Os nematoides identificados em plantas com AF foram *Rhadinaphelenchus cocophilus* (Coob) Baujar, *Xiphinema yaporense*, *X. brasiliensis* Lordello, *Aorolaimus* sp., *Hoplolaimus* sp., *Hemicicliophora poranga* Monteiro & Lordeiro, *Tylenchorhynchus crassicaudatus* Williams, *Basirotyleptus* sp., *Bursaphelenchus* sp., *Meloidogyne* spp., *Paratrichodorus* sp., *Dorylaimellus* sp., *Tylenchus* sp., *Criconemella* sp., *Scutellonema* sp. No entanto, Silva (1989) não fechou os postulados de Koch para nenhum dos patógenos relatados.

Um fitoplasma do subgrupo Srl foi detectado em plantas com AF (BRIOSO et al., 2003). Em 2006, os pesquisadores avaliaram 100 plantas com AF e outras 100 plantas sem sintomas, por Nested-PCR, e detectaram duas amostras positivas em cada situação (dados não publicados).

A interação de fatores edafoclimáticos também parece contribuir para o aparecimento ou aumento da incidência de plantas com AF (MORAES et al., 2011). Há indícios da associação de fitotoxidez por nutrientes, como o ferro tóxico produzido pela anoxia do solo, em razão da baixíssima porosidade do solo e da alta pluviosidade (MUNIZ et al., 2011). Plantios em regiões de maior déficit hídrico parecem não ser suscetíveis a essa doença (VENTURIERI et al., 2009). Fatores climáticos favorecem o aparecimento de doenças fúngicas, mas ainda não se observou em folhas doentes a associação constante de um patógeno com o AF que induza o sintoma de amarelecimento. Há dois estudos epidemiológicos espaço-temporais relatados em duas áreas de plantio diferentes, nos quais Bergamin et al. (1996) e Laranjeira et al. (1996) indicaram que não se trata de doença fitopatogênica. Sales (2011), por sua vez, ao fazer análise geoestatística de dados provenientes de outro plantio do nordeste paraense, concluiu que a distribuição espacial do AF possui características mais próximas de doença fitopatogênica.

Embora o AF venha sendo estudado há mais de três décadas, abrangendo as áreas de solo, nutrição de plantas, fitopatologia e entomologia, não há dados conclusivos sobre a sua causa. Para as áreas de ocorrência do AF, recomenda-se o plantio da cultivar BRS Manicoré, um híbrido interespecífico *E. guineensis* (africano) x *E. oleífera* (americano), que tem se comportado como resistente à doença.

Fusariose

A fusariose da palma-de-óleo é causada pelo fungo *Fusarium oxysporum* Schlechtend.: Fr. f.sp. *elaeidis* Toovey. Considerada a mais importante da cultura na África, essa doença foi detectada pela primeira vez no Brasil em 1982, no município de Benevides, PA. Embora, em 1988, tenha sido relatada como dizimadora de aproximadamente 3 mil plantas só nesse município (FREIRE, 1988), atualmente não tem sido considerada importante na maioria dos plantios paraenses. Sua ocorrência está restrita a Benevides.

Os sintomas mais característicos causados por esse fungo em plantas adultas são: amarelecimento pálido das folhas mais velhas para as intermediárias (Figura 8); amarelecimento bronzeado unilateral das folhas,



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 8. Planta de palma-de-óleo com amarelecimento pálido das folhas mais velhas, causado por *Fusarium oxysporum* f.sp. *elaeidis*.

seguido de amarelecimento e seca das folhas (folíolos e ráquis). Inicialmente as folhas podem exibir coloração rósea dos folíolos. Os sintomas progridem para o secamento das folhas, com quebra na base dos pecíolos, assemelhando-se a um guarda-chuva (Figura 9); por fim, ocorre seca total e morte da planta. Na base da folha (Figuras 10A e 10B) e no estipe, é comum observar manchas de coloração marrom, que são os tecidos dos vasos condutores (feixes vasculares) necrosados pelo fungo. Essa necrose pode progredir ascendentemente e chegar até os pecíolos. O cilindro vascular das raízes de plantas com fusariose é mais escuro quando comparado ao das sadias (FREIRE, 1988; LANDE, 1984; SILVA; TRINDADE, 1999; TURNER; GILLBANKS, 1974).



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 9. Planta de palma-de-óleo com fusariose exibindo aspecto de guarda-chuva.

Segundo Prendergast (1957) e Freire (1988), existem dois tipos de fusariose da palma-de-óleo: o crônico, que se caracteriza pelo período mais ou menos longo entre o surgimento dos primeiros sintomas e a morte final da planta (às vezes alguns anos); e o agudo, que se caracteriza pela morte em até três meses. Na região amazônica, a forma que parece predominar é a crônica, uma vez que as plantas normalmente morrem em períodos superiores a um ano após o início do aparecimento dos sintomas.

Foto: Alessandra de Jesus Boari

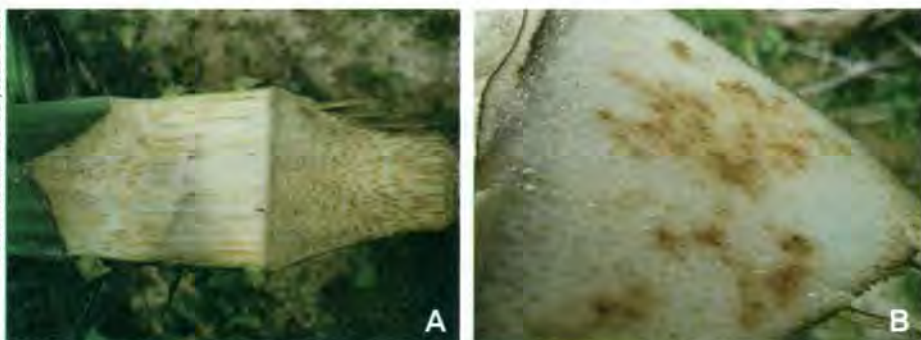


Figura 10. Planta de palma-de-óleo com a base da folha apresentando necrose dos feixes vasculares [cortes longitudinal (A) e transversal (B)], causado por *Fusarium oxysporum* f.sp. *elaeidis*.

A colônia do fungo *F. oxysporum* f.sp. *elaeidis* Foe pode ter pigmentação de cor branca, pêssego, salmão, cinza a roxo ou violeta, em pH de 6,5 a 7,0; o micélio é estriado, feltrado a flocoso. Esse fungo produz dois tipos de conídios: a) microconídios – sempre presentes, uni ou bicelulares, elipsoidais, cilíndricos, retos ou curvos ($4,2\ \mu\text{m}$ a $6,8\ \mu\text{m}$ x $2,5\ \mu\text{m}$ a $3,4\ \mu\text{m}$) e suportados sobre fiálides laterais ou fiálides produzidas a partir de conidióforos curtos laterais; b) macroconídios – falciformes, geralmente com três a cinco septos quando maduros, que medem de $17\ \mu\text{m}$ a $37,4\ \mu\text{m}$ x $3,4\ \mu\text{m}$ a $6,8\ \mu\text{m}$, inicialmente formados a partir de fiálides laterais simples e posteriormente formando esporodóquios viscosos. Apresenta clamidósporos intercalados ou terminais, produzidos em ramificações laterais curtas, solitários ou em cadeias, hialinos, parede lisa a rugosa (Figura 11).

O pólen e as sementes infectadas são as formas mais eficazes de disseminação desse patógeno dentro das plantações, bem como os principais meios de introdução em novas áreas de cultivo. Flood et al. (1990) detectaram cinco espécies de *Fusarium* em grãos de pólen e sementes da palma-de-óleo, entre os quais o isolado *F. oxysporum* f.sp. *elaeidis*, agente etiológico de murcha de plantas. Os isolados obtidos de sementes e pólen foram inoculados em plantas suscetíveis, e os sintomas da doença expressaram-se 26 semanas após a inoculação para todos os isolados. Após comparação de virulência entre isolados de *F. oxysporum* f.sp. *elaeidis* provenientes da África e da América do Sul, Flood et al. (1993) verificaram que o isolado do Brasil, coletado no Estado do Pará,

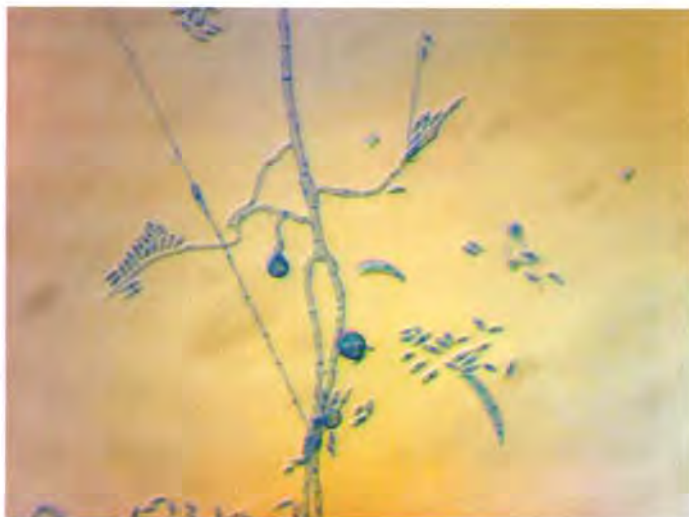


Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 11. Microconídios, macroconídios e clamidósporos de *Fusarium oxysporum* f.sp. *elaedis*.

mostrou-se altamente virulento ao ponto de causar doença em linhagens selecionadas para resistência pelo programa de melhoramento genético do oeste da África. No Brasil, não há relatos de cultivares ou linhagens resistentes à fusariose.

O manejo da fusariose é preventivo, ou seja, evita-se a introdução do fungo no campo se forem utilizadas sementes e mudas sadias para o plantio. Por causa da forma de sobrevivência do fungo, uma vez introduzido no campo não haverá maneira de erradicá-lo da área, mas é possível diminuir a fonte de inóculo. Para isso, após a introdução do patógeno, recomenda-se a aplicação de herbicida para eliminar as plantas atacadas. O replantio em áreas contaminadas é inviável. Áreas com baixo potencial de inóculo podem ter grande impacto após 6 anos. Por se tratar de um patógeno que pode penetrar via ferimentos nas raízes, a capina química ou a roçagem a 10 cm de altura devem ser as preferidas em vez da capina mecânica (enxada). As espécies invasoras *Amaranthus spinosus* L., *Eupatorium odoratum* L., *Mariscus alternifolius* Vahl. e *Imperata cylindrica* (L.) Raeuschel. são consideradas hospedeiras assintomáticas desse fungo e devem ser eliminadas do plantio. Materiais resistentes têm sido desenvolvidos na África, entretanto o isolado brasileiro foi patogênico a esses materiais. Híbridos interespecíficos de *E. guinnensis* x *E. oleífera* tidos

como resistentes ao AF mostram-se suscetíveis ao *F. oxysporum* f.sp. *elaedis* (FLOOD, 2006).

Anel-vermelho

O anel-vermelho é causado pelo nematoide *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard (Nemata, Aphelenchida: Aphelenchoides). Essa doença ocorre em todos os países das Américas do Sul e Central e em alguns países da América do Norte. No Brasil, o primeiro registro de anel-vermelho foi em 1982, no Estado da Bahia, onde se relatou a destruição de cerca de 1.800 ha de palma-de-óleo no município de Cachoeira e de 119 ha em Taperoá (RESENDE et al., 1986a).

No Pará, registra-se a ocorrência do anel-vermelho, mas com baixíssima incidência, provavelmente por causa do eficiente manejo com a utilização de iscas de cana associadas a um feromônio específico. No Amazonas, Araújo et al. (1995) relataram um surto de anel-vermelho.

Os sintomas observados são: aparecimento de tufo de folhas centrais, redução do crescimento dessas folhas, amarelecimentos ascendentes das folhas, necroses de folíolos, diminuição do número de folhas flechas, ficando um vazio no centro da coroa da planta. Os pecíolos podem apresentar tonalidade alaranjada. Tecidos necrosados de cor alaranjada a amarronzada aparecem no pecíolo ou na base da folha (Figura 12) e no estipe (Figura 13) da planta, em forma de anel, completo

Foto: Alessandra de Jesus Boari



Figura 12. Sintoma de anel-vermelho na base da folha da palma-de-óleo, causado pelo nematoide *Bursaphelenchus cocophilus*.



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 13. Sintoma do anel-vermelho no estipe da palma-de-óleo, causado pelo nematoide *Bursaphelenchus cocophilus*.

ou não. Às vezes, a necrose é observada apenas no pecíolo. Num estágio mais avançado, ocorre apodrecimento do meristema apical e secamento da flecha, com consequente morte da planta. A inflorescência geralmente aborta, e os frutos dos cachos já formados apodrecem antes da maturação. Os sintomas normalmente aparecem em plantas com idade superior a 5 anos.

O nematoide *B. cocophilus* é disseminado, principalmente, pelo besouro *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera, Curculionidae), denominado broca-do-coqueiro ou bicudo, que pode transportar o nematoide interna e/ou externamente ao corpo. Esse besouro pode viver cerca de 60 dias, e a fêmea pode colocar até 700 ovos durante esse período. A larva, ao nascer, tem tamanho médio de 3 mm a 4 mm e 74 mm de comprimento quando completamente desenvolvida. Apresenta a região cefálica bastante esclerotizada e mandíbulas e maxilas desenvolvidas. A pupa é do tipo exarado, e a transformação do estágio pupal em estágio adulto ocorre dentro de um casulo com tamanho que varia de 8 cm a 10 cm, construído com a fibra da planta hospedeira. A forma adulta apresenta coloração preta opaca, 40 cm a 60 cm de comprimento; rostro recurvado; élitros com oito sulcos longitudinais e de aspecto aveludado, não cobrindo totalmente a extremidade do abdômen. Apresentam dimorfismo sexual, e somente machos possuem pelos no dorso do rostro. O fitopatôgeno

possui o corpo alongado e não tem dimorfismo sexual. Possui menos de $15,5\ \mu\text{m}$ de diâmetro e de $775\ \mu\text{m}$ a $1.370\ \mu\text{m}$ de comprimento (Figuras 14A, 14B e 14C).

Fotos: José Mauro da Cunha e Castro



Figura 14. Nematóide *Bursaphelenchus cocophilus* causador do anel-vermelho em palma-de-óleo (A); parte posterior do nematóide *B. cocophilus* (B); parte anterior do nematóide *B. cocophilus* (C).

Esse nematoide tem baixa capacidade de sobrevivência em água e solo, e as formas jovens podem permanecer viáveis por até 130 dias no estipe, nos pecíolos e no córtex da raiz. Pode ser transmitido entre plantas por meio de contato de raízes, disseminado por solos e ferramentas agrícolas contaminadas e pela água de chuva. Outras palmáceas, como açaizeiro (*Euterpe oleracea* Mart.), coqueiro (*Cocos nucifera* L.), bacabeira (*Oenocarpus mapora* Karsten), tucumãzeiro (*Astrocaryum vulgare* Mart.) e piaçava (*Attalea funifera* Martins), também podem desenvolver a doença e servir como fonte de inóculo (MOURA; BUSOLI, 2006).

A doença pode ser manejada por meio do uso de duas armadilhas (tipo balde) por hectare com iscas (toletes de cana-de-açúcar), em conjunto com feromônio sintético específico, visando à captura do besouro vetor do nematoide. Não há método curativo para a planta afetada. Plantas de palma-de-óleo e outras hospedeiras infectadas com o agente causal do anel vermelho devem ser eliminadas, com o objetivo de reduzir as fontes de inóculo (LEMONS; BOARI, 2010).

Possivelmente, no Estado da Bahia, a ocorrência dessa doença em palma-de-óleo é maior, em razão das fontes de inóculo presentes em piaçava e na palma-de-óleo subespontânea, que, por sofrerem um processo extrativista severo e constante, tornam-se vulneráveis ao ataque de *R. palmarum*, propiciando assim o aumento populacional desse inseto (MOURA et al., 1991; MOURA; BUSOLI, 2006).

Murcha-de-fitomonas

A murcha-de-fitomonas ou “hartrot” ou “marchitez sorpressiva”, causada pelo protozoário *Phytomonas staheli* McGhee & McGhee, que pertence à família Trypanosomatidae, já era conhecida, desde o início de 1970, no Município de Santa Bárbara, PA. Naquela época, porém, era denominada “mal das raízes” (RENARD, 1984). Também foi detectada no Estado do Amazonas e nos municípios de Acará e Moju, no Pará (RENARD, 1984).

Na década de 1980, a murcha-de-fitomonas foi considerada uma das mais importantes doenças no Estado da Bahia, por causar considerável índice de mortalidade de palmáceas na região sul do estado. Atualmente, a murcha-de-fitomonas não é considerada importante nos estados do Pará e da Bahia (OLIVEIRA; BEZERRA, 1982).

Fitomonas é um protozoário filiforme com um flagelo anterior e cinetoplasto entre o núcleo e o flagelo. Seu comprimento é de $20,4 \pm 3,3 \mu\text{m}$ e sua largura de $0,6 \mu\text{m}$. O cinetoplasto mede de $1,7 \mu\text{m} \pm 0,4 \mu\text{m}$, e o núcleo de $6,2 \mu\text{m} \pm 1,2 \mu\text{m}$. O protozoário se multiplica nos vasos do floema e causa sua obstrução culminando com o aparecimento de necrose (ARAÚJO et al., 2010).

O patógeno é cosmopolita e pode infectar espécies de plantas de várias famílias, como Rubiaceae, Moraceae, Apocynaceae, Saponaceae, Urticaceae e Arecaceae. Entre as plantas da família Arecaceae, além da palma-de-óleo, o fitomonas já foi relatado em pupunheira, palmeira imperial, coqueiro, entre outras. O protozoário é transmitido por percevejos do gênero *Lincus*. *L. lobuliger* é a espécie que ocorre no estado da Bahia (RESENDE et al., 1986b).

Segundo Freire (1988), a doença caracteriza-se inicialmente pelo aparecimento de coloração amarronzada nas extremidades dos folíolos das folhas mais velhas, que progride para a base e provoca seca rápida de toda a folha. Depois progride das folhas mais velhas para as mais novas, e da extremidade para a base da folha. As folhas ficam amareladas e, com a progressão da doença, tornam-se marrom-avermelhadas. Em seguida, ocorre abortamento das inflorescências e apodrecimento dos cachos, e os frutos perdem o brilho normal e destacam-se facilmente dos cachos. O sistema radicular apodrece quando em estágio avançado e, na base do estipe, aparece uma coloração marrom-clara, com áreas de tecidos necrosados e de aspecto ressequido. Geralmente, a planta infectada morre em 3 meses.

Não existe tratamento curativo para plantas afetadas pelo protozoário, somente a adoção de medidas preventivas poderá reduzir a incidência da doença. Araújo et al. (2003) recomendam as seguintes medidas de natureza preventiva: plantar mudas sadias provenientes de viveiros credenciados; realizar inspeções fitossanitárias quinzenais no plantio e eliminar imediatamente as plantas com sintomas; praticar a desinfestação das ferramentas usadas nos tratos culturais; evitar plantios adensados para impedir a disseminação via raízes.

Associadas às práticas anteriores, outro conjunto de medidas direciona-se ao controle de insetos vetores: realizar podas de limpeza, para a retirada das folhas mortas e das mais velhas pendentes que tocam o solo; retirar bainhas mortas e plantas doentes, passíveis de abrigar o percevejo vetor, a fim de manter as plantas em ambiente limpo e reduzir a fonte

de inóculo. Além disso, em plantios limítrofes com a floresta, deve-se realizar o rebaixamento da vegetação ao redor do plantio numa faixa de 5 m, a fim de dificultar o acesso, à plantação, de percevejos provenientes da mata; manter roçada a área entre as linhas, rebaixando a vegetação, e coroar as palmeiras, eliminando a vegetação sob a copa. No caso de alta incidência, tem sido recomendada a aplicação de inseticidas de ação sistêmica e de contato em intervalos quinzenais (ARAÚJO et al., 2003; MOURA et al., 2002; OLIVEIRA et al., 1987; WARWICK et al., 1999).

Manchas foliares

As manchas foliares causadas pelos fungos relacionados a seguir podem afetar plantas de palma-de-óleo em estágio de mudas, bem como plantas adultas, sendo mais importante no primeiro caso. Sua ocorrência geralmente está relacionada a excesso de umidade e ao desbalanço nutricional. Os patógenos causadores de manchas foliares mais frequentes na cultura são:

Curvularia sp.

O gênero *Curvularia* Boedijn abriga importantes fitopatógenos de diversas culturas, incluindo plantas da família Arecaceae. No Pará, esse fungo causa, em mudas de palma-de-óleo, manchas foliares circulares de coloração marrom-escura (Figura 15). Essas manchas podem coalescer e



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 15. Mancha foliar em mudas de palma-de-óleo causada por *Curvularia* spp.

provocar o secamento das folhas, progredindo para a sua morte e afetando o desenvolvimento das mudas. O fungo pode ocorrer também em plantas adultas e causar lesões, mas sem grande importância. Segundo Escalante et al. (2010), tanto *Curvularia* sp. como *Pestalotiopsis* sp. dependem de ferimentos na folha para causar manchas necróticas e, muitas vezes, ocorrem concomitantemente.

Em recente coleta de folhas de palma-de-óleo com sintoma de mancha foliar no Estado do Pará, foram constatadas manchas necróticas com halo amarelo em plantas adultas associadas a *C. pallescens*. A espécie foi caracterizada por apresentar conídios com hilo não protuberante, predominantemente três septos (raramente quatro), septo mediano não verdadeiramente mediano, reto a levemente curvado, coloração pálida a marrom-clara, parede lisa, e dimensões de 18 µm a 24 µm x 9 µm (Figura 16).

Foto: Alessandra de Jesus Boari

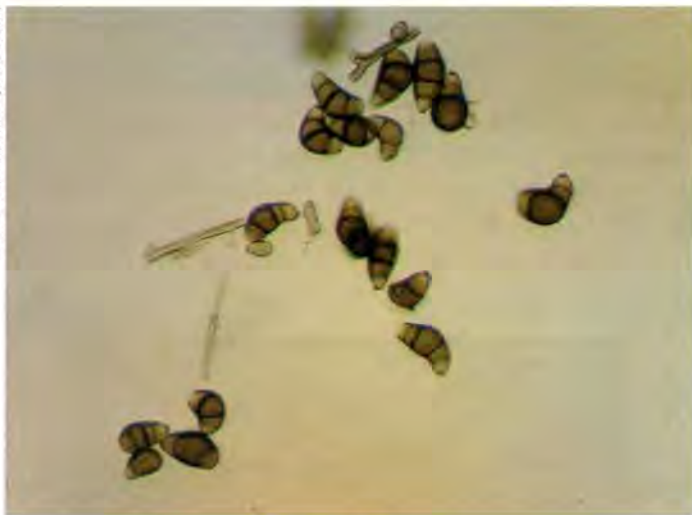


Figura 16. Conídios de *Curvularia* spp., agente causal da mancha foliar em mudas de palma-de-óleo.

***Pestalotiopsis* sp.**

O fungo mitospórico *Pestalotiopsis* sp. é considerado, na maioria das vezes, um patógeno fraco porque infecta o hospedeiro por meio de ferimentos, normalmente produzidos por insetos. Na palma-de-óleo, é comum observar manchas associadas a *Pestalotiopsis* sp., principalmente

nas folhas feridas pelos equipamentos utilizados para distribuição de adubos, aplicação de herbicidas e colheita.

Na fazenda experimental da Embrapa Amazônia Ocidental localizada no Município de Rio Preto da Eva, AM, o fungo causou secamento de folhas e redução na produção em palma-de-óleo. Sua alta incidência foi associada ao ataque do inseto *Spaethiella tristis* Boh. (Coleoptera, Chrysomelidae, Cassidinae), que se alimenta das folhas por meio de raspagens (ARAÚJO et al., 1991). Em alguns países, como Colômbia e Venezuela, esse fitopatógeno, em associação com *Curvularia* sp., tem causado sérias perdas por necrosar as folhas e diminuir a área fotossintética (ESCALANTE et al., 2010). A alta severidade é proporcionada pela disseminação realizada pelo inseto vetor *Leptopharsa gibbicarina* Froeschner (Hemiptera: Tingidae). O patógeno é mais agressivo na região da planta compreendida entre o terço médio e inferior, e coincide com a alta população do inseto nessa região. Na Venezuela, as espécies consideradas mais importantes para a palma-de-óleo são: *P. palmarum* (Cooke) Steyaert e *P. glandicola* (Castagne) Steyaert (ESCALANTE et al., 2010). As lesões causadas por essas espécies são de formato irregular, com halo de cor alaranjada. Tecidos necrosados destacam-se dos folíolos (Figura 17).



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 17. Sintoma de mancha foliar causada por *Pestalotiopsis* sp. em palma-de-óleo.

Os conídios de *Pestalotiopsis* sp. são produzidos em conidióforos dentro de acérvulos, possuem de três a quatro septos, células medianas cores diferentes ou células medianas de mesma coloração, parede lisa, com três a quatro apêndices apicais, apêndice basal geralmente ausente ou, quando presente, não ramificado e solitário (Figura 18).



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 18. Conídios de *Pestalotiopsis* sp., agente causal de mancha foliar em palma-de-óleo.

Lasiodiplodia theobromae

O fungo *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griff. & Maubl., em mudas, pode causar queima da ponta ou antracnose, principalmente nas folhas (Figura 19). Em plantas adultas pode causar bronzeamento e seca dos bordos da folha (Figura 20), podridão da ráquis no pecíolo (Figura 21) e na base da folha flecha e morte da folha.

Os isolados de *L. theobromae* associados a folhas de palma-de-óleo no Pará apresentam como características dois tipos de conídios: 1) na forma imatura – conídio hialino, com parede dupla, apresentando de zero a dois septos; 2) conídio maduro marrom-escuro com um septo mediano e estrias longitudinais, com dimensões de 18 μm a 24 μm x 12 μm (Figura 22). Em viveiros, o manejo é feito por meio de poda das extremidades necrosadas das folhas com objetivo de eliminar fonte de inóculo.



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 19. Muda de palma-de-óleo com queima da ponta das folhas causada por *Lasiodiplodia theobromae*.



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 20. Nervura de folha de palma-de-óleo com descoloração dos vasos, causada por *Lasiodiplodia theobromae*.

Foto: Alessandra de Jesus Boari



Figura 21. Sintoma de mancha foliar unilateral causada por *Lasiodyplodia theobromae* em palma-de-óleo.

Foto: Alessandra de Jesus Boari



Figura 22. Conídios de *Lasiodyplodia theobromae*, agente causal de mancha foliar em palma-de-óleo.

Colletotrichum gloeosporioides

O fungo mitospórico *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) Sacc., telomorfo *Glomerella cingulata* (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk, foi descrito como um dos agentes etiológicos da antracnose da palma-de-óleo. Ele está associado aos sintomas de manchas necróticas grandes, claras, encharcadas e levemente deprimidas, que progridem para áreas necrosadas maiores, de coloração amarronzada a parda, principalmente em mudas de pré-viveiros e após transplântio (TURNER; GILLBANKS, 1974). O fungo produz acérvulos subepidérmicos dispostos em círculos. Os conídios liberados dos acérvulos são hialinos e gutulados, uninucleados, com 1 µm a 19 µm x 1 µm a 6 µm, arredondados na extremidade e levemente curvos (Figura 23).



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 23. Conídios de *Colletotrichum gloeosporioides*, agente causal da antracnose foliar em palma-de-óleo.

Podridão da base da folha e do estipe

O fungo *Chalara paradoxa* (De Seynes) sac. [sin: *Thielaviopsis paradoxa* (De Seynes) Höhnelt] está associado a podridões da base da folha flecha (Figura 24) e aos sintomas de podridão-do-estipe (Figura 25). Quando afeta a base da folha flecha, inicialmente há o amarelecimento

Foto: Alessandra de Jesus Boari



Figura 24. Podridão da base da folha da palma-de-óleo causada por *Chalara paradoxa*.

Foto: Célia Regina Tremacoldi



Figura 25. Estipe de palma-de-óleo com sintoma de podridão causada por *Chalara paradoxa*.

das folhas jovens que culmina com a seca dessas folhas. Na Bahia, há relato de ocorrência da fase perfeita do fungo *Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau na palma-de-óleo. No Pará, Albuquerque et al. (1979) relataram o isolamento do *C. paradoxa* da parte basal de ráquis de folhas de palma-de-óleo. Segundo os autores, inoculações realizadas sobre perfurações em ráquis de folhas da palma-de-óleo mostraram podridões no local, porém não progrediram para a seca das folhas.

A forma perfeita, em meio BDA, produziu peritécios três dias após a transferência. As frutificações apresentaram longas setas e apêndices escuros em forma de clava em volta da parte basal esférica, o que constitui característica da espécie. Os ascósporos elípticos, hialinos, unicelulares, após liberados, acumulam-se em massa gelatinosa ao redor do ostíolo. Segundo Albuquerque et al. (1979), os estádios imperfeitos correspondentes à produção de endoconídios e aleuriósporos (Figura 26) desenvolveram concomitantemente com o estágio ascógeno.

Recentemente, o *C. paradoxa* foi isolado de planta que apresentava podridão na base da folha flecha e, também, anel-vermelho.

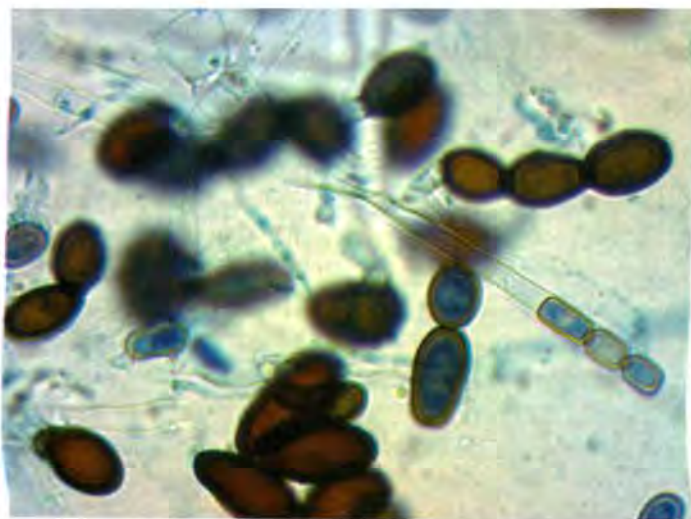


Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 26. Endoconídios e aleuriósporos de *Chalara paradoxa*, agente causal de podridão em palma-de-óleo.

Outras doenças

A fuligem, causada pelo fungo *Meliola melanococcae* F. Stevens, é comum na região da Amazônia brasileira e causa manchas principalmente na face inferior dos folíolos das folhas mais velhas de palma-de-óleo (Figura 27). Apesar de ser epifítico, o fungo pode bloquear a luz e os estômatos e, consequentemente, reduzir a fotossíntese (VIÉGAS, 1961).



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 27. Sintoma de fuligem, causada por *Meliola melanococcae*, em folha de palma-de-óleo.

No Estado da Bahia, Bezerra (1985) relatou a ocorrência de mancha escura pulverulenta na parte adaxial das folhas mais velhas de palma-de-óleo causada pelo fungo *Dysrhynchis palmicola* (Syd.) v. Arx. Nos plantios do Pará, é comum observar esse fungo também. Ele cresce nos folíolos e forma plágulas hipófilas, a princípio circulares, posteriormente irregulares, por causa da confluência das plágulas. O micélio externo é constituído de hifas castanhas, septadas, não hifopodiadas, providas de setas cilíndricas e não ramificadas. Essas hifas penetram pelos estômatos dando origem a um micélio interno formado de hifas hialinas, intercelulares. As frutificações (pseudotécios) crescem superficialmente sobre o micélio externo e são subglobosas a ovóides, e contêm de um a três ascos. Os ascósporos são castanho-claros e medem de 24 μm a 31 μm x 8 μm a 10 μm .

Tem sido observado, em plantas entre 1 e 3 anos, o apodrecimento da folha flecha, em períodos de maior umidade relativa. Essas plantas se recuperam após o período chuvoso sem auxílio de tratamento. O fungo *Fusarium* sp. foi predominantemente isolado de folhas com sintomas.

Algas ocorrem frequentemente em todos os plantios do Pará, geralmente nas folhas mais velhas e mais sombreadas, e podem prejudicar a produção por impedir a absorção da radiação solar e consequentemente diminuir a fotossíntese (Figura 28). A principal alga que ocorre nos cultivos de palma-de-óleo é *Cephaleuros virescens* Kunze, mas também são observados líquens (FREIRE, 1988).



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 28. Líquens associados à alga *Cephaleuros virescens* com presença de mancha alaranjada em folha de palma-de-óleo.

A arcada foliar ou doença da coroa é comumente observada em progênies Deli na fase de viveiro e em plantas com até 10 anos de idade. Raramente é letal e foi constatada nos estados do Amazonas, do Pará e do Amapá. As plantas se recuperam em 1 ou 2 anos. O sintoma principal é a forte curvatura mediana do ráquis, que força as folhas a se curvarem também. Inicialmente, ocorre a podridão dos folíolos e seca da folha flecha. Fungos já foram isolados, mas não se comprovou a patogenicidade. Também há indícios de que seja uma anomalia genética (FREIRE, 1988).

Na Bahia, foi relatada a podridão de cachos de palma-de-óleo. Os cachos apresentaram apodrecimento e crescimento de micélio branco, com posterior aparecimento de basidiocarpos de tamanho variável e coloração branco-acinzentada e himênio lamelar de coloração creme a castanho-clara. O fungo foi classificado como pertencente ao gênero *Conocybe* (OLIVEIRA; BEZERRA, 1985). Posteriormente, Oliveira et al. (1986) verificaram a flutuação sazonal da doença e deduziram que

a alta precipitação no ano anterior colaborou para a incidência de 18% de plantas com podridão.

Phytophthora sp. foi identificado em viveiros de palma-de-óleo, no Município de Moju, PA. O fungo causou necroses irregulares em tecidos de folha, caracterizados por tonalidade parda na parte central, envolvidas por margem estreita de tecidos com coloração mais escura. Infecções na parte apical da folha flecha ocasionaram a morte de algumas plantas. A doença se propaga com rapidez, e a disseminação do patógeno se deve a salpicos de solo aderidos à folha. A espécie *P. palmivora* E. J. Butler foi identificada em folha flecha na qual causou apodrecimento (ALBUQUERQUE et al., 1983).

No Estado da Bahia, a ocorrência do fungo *Schizophyllum commune* Fr. causou redução do poder germinativo das sementes, que se apresentam revestidas de micélio branco (BEZERRA; OLIVEIRA, 1984). A infecção ocorre durante o armazenamento e na germinação das sementes, pelo contato semente-semente. Os resíduos de pericarpo na semente garantem a colonização e a produção de basidiósporos que são dispersos pelo ar. O manejo preventivo dá-se por meio da eliminação de sementes quebradas e com resíduos do pericarpo e do armazenamento em ambiente com baixa umidade relativa, de modo que a umidade da semente fique em 17% do peso seco, antes do aquecimento.

Em alguns plantios, é comum observar plantas de *E. guineensis* com quimeras, nas quais é possível visualizar folhas com quebra de cores nos folíolos. Ao longo de sua extensão, observam-se faixas de coloração amarelada e verde (Figura 29).



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 29. Folha de palma-de-óleo com quimera.

Queima por raios

É comum o aparecimento de plantas com seca de folhas causada por descarga elétrica (raios) nos períodos chuvosos. Dependendo da intensidade da descarga, a seca pode matar as plantas. Podem aparecer folhas quebradas, amareladas, e aquelas aparentemente saudáveis podem apresentar necrose no interior do ráquis. É comum aparecerem folhas flechas com lesões necróticas de coloração marrom-escura e estipe chamuscado. Plantas jovens morrem mais frequentemente quando comparadas às adultas. A cobertura viva ao redor da planta que foi atingida pelo raio é queimada, e as plantas de palma-de-óleo vizinhas também podem ser afetadas, principalmente as folhas ao lado da atingida (Figura 30). Além disso, os raios podem iniciar incêndios em plantio de palma-de-óleo (FREIRE, 1988).



Foto: Alessandra de Jesus Boari

Figura 30. Aspecto de plantas de palma-de-óleo em coberturas vivas atingidas por raio.

Manejo químico

Atualmente, não há registro de defensivos químicos para fitopatógenos e insetos-praga da palma-de-óleo no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa). Embora muitos produtores façam uso de defensivos agrícolas para manejar principalmente as doenças de viveiro, não nos cabe aqui indicar qualquer princípio químico para o

controle dessas doenças. Atualmente, as grandes agroindústrias de óleo de palma, a Embrapa, o Mapa e os órgãos do País estão estudando a inclusão dessa cultura como “minor crops” para regulamentação dos defensivos importantes. Diante da falta de registros, o manejo das doenças tem sido realizado por meio de poda de folhas doentes, controle de irrigação, eliminação de mudas doentes e nutrição balanceada.

Referências

- ALBURQUERQUE, F. C.; CONCEIÇÃO, C. C. C.; CARDOSO, J. E. Ocorrência de *Ceratocystis paradoxa* em dendê. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 4, p. 87, 1979. Suplemento.
- ALBUQUERQUE, F. C.; FREIRE, F. C. O.; DUARTE, M. L. R. Queima de folhas jovens de plantas de dendê causada por espécie de *Phytophthora*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 8, p. 587, 1983. Suplemento.
- ARAÚJO, A. E.; PAMPLONA, A. M. S. R.; BERTHAUD, A. J.; NUNES, C. D. F.; SANTOS, A. F. Ocorrência de um surto de anel vermelho do dendê no Estado do Amazonas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 20, n. 4, p. 346, 1995. Suplemento.
- ARAÚJO, J. C. A.; GASPAROTTO, L.; GARCIA, M. V. B. Epidemiologia de *Pestalotiopsis* spp. em dendezeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 16, n. 2, p. 32, 1991.
- ARAÚJO, J. C. A.; PEREIRA, J. C. R.; GASPAROTTO, L. **Murcha-de-Phytomonas do coqueiro no Amazonas**. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2003. 6 p. (Embrapa Amazônia Ocidental. Circular Técnica, 17).
- ARAÚJO, J. C. A.; PEREIRA, J. C. R.; GASPAROTTO, L. Protozoários associados a doenças de plantas cultivadas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 18, p. 162-185, 2010.
- BERGAMIN FILHO, A.; AMORIM, L.; LARANJEIRA, F. F.; BERGER, R. D.; HAU, B. Análise temporal do amarelecimento fatal do dendezeiro como ferramenta para elucidar sua etiologia. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 3, p. 391-396, 1998.
- BEZERRA, J. L. Primeiro assinalamento nas Américas do fungo *Dysrhynchis palmicola* (Syd.) V. ARX, causando fumagina em dendê (*Elaeis guineensis* Jacq.). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 10, p. 235, 1985. Suplemento.
- BEZERRA, J. L.; OLIVEIRA, D. P. *Schizophyllum commune* como agente patogênico em sementes de dendê (*Elaeis guineensis*) na Bahia. **Revista Theobroma**, Ilhéus, v. 14, n. 1, p. 73-74, 1984. Nota.

BRIOSO, P. S. T.; MONTANDO, H. G.; TRINDADE, D. R.; POLTRONIERI, L. S.; BARCELOS, E.; VEIGA, A. S.; FURLAN JUNIOR, J. Fitoplasma do grupo 16S sRNA I associado ao amarelecimento fatal de *Elaeis guineensis*. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 29, n. 1, p. 81, 2003.

ESCALANTE, M.; DAMAS, D.; MÁQUEZ, D.; GELVEZ, W.; CHACÓN, H.; DÁZ, A.; MORENO, B. Diagnosis and evaluation of pestalotiopsis, and insect vectors, in an oil palm plantation at the South of Maracaibo Lake, Venezuela. **Bioagro** [online], v. 22, n. 3, p. 211-216, 2010.

FLOOD, J. A review of *Fusarium* wilt of oil palm caused by *Fusarium oxysporum* f.sp. *elaeidis*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 96, n. 6, p. 660-662, 2006.

FLOOD, J.; MEPSTED, R.; COOPER, R. M. Contamination of oil palm pollen and seeds by *Fusarium* spp. **Mycological Research**, Cambridge, v. 94, n. 6, p. 708-709, 1990.

FLOOD, J.; MEPSTED, V. A.; PAUL, T.; COOPER, R. M. Comparison of virulence of isolates of *Fusarium oxysporum* f.sp. *elaeidis* from Africa and South America. **Plant Pathology**, Oxford, v. 42, n. 2, p. 168-171, 1993.

FREIRE, F. C. O. **As doenças do dendê (*Elaeis guineensis* Jacq.) na região amazônica brasileira**. Belém: Embrapa-UEPAE de Belém, 1988. 31 p. (Circular Técnica, 2).

FURLAN JÚNIOR, J.; KALTNER, F. J.; ALVES, S. M.; BARCELOS, E. **A utilização de óleo de palma com o componente do biodiesel na Amazônia**. Belém: Embrapa-CPATU, 2004. 5 p. (Comunicado Técnico, 103).

LANDE, H. L. van de. Vascular wilt disease of oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.) in Pará, Brazil. **Oil Palm News**, London, v. 28, p. 6-10, 1984.

LARANJEIRA, F. F.; BERGAMIN FILHO, A.; AMORIM L.; BERGER, R. D.; HAU, B. Análise espacial do amarelecimento fatal do dendezeiro como ferramenta para elucidar sua etiologia. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 3, p. 397-403, 1998.

LEMOS, W. P.; BOARI, A. J. Manejo de pragas e doenças para a cultura de palma de óleo na Amazônia. In: RAMALHO FILHO, A.; MOTTA, P. E. F. da; FREITAS, P. L. de; TEIXEIRA, W. G. **Zoneamento agroecológico, produção e manejo da cultura de palma de óleo na Amazônia**. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2010. p. 145-152.

MORAES, J. R. S. C.; MARTORANO, L. G.; BOARI, A. J.; MONTEIRO, D. C. A. Condições climáticas térmicas e pluviais associadas às ocorrências do Amarelecimento Fatal - AF em palma de óleo em Moju, PA. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA AMAZÔNIA ORIENTAL, 15., 2011, Belém.

A ciência de fazer ciência: anais... Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2011. 1 CD-ROM. PIBIC-2011.

MOURA, J. I. L.; BUSSOLI, A. C. ***Rhynchophorus palmarum* L. no agroecossistema do dendezeiro no Estado da Bahia.** Jaboticabal: Funep, 2006. 59 p.

MOURA, J. I. L.; RESENDE, M. L. V.; LIMA, M. F.; SANTANA, D. L. Q. Táticas para o controle integrado de *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera, Curculionidae), praga das palmáceas. Ilhéus: CEPLAC/CEPEC, v. 1, p. 1-16, 1991. Publicação avulsa.

MOURA, J. I. L.; SGRILLO, R. B.; MIGUENS, F. C. Manejo integrado das principais pragas do coqueiro. In: POLTRONIERI, L. S.; TRINDADE, D. R. (Ed.). **Manejo integrado das principais pragas e doenças de cultivos amazônicos.** Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2002. p. 67-90.

MUNIZ, R. S.; TEIXEIRA, W. G.; BUENO FILHO, S. S. M.; PÉREZ, D. V.; BOARI, A. J.; PINA, A. J. A. Dinâmica do potencial redox em condições de alagamento em amostras de Latossolo amarelo, textura média do nordeste paraense. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 33., MG, 2011, Uberlândia. **Solos nos biomas brasileiros:** sustentabilidade e mudanças climáticas: anais... Uberlândia: SBCS, 2011. 1 CD-ROM.

OLIVEIRA, D. P.; BEZERRA, J. L. Ocorrência de *marchitez sorpresiva* do dendezeiro no Estado da Bahia, Brasil. **Revista Theobroma**, Ilhéus, v. 12, n. 2, p. 107-108, 1982.

OLIVEIRA, D. P.; BEZERRA, J. L. Podridão de cachos de dendezeiros (*Elaeis guineensis* Jacq.). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 10, p. 233, 1985. Suplemento.

OLIVEIRA, D. P.; BEZERRA, J. L.; SOUZA, W.; ATTÍAS, M.; RESENDE, M. L. V. Progressos nos estudos de *Phytophthora staheli* McGhee & McGhee em dendê na Bahia, Brasil. **Revista Theobroma**, Ilhéus, v. 17, n. 1, p. 39-45, 1987.

OLIVEIRA, D. P.; RESENDE, M. L. V.; BEZERRA, J. L. Flutuação sazonal da podridão de cachos do dendezeiro (*Elaeis guineensis*). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 11, p. 313, 1986. Suplemento.

PRENDERGAST, A. G. Observations on the epidemiology of vascular wilt disease of the oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.). **Journal of the West African Institute for Oil Palm Research**, Benin City, v. 2, n. 6, p. 148-175.

RENARD, J. L. **Mission de prospection sur les maladies cocotier et du palmier a huile au Bresil:** A: le palmier a huile. Brasília, DF: Embrapa, 1984. 50 p.

RESENDE, M. L. V.; ARAÚJO, J. C. A.; BEZERRA, J. L.; FRAGA, L. S. Anel vermelho: principal problema fitossanitário do dendezeiro na Bahia. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 11, p. 314, 1986a. Suplemento.

RESENDE, M. L. V; BORGES, R. E. L; BEZERRA, J. L.; OLIVEIRA, D. P. Transmissão da murcha-de-phytonomas a coqueiros e dendezeiros por *Lincus lobuliger* (Hemiptera, Pentatomidae): resultados preliminares. **Revista Theobroma**, Ilhéus, v. 16, p. 149-154, 1986b.

SALES, T. M. **Análise geoestatística da distribuição espacial do amarelecimento fatal do dendezeiro no nordeste paraense**. 2011. 31 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, PA.

SILVA, H. M. **Relatório de avaliação dos trabalhos com amarelecimento fatal**. Belém: [s.n.], 1989. 5 p.

SILVA, H. M. TRINDADE, D. R. Doenças da cultura do dendezeiro. In: DUARTE, M. L. R. (Ed.). **Doenças de plantas no trópico úmido brasileiro**: I. plantas industriais. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 1999. p. 47-64, il.

TRINDADE, D. R.; POLTRONIERI, L. S. Doenças do dendezeiro (*Elaeis Guineensis*). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIM FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia**. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v. 2. p. 303-307.

TURNER, P. D.; GILLBANKS, R. A. **Oil palm cultivation and manegement**. Kuala Lumpur: Incorporated Society of Planters, 1974. 673 p., il.

VENTURIERI, A.; FERNANDES, W. R.; BOARI, A. J.; VASCONCELOS, M. V. Relação entre ocorrência do amarelecimento fatal do dendezeiro (*Elaeis guineensis* Jacq.) e variáveis ambientais no Estado do Pará. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE SENSORIAMENTO REMOTO, 14., 2009, Natal. **Anais...** São José dos Campos: Inpe, 209. p. 523-530.

VIÉGAS, A. P. Índice de fungos da América do Sul. Campinas: IAC, 1961. 921 p.

WARWICK, D. R. N.; MOURA, J. I. L.; LEAL, M. L. S. Eficiência do manejo integrado na redução da murcha de Phytomonas em coqueiro anão amarelo. **Agrotrópica**, Ilhéus, v. 11, n. 2, p. 117-120, 1999.

Capítulo 7

Doenças das palmeiras

*Luadir Gasparotto
Álvaro Figueredo dos Santos
José Clério Rezende Pereira*

A maioria dos problemas fitopatológicos em areáceas da Amazônia, exceto na cultura do dendezeiro, até então era pouco representativa, por ser de baixa importância econômica. Em alguns plantios, a ocorrência de doenças bióticas é esporádica, muitas vezes estimulada por condições adversas do meio ambiente, como deficiência nutricional e/ou déficit hídrico. Com a intensificação dos plantios comerciais, o adensamento das plantas tem propiciado o surgimento de várias doenças que, com o passar dos anos, vêm aumentando significativamente, e os produtores e extensionistas passam a exigir informações dos pesquisadores no intuito de recomendar formas de controle. Como agravante, não há, no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa), fungicidas registrados que possam ser recomendados para controlar as principais doenças, principalmente nas plantas enviveiradas e recém-plantadas no campo.

Pupunha

A pupunha, *Bactris gasipaes* Kunth var. *gasipaes* Henderson, família Arecaceae, é distribuída pela América Central e do Sul com provável centro de origem e domesticação no sudoeste da Amazônia. É uma palmeira monoica, com três a cinco estipes por touceira, que alcança até 25 m de altura e estipe com até 30 cm de diâmetro. Tem plantas inermes ou com os entrenós revestidos de espinhos negros, finos, pungentes que medem até 8 cm de comprimento (SOUZA et al., 1996). O cultivo dessa areácea vem assumindo grande importância econômica. Na região Norte, os frutos – ricos em carboidratos, cálcio, ferro, fósforo, vitamina A e proteínas – são consumidos in natura ou na forma de bolos e sorvetes. O endocarpo dos frutos é usado pelos artesãos na confecção de biojoias.

Atualmente, em vários estados do Brasil, a pupunheira vem sendo explorada para produção de palmito, em razão de sua precocidade, capacidade de perfilhamento, altos rendimentos e adaptação a condições adversas. Além dos frutos e do palmito, a madeira do estipe, por ser resistente e durável, é usada para confecção de arcos, bengalas, tacos de sinuca, arpões, varas de pesca, escultura, parque e móveis. Os índios Ticunas do Rio Solimões, no Brasil, extraem um corante verde das folhas para tingir outras fibras. Os longos espinhos presentes nas folhas e no estipe são utilizados como agulhas. As flores masculinas cozidas servem como condimento e da raiz extrai-se um vermicida (MORA-URPI et al., 1997).

Antracnose

A antracnose é causada pelo fungo *Glomerella cingulata* (Ston.) Spauld. & Schrenk. [fase anamórfica: *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc.] e afeta frutos e folhas. Essa doença ocorre em todas as regiões brasileiras que plantam pupunheira (MAFACIOLI et al., 2009; SANTOS et al., 2008).

As manchas foliares são irregulares, com contornos nítidos. Têm início normalmente nas bordas do limbo e progridem em direção à nervura central. As manchas, após necrose dos tecidos, apresentam-se secas, com o centro esbranquiçado, contornadas por um halo estreito marrom-avermelhado e com os tecidos adjacentes, aparentemente saudáveis, amarelados (Figura 1). Quando o ataque é severo em plantas jovens, pode causar seca total dos folíolos e até a morte da planta (ALVES; BATISTA, 1983). Nos frutos, as lesões apresentam, inicialmente, coloração clara e, posteriormente, aumentam de tamanho e adquirem contornos irregulares e arredondados, tornam-se deprimidas e recobertas por uma massa mucilaginosa de coloração alaranjada, em que são encontrados os conídios (Figura 2). Uma semana após o aparecimento dos sintomas, surgem pontuações negras, constituídas de setas nos acérvulos. O patógeno coloniza a polpa e provoca o seu apodrecimento, com maior intensidade na fase de pós-colheita, e pode atingir 100% dos frutos (VERZIGNASSI et al., 2008).

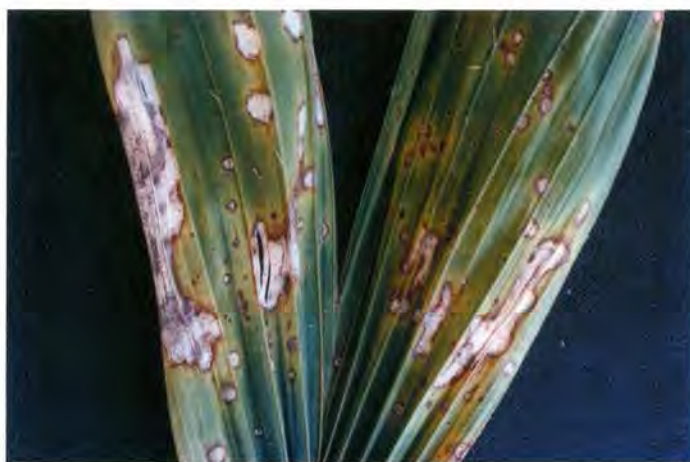


Foto: Luadir Gasparotto

Figura 1. Folha da pupunheira com sintomas de antracnose causados por *Colletotrichum gloeosporioides*.

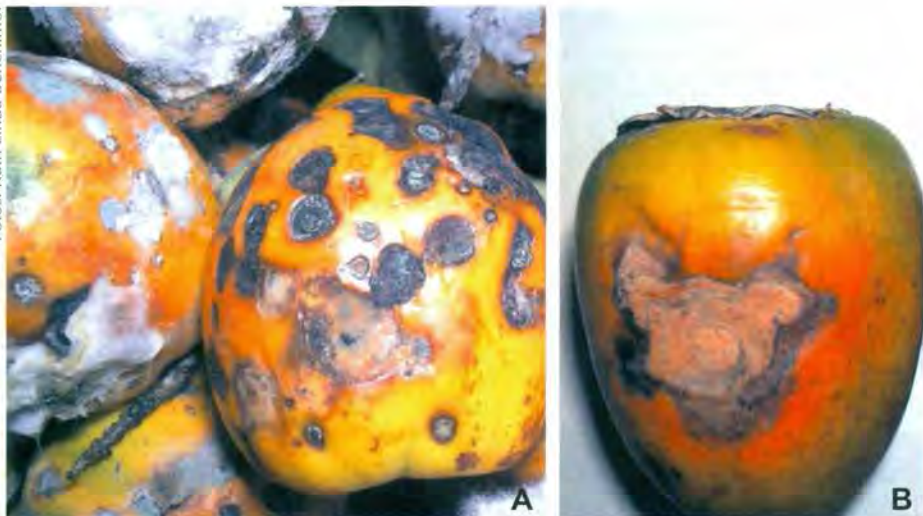


Figura 2. Frutos de pupunheira com sintomas de antracnose e sinais do fungo *Colletotrichum gloeosporioides*, observados em condições de infecção natural no campo (A) e após inoculação artificial (B).

Nas plantas enviveiradas e recém-transplantadas para o campo, o problema é mais acentuado nas estressadas por falta d'água e/ou de nutrientes. Os ferimentos nos frutos, causados por insetos e pássaros, na fase de pré-colheita, e os oriundos de manuseios inadequados dos cachos, na colheita, no transporte e na comercialização, facilitam a infecção do patógeno, o qual sobrevive em restos vegetais e esporula nos períodos quentes e úmidos, muito comuns na região tropical (POLTRONIERI et al., 1999).

O *C. gloeosporioides* produz conídios unicelulares, hialinos, cilíndricos com as terminações obtusas ou elipsoides, e medem de 2 μm a 20 μm x 2,5 μm a 5 μm . Os conídios e conidióforos são formados em acérvulos com a presença de setas.

A estratégia de controle da antracnose deve ser adotada especialmente para a fase de muda (SANTOS et al., 2008), conforme segue:

- a) Por ser uma doença favorecida pelo estresse das plantas, elas devem receber uma adubação equilibrada, uma vez que o excesso de nitrogênio as torna estioladas e favorece o ataque de *Colletotrichum*.

- b) Em locais sujeitos a ventos, a área deve ser protegida por quebra-ventos, pois o vento “rasga” as folhas e facilita a infecção por *Colletotrichum*.
- c) As irrigações devem ser adequadas, a fim de minimizar o excesso de umidade no ambiente interno do viveiro.
- d) Deve-se evitar o acúmulo de água no interior do viveiro e usar piso com boa drenagem.

Ainda de acordo com Santos et al. (2008), quando as plantas se encontram doentes, práticas que reduzam a incidência e a severidade da doença devem ser usadas, tais como:

- a) Separar e agrupar as mudas em lotes, pelas condições fitossanitárias, para evitar a disseminação do patógeno de uma planta doente para uma planta sadia.
- b) Eliminar mudas doentes do viveiro para não servir de fonte de inóculo para as mudas sadias.
- c) Remover e queimar as mudas mortas, assim como folhas mortas dos viveiros, uma vez que o fungo sobrevive em restos culturais.

Experimentalmente, os fungicidas piraclostrobina + epoxiconazole ($0,13 \text{ g L}^{-1} + 0,05 \text{ g L}^{-1}$), tetraconazole ($0,1 \text{ g L}^{-1}$), tebuconazole ($0,2 \text{ g L}^{-1}$), chlorotalonil (2 g L^{-1}) e chlorotalonil + tiofanato metílico ($1 \text{ g L}^{-1} + 0,4 \text{ g L}^{-1}$) controlaram eficientemente a antracnose (MAFACIOLI et al., 2006). No entanto, até o momento, no Mapa não há registro desses produtos para uso nessa palmeira.

Por fim, deve-se fazer criteriosa seleção antes do plantio, a fim de descartar as mudas com pouco desenvolvimento e com manchas foliares e reduzir a introdução do patógeno para o plantio definitivo. A uniformidade das mudas e a sua boa qualidade sanitária são fundamentais para a obtenção de plantios mais uniformes e cortes precoces (SANTOS et al., 2008).

No plantio definitivo, devem-se usar quebra-ventos em regiões sujeitas a ventos constantes e manter as plantas com adubações equilibradas (SANTOS et al., 2008).

Podridão-negra

Essa doença, constatada na Costa Rica e na região Norte do Brasil, é causada por *Chalara paradoxa* (De Seynes) Sacc. [Sin.: *Thielaviopsis paradoxa* (De Seynes) Hoehn], cuja forma teliomórfica corresponde a

Ceratocystis paradoxa (De Seynes) Moreau. Uma vez que os frutos são muito procurados por pássaros e insetos, os ferimentos causados por eles facilitam a infecção pelo patógeno, que provoca podridão e perdas de até 5% da produção de frutos.

Inicialmente, os frutos infectados apresentam podridão no epicarpo. Em estádios avançados da doença, entretanto, observa-se um micélio negro desenvolvendo-se externa e internamente, com esporulação do patógeno sobre o tecido necrosado, caracterizando-se por uma podridão negra (Figura 3), cujo odor assemelha-se ao exalado pelo fruto do abacaxizeiro (POLTRONIERI et al., 1999).

O patógeno produz conídios e clamidósporos. Os macroconídios de coloração pardo-escuro são produzidos em conidióforos curtos, geralmente ovalados, com dimensões variando de 5,3 μm a 7,0 μm x 8,2 μm a 9,6 μm . Os microconídios são endógenos, cilíndricos e hialinos, com tamanho variando de 3,2 μm a 4,6 μm x 6,5 μm a 9,6 μm (RIBEIRO et al., 1986). *Ceratocystis paradoxa* produz peritécios submersos no substrato.

Como medida de controle, recomenda-se a inspeção de todos os cachos colhidos e a remoção dos frutos doentes.

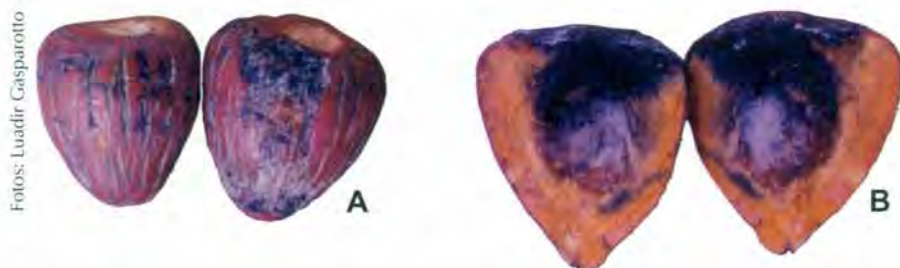


Figura 3. Frutos de pupunheira com sintomas de podridão-negra (A) e sinais do fungo (B) *Ceratocystis paradoxa*.

Mancha-de-*Curvularia*

A mancha-de-*Curvularia* é causada pelos fungos *Curvularia eragrostides* (Henn.) Meyer e *C. senegalensis* (Speg.) Subram. *C. eragrostides* foi detectado em plantas enviveiradas no Estado do Pará (BENCHIMOL; ALBUQUERQUE, 1998) e *C. senegalensis*, no Estado do Paraná (SANTOS et al., 2003).

Os patógenos afetam plantas enviveiradas e plantas recém-plantadas no campo. Os sintomas iniciais aparecem sob a forma de lesões arredondadas, amareladas, translúcidas em ambas as faces da folha. Posteriormente, apresentam forma elíptica, e passam gradualmente de cor marrom-brilhante para marrom-escura. Finalmente, a lesão tem o centro com uma depressão contornada por um halo amarelo. Em plantas com deficiência nutricional ou com estresse hídrico, a doença é severa, há coalescência das lesões, o que provoca secamento das folhas afetadas (POLTRONIERI et al., 1999).

Curvularia senegalensis produz conidióforos macronematosos, flexuosos, castanhos, septados, lisos, não ramificados. Os conídios são solitários, acropleurógenos, curvados, elipsoides a fusiformes, alargados, com quatro septos, com as células centrais maiores e mais escuras que as células terminais, medindo de 25,7 μm a 31,4 μm x 11,4 μm a 12,7 μm (SANTOS et al., 2003). *Curvularia eragrostides* produz conídios em forma de barril, com comprimento e largura variando entre 15 μm a 37 μm e 11 μm a 20 μm , respectivamente (BENCHIMOL; ALBUQUERQUE, 1998).

Como medida de controle preventivo, recomenda-se manter as plantas sob condições adequadas de nutrição e umidade e fazer inspeções periódicas no viveiro, a fim de remover as folhas afetadas. Em caso de ataque severo, é necessário prover as plantas de condições favoráveis ao seu desenvolvimento e, em último caso, fazer pulverizações com mancozeb, em intervalos semanais, até minimizar a severidade da doença.

Podridão-do-estipe

Essa doença tem sido associada a *Phytophthora palmivora* (Butler) Butler e *Fusarium* spp. (ALVES et al., 2006). Para *Phytophthora* há relatos de ocorrência nos seguintes estados: Pará (BENCHIMOL et al., 1998), Tocantins (UESUGI et al., 2003), Goiás (TOMITA et al., 2006), Pernambuco (TAVARES et al., 1998), Bahia (PAIM et al., 2006), São Paulo (PIZZINATO et al., 2002), Paraná (SANTOS et al., 2004) e Santa Catarina (SANTOS et al., 2007). A associação de *Fusarium* spp. foi relatada em São Paulo, Santa Catarina, Paraná e Amazônia. Nos plantios do Estado de São Paulo, foram detectadas as espécies *F. subglutinans* (Wollen W. & Reinking) Nelson, Tousson & Marasas, *F. moniliforme* Sheld., *F. solani* (Mart.) Sacc., *F. anthophilum* Braun e *F. oxysporum* Schlecht (PIZZINATO et al., 2001).

A podridão-do-estipe causada por *P. palmivora* foi registrada no Estado do Pará, onde induziu perdas de até 30% em mudas enviveiradas

e adultas de pupunheiras inermes (BENCHIMOL et al., 1998). Na Costa Rica, é comum a sua ocorrência, principalmente em áreas mal drenadas.

A doença ataca plantas de pupunheira jovens e adultas (SANTOS et al., 2008). As plantas doentes caracterizam-se pelo amarelecimento da primeira e da segunda folha aberta e da folha bandeira ou vela (folha não aberta) (SANTOS et al., 2008) (Figura 4). Em seguida, pode ocorrer o amarelecimento e a seca das demais folhas, o que pode chegar a provocar a morte da planta-mãe e, às vezes, dos perfilhos e de toda a touceira. Ao se realizar cortes longitudinais e transversais no estipe da pupunheira, observa-se o escurecimento dos tecidos internos e uma podridão generalizada (SANTOS et al., 2008) (Figura 5).

Alguns cuidados devem ser tomados para evitar a introdução do patógeno no viveiro ou para que não haja disseminação a partir de uma ou mais plantas doentes (SANTOS et al., 2008), tais como:

- a) Proceder ao monitoramento das plantas, e fazer uma criteriosa seleção, a fim de retirar as doentes e queimá-las antes do plantio.
- b) Não reaproveitar recipientes ou substrato onde estavam plantas doentes.
- c) Adquirir sementes de fornecedores idôneos, pois esses patógenos são transmitidos pelas sementes. Além disso, devem-se



Foto: Álvaro Figueredo dos Santos

Figura 4. Muda de pupunheira com folha morta causada pela podridão-do-estipe (*Phytophthora palmivora*).



Foto: Álvaro Figueredo dos Santos

Figura 5. Sintomas da podridão-do-estipe, caracterizados por apodrecimento interno do cerne da estipe da pupunheira, causados por *Phytophthora palmivora*.

usar substratos livres de propágulos desses fungos, já que são fungos habitantes do solo.

Não há fungicidas registrados no Mapa para a cultura. Ao serem detectadas plantas doentes, deve-se efetuar o tratamento cirúrgico e remover as plantas doentes e os tecidos infectados da touceira.

Síndrome da queda dos frutos

A queda precoce dos frutos, de origem desconhecida, é fator que limita a produção de sementes de pupunheira sem espinho para produção de palmito na região de Manaus, AM (MOTA; GASPAROTTO, 1998). Arkoll e Aguiar (1984) foram os primeiros a mencionar a doença, considerando-a como o principal problema da região. Posteriormente, o mesmo problema foi constatado em várias propriedades.

Segundo Couturier et al. (1991), a síndrome da queda dos frutos ocorre em três fases: a) queda dos frutos imaturos até 20 dias após a abertura da inflorescência, na qual até 50% dos frutos podem ser afetados (Figura 6); b) durante o segundo mês de desenvolvimento do fruto, ocorre outra queda, geralmente pequena; c) nas últimas semanas antes da maturação completa dos frutos, geralmente ocorre mais uma queda, também



Figura 6. Frutos jovens de pupunheira caídos por causa da síndrome da queda dos frutos.

com menor intensidade. As perdas podem ser totais em algumas plantas e, em alguns anos, chegam a atingir 90% de toda a produção. Mota e Gasparotto (1998) avaliaram a incidência de patógenos nos frutos recém-caídos e não encontraram evidências de que a causa fosse de origem biótica. Eles admitiram a possibilidade de o problema estar associado a causas de origem abiótica.

Outras doenças

Na literatura, há relatos de vários outros patógenos que afetam a pupunheira, porém com poucas informações sobre importância econômica, sintomas, aspectos epidemiológicos e medidas de controle a serem adotadas, se necessário. Vargas (1993) relata alguns patógenos que causam doenças em pupunheira, mas sem detalhar a sua importância econômica, os sintomas e a necessidade ou não de controle.

Os fungos *Bipolaris bicolor* (Bernard) Alcorn, *Drechslera incurvata* (Bernard) Ellis, *Pestalotiopsis* sp., *Phomopsis* sp., *Mycosphaerella* sp. e *Alternaria* sp. causam manchas foliares, principalmente em plantas estressadas (VARGAS, 1993). Os sintomas são confundíveis, e o diagnóstico deve ser complementado com observações dos conidióforos e conídios dos patógenos, com auxílio de um microscópio. Têm-se constatado correlações negativas e significativas entre a severidade das doenças causadas por alguns desses patógenos e a altura, o diâmetro do estipe e o número

de folhas das plantas afetadas, isto é, nas plantas mais vigorosas a severidade das doenças é menor.

Lasiodiplodia theobromae (Pat.) Griff. & Maubl., *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.: Fr.) Vuillemin, *Penicillium* sp., *Sporothrix* sp., *Monilia* sp., *Graphium* sp., *Cladosporium* sp., *Aspergillus* sp., *Verticilium* sp. e *Pseudomonas syringae* causam podridões em frutos (GASPAROTTO; GARCIA, 1999; MOTA; GASPAROTTO, 1998; VARGAS, 1993; PAVA et al., 1981, citados por VELASCO, 1993; VILAPLANA, 1982). Como medida de controle, recomenda-se a inspeção de todos os cachos colhidos e remoção dos frutos doentes.

O nematoide *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard (Nemata, Aphelenchida: Aphelenchoides), transmitido por *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera, Curculionidae), causador do anel-vermelho do coqueiro e do dendezeiro, pode afetar a pupunheira (ARAÚJO et al., 1995).

Em sementes, tem-se registrado a ocorrência de *C. gloeosporioides*, *C. paradoxa*, *L. theobromae*, *Schyzophyllum commune* (Fr.) Fr. e *Fusarium* sp., que podem destruí-las, afetar a germinação e ser disseminados para os viveiros (VILAPLANA, 1982).

Açaí

O açaí-do-amazonas (*Euterpe precatoria* Mart), da família Arecaceae, está distribuído no Alto Amazonas, em Mato Grosso, na Bolívia, no Peru, no sul da Colômbia e na Venezuela; e o açaí-do-pará (*E. oleracea* Mart), autóctone do estuário amazônico, é encontrado nas matas de terra firme, de várzea e de igapó dos seguintes locais: Baixo Amazonas, Maranhão, Tocantins, Amapá, Guianas e Venezuela (SOUZA et al., 1996). O *E. precatoria* não perfilha, apresenta estipe delgado que atinge até 35 m de altura e 10 cm a 20 cm de diâmetro. A principal diferença do *E. oleracea* está na abundância de perfilhos. O principal produto é o “vinho” de açaí, feito com a polpa e a casca dos frutos, consumido como suco, misturado com farinha de mandioca ou tapioca. O “vinho” pode ser usado para o preparo de creme, licor, geleia, mingau, sorvete e doces. Outro produto é o palmito, muito procurado pelas indústrias alimentícias (SOUZA et al., 1996). O estipe, lenhoso e duro, é utilizado para assoalho, forro em barracões, lenha e construção de cercas. O endocarpo é empregado pelos artesãos na confecção de biojoias.

O açaí-do-pará está sendo plantado em praticamente todas as regiões do País, para produção de frutos para extração do vinho, que é consumido pela população local, e exportado para outras regiões e para o exterior. Por ser uma espécie silvestre, explorada de forma extrativista e relativamente com pequenas áreas de plantios comerciais, há poucos registros de doenças que afetam o seu desenvolvimento.

Antracnose

A antracnose, causada pelo fungo *C. gloeosporioides*, foi relatada por Bovi et al. (1977). Os sintomas caracterizavam-se por manchas necróticas deprimidas na haste, no colo e na ráquis das folhas de mudas de diferentes espécies de *Euterpe*. As lesões possuíam coloração castanho-escura e eram alongadas, com tamanho variável na ráquis que envolvia a bainha das folhas mais velhas. No coleto, as lesões eram deprimidas e, na área de transição entre a parte morta e o tecido vivo, havia uma faixa irregular de coloração castanho-escura a preta. Com o progresso da doença, as folhas mais velhas morriam e apenas a primeira folha ainda permanecia fechada, recoberta por lesões alongadas na ráquis em desenvolvimento.

Posteriormente, segundo registro de Batista et al. (2007), a doença causou manchas necróticas em frutos verdes e maduros coletados no Município de Muaná, PA. Nos frutos verdes, as manchas apresentavam pequenas pontuações de coloração marrom a negra, com formato circular e tamanho máximo de 13 mm de diâmetro, enquanto nos maduros as manchas eram acinzentadas. Com o progresso, as lesões coalescem, atingem parcialmente ou totalmente os frutos e adquirem coloração escura e avançando da casca para o interior da polpa do fruto, ocasionando um apodrecimento generalizado. Em meio de BDA, o patógeno apresenta, inicialmente, micélio de coloração branca, que progride para coloração salmão e finalmente escura, bastante ramificado, septado e hialino, acérulos sem a presença de setas, conídios unicelulares e hialinos, lisos com paredes finas, elipsoides a cilíndricos com média de 3,6 µm de largura e 14,4 µm de comprimento.

Outras doenças

Há relatos de outros patógenos em açaizeiros, porém sem causar prejuízos relevantes. Segundo Moura et al. (2006), *Drechslera* sp. causou

manchas foliares de coloração pardo-avermelhada, que coalescem e ocasionam o secamento das folhas de plantas de 6 meses de idade. Conforme Costa et al. (2007), *B. bicolor* causa manchas foliares de formato circular a elipsoide, pardo-claras com bordas pardo-escuras, bem definidas e dispersas sobre o limbo foliar. Em meio de cultura, o patógeno produz micélio aéreo acinzentado e aspecto cotonoso. O fungo é caracterizado por conídios retos ou raramente curvos, cilíndricos ou largos no centro, e afilados nas extremidades, e medem de 2,88 μm a 7,68 μm x 1,44 μm a 2,40 μm . Os conidióforos são septados, simples, isolados ou em pequenos grupos, retos ou flexuosos.

No Município de São Domingos, MA, segundo Poltronieri et al. (2008), *Exserohilum rostratum* (Drechsler) Leonard & Suggs (anamorfo de *Setosphaeria rostrata* Leonard) ocasionou pequenas manchas foliares pardo-avermelhadas, que coalesciam e causavam o secamento das folhas em mudas com cerca de 6 meses de idade. O patógeno apresenta conidióforos com até 200 μm de comprimento, solitários ou em pequenos grupos, de coloração marrom ou olivácea. Os conídios medem de 40 μm a 180 μm x 14 μm a 22 μm , são retos ou suavemente curvos, e finos nas extremidades, uma das quais forma um bico pronunciado, com 6 a 16 septos, coloração café-dourado, mais pronunciada no centro, e hilo protuberante.

Nascimento et al. (2009) relataram a ocorrência de *Cylindrocladium pteridis* Wolf em mudas enviveiradas na região do Vale do Juruá, no Município de Cruzeiro do Sul, AC. Os sintomas caracterizavam-se por manchas foliares, circulares a elipsoidais, de coloração parda, com bordas escuras circundadas por um halo amarelo. As lesões podem coalescer e destruir todo o limbo foliar.

Tucumã-do-amazonas

O tucumã-do-amazonas (*Astrocaryum aculeatum* Meyer), família Arecaceae, é uma palmeira tropical encontrada em terra firme na Amazônia, com ocorrência circunscrita à Amazônia ocidental e central brasileira (LOPES et al., 2009). É comum em áreas que sofreram ação antrópica, como capoeiras (MIRANDA et al., 2001). Tradicionalmente, a polpa dos frutos é consumida in natura e na forma de sorvetes, suco, licor e doce pela população. Das sementes e da polpa dos frutos podem ser extraídos óleos comestíveis para uso na alimentação humana, e as tortas resultantes podem ser usadas na alimentação animal (LOPES et al., 2009).

A palmeira apresenta estipe único com até 20 m de altura e 30 cm de diâmetro, provido de espinhos escuros, finos, longos, pungentes, dispostos em anéis. O estipe lenhoso é utilizado na construção de cercas, currais e casas. Das folhas, retiram-se fibras finas e resistentes, que são empregadas na confecção de redes de pescar e dormir, de linhas para arco, flecha, cestas e balaies. O endocarpo é empregado pelos artesãos na confecção de bijoias (SOUZA et al., 1996). Apesar da importância para as populações amazônicas, não há plantios comerciais, e a exploração é restrita ao extrativismo.

Mancha foliar

No viveiro de produção de mudas do Campo Experimental da Embrapa Amazônia Ocidental, em Manaus, têm ocorrido manchas foliares causadas por *Bipolaris* sp. Os primeiros sintomas da doença são diminutas manchas amarelas de formato irregular que surgem nas folhas maduras baixas. Com a colonização dos tecidos e o progresso da doença, o centro da lesão torna-se necrótico, de coloração marrom-escuro, circundado por um halo marrom-amarelado, que, por sua vez, é circundado por uma tênue linha marrom-escuro. Posteriormente, as lesões continuam se expandindo, o centro adquire coloração marrom-clara, envolto por um halo marrom-escuro, que é circundado por um halo marrom-amarelado. Por fim, as lesões apresentam o centro esbranquiçado com as bordas marrom-escuras e algumas vezes circundadas por um halo amarelo-palha (Figura 7). Em plantas com sintomas de deficiências nutricionais mais agudas, a intensidade da doença é elevada, há necrose generalizada do limbo foliar e morte das folhas baixas.

Bipolaris sp. possui conidióforos marrom-claros a marrons, lisos, cilíndricos, retos a curvos, em grupos de 3 a 12, com 3 a 10 septos,

Foto: Sílvia Regina dos Santos Souza



Figura 7. Manchas em folha de tucumã-zeiro causadas por *Bipolaris* sp.

medem até 350 μm de comprimento e de 5 μm a 6 μm de diâmetro. As células conidiogênicas são cilíndricas, lisas, sub-hialinas a marrom-claras, medem de 17 μm a 70 μm x 5 μm a 6 μm e apresentam de um a cinco locus. Os conídios são fusiformes a elipsoidais, retos a ligeiramente curvados, sub-hialinos a oliváceos, lisos, medem de 20 μm a 40 μm x 5 μm a 9 μm , apresentam hilo protuberante, escuro, medem de 1,5 μm a 2 μm e possuem de dois a três septos.

Como medida de controle, nas mudas afetadas, recomenda-se remover todas as folhas mortas e aquelas com pelo menos 30% da área foliar necrosada e realizar adubações de cobertura para corrigir as deficiências nutricionais. Para evitar o problema na produção das mudas, e pelo fato do tucumãzeiro ser uma planta rústica, o preparo de um substrato com terriço de boa qualidade misturado com esterco curtido é suficiente para evitar o problema. Vale ressaltar que plantas bem nutridas são resistentes, e o ataque da doença é insignificante.

Podridão-dos-frutos

A doença, causada por *Sphaceloma* sp., foi constatada em frutos maduros e imaturos, com lesões no epicarpo, provenientes de uma população de plantas de ocorrência natural no Município de Rio Preto da Eva, AM (ASSIS et al., 2009). O patógeno causa lesões necróticas, irregulares, de coloração negra, e frutifica sobre as lesões, que coalescem. Em estágio mais avançado da doença, ocorre enrugamento e necrose da casca e do mesocarpo dos frutos, o que inviabiliza a sua comercialização (Figura 8).



Foto: Luiz Alberto Guimarães de Assis

Figura 8. Lesões em frutos de tucumãzeiro causadas por *Sphaceloma* sp.

Em meio de cultura, o fungo produz colônias escuras e conídios diminutos, hialinos, unicelulares, ovóides e oblongos.

Referências

- ALVES, M. L. R.; BATISTA, M. F. Ocorrência de antracnose em pupunha (*Bactris gasipaes* H. B. K.). **Acta Amazônica**, Manaus, v. 13, n. 3-4, p. 705, 1983.
- ALVES, S.; SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Patogenicidade de isolados de *Fusarium* spp. e *Phytophthora palmivora* associados com a podridão do estipe da pupunheira no Paraná. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n. 52, p. 133-140, 2006.
- ARAÚJO, A. E.; PAMPLONA, A. M. S. R.; BERTHAUD, A. J.; NUNES, C. D. F.; SANTOS, A. F. Ocorrência de um surto de anel vermelho do dendê no Estado do Amazonas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 20, n. 4, p. 346, 1995. Suplemento.
- ARKCOLL, D. B.; AGUIAR, J. P. L. Peach palm (*Bactris gasipaes* H. B. K.): a new source of vegetable oil from the wet tropics. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, London, n. 35, p. 520-526, 1984.
- ASSIS, L. A. G.; ELIAS, M. E. A.; SOUSA, F. M. G.; BENTES, J. L. S. Palmeira tucumã: uma nova hospedeira de *Sphaceloma* sp. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 34, p. S185, 2009. Suplemento.
- BATISTA, T. F. C.; OLIVEIRA, F. C.; TABOSA, S. A. S.; NUNES, M. A. L. Ocorrência de antracnose em frutos de açaí, *Euterpe oleracea*, em Mauanã, Pará. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 34, n. 4, p. 360, 2007.
- BENCHIMOL, R. L.; ALBUQUERQUE, F. C. Ocorrência de *Curvularia eragrostides* em mudas de pupunheira no Estado do Pará. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 2, p. 184, 1998.
- BENCHIMOL, R. L.; ALBUQUERQUE, F. C.; MÜLLER, C. H. Podridão da base do estipe da pupunheira, causada por *Phytophthora palmivora*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 1, p. 80, 1998.
- BOVI, M. L. A.; SOAVE, J.; SUGIMORI, M. H.; MORAES, S. A.; RIBEIRO, I. J. A.; PARADELA FILHO, O.; CARDOSO, M. Ocorrência de *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. (von Arx) sobre mudas de diferentes espécies de palmitero (*Euterpe edulis* Mart., *Euterpe oleracea* Mart. e *Euterpe badiocarpa* Mart. Rodr.). **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 3, n. 1, p. 93-95, 1977.
- COSTA, R.; POLTRONIERI, L. S.; FREIRE, F.; SILVA, J.; NASCIMENTO, M.; MIRANDA, V.; VERZIGNASSI, J. Primeiro registro de *Bipolaris bicolor* em plantas

de açaizeiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MICOLOGIA, 5. 2007. Recife.

Resumos... Recife: UFRPE, 2007. p. 117.

COUTURIER, G.; CLEMENT, C. R.; VIANA FILHO, P. *Leptoglossus lonchoides* Allen (Hereroptera, Coreidae), causante de la "caída de los frutos" de *Bactris gasipaes* (Palmae) em La Amazônia Central. **Turrialba**, Costa Rica, v. 41, n. 3, p. 293-298, 1991.

GASPAROTTO, L.; GARCIA, M. Aspectos fitossanitários no cultivo da pupunheira: situação atual e riscos futuros. In: SEMINÁRIO DO AGRONEGÓCIO PALMITO DE PUPUNHA NA AMAZÔNIA, 1., 1999. Porto Velho. **Anais...** Porto Velho: Embrapa Rondônia, 1999. p. 72-74. (Embrapa Rondônia. Documentos, 41).

LOPES, M. T. G.; MACÊDO, J. L. V.; LOPES, R.; LEEUWEN, J.; RAMOS, S. L. F.; BERNARDES, L. G. Domesticação e melhoramento do tucumã-do-amazonas. In: BORÉM, A.; LOPES, M. T. G.; CLEMENT, C. R. (Ed.). **Domesticação e melhoramento: espécies amazônicas**. Viçosa: Suprema, 2009. cap. 20, p. 425-441.

MAFACIOLI, R.; SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Etiologia e manejo das doenças da pupunheira no Brasil. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, n. 58, p. 59-66, 2009.

MAFACIOLI, R.; TESSMANN, D. J.; SANTOS, A. F.; VIDA, J. B. Controle químico de antracnose em mudas de pupunheira. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n. 52, p. 101-105, 2006.

MIRANDA, I. P. A.; RABELO, A.; BUENO, C. R.; BARBOSA, E. M.; RIBEIRO, M. N. S. **Frutos de palmeiras da Amazônia**. Manaus: MCT, Inpa, 2001. 120 p.

MORA-URPI, J.; WEBER, J. C.; CLEMENT, C. R. **Peach palm, *Bactris gasipaes* Kunth**. Rome: IPGRI, 1997. 83 p. (Promoting conservation and use of underutilized and neglected crops, 20)

MOTA, A. M.; GASPAROTTO, L. Fungos associados à "síndrome da queda de frutos" da pupunheira. **Revista da Universidade do Amazonas**, Série Ciências Agrárias, Manaus, n. 7, p. 69-79, 1998.

MOURA, M. F.; POLTRONIERI, L. S.; VERZIGNASSI, J. R.; BENCHIMOL, R. L.; NASCIMENTO, M. M.; SOUZA, A. C. A. Manchas foliares em açaizeiro, causadas por *Drechslera* sp., no Maranhão. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 31, p. 289, 2006. Suplemento.

NASCIMENTO, G. O.; FERREIRA, J. B. NEVES, Y. Y. B.; VALENTE, R. A. S. Ocorrência de *Cylindrocladium* sp. em mudas de açai (*Euterpe oleracea*), Acre, Brasil. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 34, p. 151, 2009. Suplemento.

PAIM, M. C. A.; LUZ, E. D. M. N.; SOUZA, J. T. Patogenicidade, caracterização morfológica e molecular de *Phytophthora palmivora*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 143. 2006. Suplemento.

PIZZINATO, M. A.; BOVI, M. L. A.; FEICHTENBERGER, E.; SPIERING, S. H. Ocorrência da podridão do estipe em pupunheira, causada por *Phytophthora palmivora*, no estado de São Paulo. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 28, n. 4, p. 363-365, 2002.

PIZZINATO, M. A.; BOVI, M. L. A.; SPIERING, S. H.; BINOTTI, C. S. Patogenicidade de cinco espécies de *Fusarium* a plantas de pupunheira (*Bactris gasipaes*). **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 27, p. 263-266, 2001.

POLTRONIERI, L. S.; GASPAROTTO, L.; BENCHIMOL, R. L. Doenças da cultura da pupunheira. In: DUARTE, M. R. L. (Ed.). **Doenças de plantas no trópico úmido brasileiro: I. Plantas industriais**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 1999. p. 209-218.

POLTRONIERI, L. S.; VERZIGNASSI, J. R.; BENCHIMOL, R. L.; FREIRE, F. C. O. Primeiro registro de *Exserohilum rostratum* (anamorfo de *Setosphaeria rostrata*) causando manchas foliares em açaizeiro no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 34, n. 2, p. 195. 2008. Suplemento.

RIBEIRO, I. J. A.; BOVI, M. L. A.; CASTRO, L. H. S. M.; GODOY JÚNIOR, G. Ocorrência de *Ceratocystis paradoxa* (De Seynes) Moreau em frutos de pupunheira (*Bactris gasipaes* H. B. K.). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 8., 1986, Brasília, DF. **Anais...** Brasília, DF: Embrapa-DDT; CNPq, 1986. p. 459-462.

SANTOS, A. F.; BEZERRA, J. L.; TESSMANN, D. J.; POLTRONIERI, L. S. Ocorrência de *Curvularia senegalensis* em pupunheira e palmeira real no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, n. 2, p. 204, 2003.

SANTOS, A. F.; LUZ, E. D. M. N.; FINATO, P.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Primeiro relato da podridão do estipe da pupunheira, causada por *Phytophthora palmivora*, no estado do Paraná. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 29, n. 6, p. 680-682, 2004.

SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Doenças das palmeiras para palmito. In: SANTOS, A. F.; CORREA JR, C.; NEVES, E. J. M. (Ed.). **Palmeiras para produção de palmito: juçara, pupunheira e palmeira real**. Colombo: Embrapa Florestas, 2008. p. 105-120.

SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Ocorrência da podridão do estipe (*Phytophthora palmivora*) da pupunheira em Santa Catarina. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 308. 2007. Suplemento.

SOUZA, A. G. C.; SOUSA, N. R.; SILVA, S. E. L.; NUNES, C. D. M.; CANTO, A. C.; CRUZ, L. A. A. **Fruteiras da Amazônia**. Brasília, DF: Embrapa-SPI; Manaus: Embrapa-CPAA, 1996. p. 171-172.

TAVARES, S. C. C. H.; NASCIMENTO, A. R.; LIMA, J. A. S.; MENEZES, W. A.; CRUZ, S. C. Doenças da pupunha em áreas irrigadas na região do submédio São Francisco. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, p. 286, 1998. Suplemento.

TOMITA, C. K.; LIMA, M. A.; UESUGI, C. H. Levantamento de perdas econômicas causadas por *Phytophthora palmivora* em cultura de pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth) na região geo-econômica de Padre Bernardo, GO. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 31, p. 296, 2006. Suplemento.

UESUGI, C. H.; SANTOS, G. R.; CAFÉ FILHO, A. C. C. Ocorrência de *Phytophthora palmivora* em pupunheira no estado de Tocantins. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 225, 2003. Suplemento.

VARGAS, E. Principales enfermedades del pejibaye en Costa Rica. In: CONGRESO INTERNACIONAL SOBRE BIOLOGIA, AGRONOMIA E INDUSTRIALIZACION DEL PIJUAYO, 4., 1991, Iquitos. [Anais...] San Jose: Universidad de Costa Rica, 1993. p. 355-360.

VELASCO F. A. Chontaduro (*Bactris gasipaes*) investigaciones realizadas en Colombia durante el período 1980-1990. In: CONGRESO INTERNACIONAL SOBRE BIOLOGIA, AGRONOMIA E INDUSTRIALIZACION DEL PIJUAYO, 4., 1991, Iquitos. [Anais...]. San Jose: Universidad de Costa Rica, 1993. p. 287-300.

VERZIGNASSI, J. R.; POLTRONIERI, L. S.; BENCHIMOL, R. L. Antracnose em frutos de pupunheira no Pará. **Revista de Ciências Agrárias**, Belém, v. 49, n. 1, p. 173-175, 2008.

VILAPLANA, M. R. **Reconocimiento de las enfermedades del fruto de pejibaye (*Bactris gasipaes* H. B. K.), durante y despues de la cosecha em Costa Rica**. 1982. 44 p. Tesis (Ingeniero Agrónomo) – Universidad de Costa Rica, San Jose.

Capítulo 7

Doenças das palmeiras

*Luadir Gasparotto
Álvaro Figueredo dos Santos
José Clério Rezende Pereira*

A maioria dos problemas fitopatológicos em arecáceas da Amazônia, exceto na cultura do dendezeiro, até então era pouco representativa, por ser de baixa importância econômica. Em alguns plantios, a ocorrência de doenças bióticas é esporádica, muitas vezes estimulada por condições adversas do meio ambiente, como deficiência nutricional e/ou déficit hídrico. Com a intensificação dos plantios comerciais, o adensamento das plantas tem propiciado o surgimento de várias doenças que, com o passar dos anos, vêm aumentando significativamente, e os produtores e extensionistas passam a exigir informações dos pesquisadores no intuito de recomendar formas de controle. Como agravante, não há, no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa), fungicidas registrados que possam ser recomendados para controlar as principais doenças, principalmente nas plantas enviveiradas e recém-plantadas no campo.

Pupunha

A pupunha, *Bactris gasipaes* Kunth var. *gasipaes* Henderson, família Arecaceae, é distribuída pela América Central e do Sul com provável centro de origem e domesticação no sudoeste da Amazônia. É uma palmeira monoica, com três a cinco estipes por touceira, que alcança até 25 m de altura e estipe com até 30 cm de diâmetro. Tem plantas inermes ou com os entrenós revestidos de espinhos negros, finos, pungentes que medem até 8 cm de comprimento (SOUZA et al., 1996). O cultivo dessa arecácea vem assumindo grande importância econômica. Na região Norte, os frutos – ricos em carboidratos, cálcio, ferro, fósforo, vitamina A e proteínas – são consumidos in natura ou na forma de bolos e sorvetes. O endocarpo dos frutos é usado pelos artesãos na confecção de bijoias.

Atualmente, em vários estados do Brasil, a pupunheira vem sendo explorada para produção de palmito, em razão de sua precocidade, capacidade de perfilhamento, altos rendimentos e adaptação a condições adversas. Além dos frutos e do palmito, a madeira do estipe, por ser resistente e durável, é usada para confecção de arcos, bengalas, tacos de sinuca, arpões, varas de pesca, escultura, parque e móveis. Os índios Ticunas do Rio Solimões, no Brasil, extraem um corante verde das folhas para tingir outras fibras. Os longos espinhos presentes nas folhas e no estipe são utilizados como agulhas. As flores masculinas cozidas servem como condimento e da raiz extrai-se um vermicida (MORA-URPI et al., 1997).

Antracnose

A antracnose é causada pelo fungo *Glomerella cingulata* (Ston.) Spauld. & Schrenk. [fase anamórfica: *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc.] e afeta frutos e folhas. Essa doença ocorre em todas as regiões brasileiras que plantam pupunheira (MAFACIOLI et al., 2009; SANTOS et al., 2008).

As manchas foliares são irregulares, com contornos nítidos. Têm início normalmente nas bordas do limbo e progridem em direção à nervura central. As manchas, após necrose dos tecidos, apresentam-se secas, com o centro esbranquiçado, contornadas por um halo estreito marrom-avermelhado e com os tecidos adjacentes, aparentemente saudáveis, amarelados (Figura 1). Quando o ataque é severo em plantas jovens, pode causar seca total dos folíolos e até a morte da planta (ALVES; BATISTA, 1983). Nos frutos, as lesões apresentam, inicialmente, coloração clara e, posteriormente, aumentam de tamanho e adquirem contornos irregulares arredondados, tornam-se deprimidas e recobertas por uma massa mucilaginosa de coloração alaranjada, em que são encontrados os conídios (Figura 2). Uma semana após o aparecimento dos sintomas, surgem pontuações negras, constituídas de setas nos acérvulos. O patógeno coloniza a polpa e provoca o seu apodrecimento, com maior intensidade na fase de pós-colheita, e pode atingir 100% dos frutos (VERZIGNASSI et al., 2008).



Foto: Luadir Gasparotto

Figura 1. Folha da pupunheira com sintomas de antracnose causados por *Colletotrichum gloeosporioides*.

Fotos: Ruth Linda Benchimol

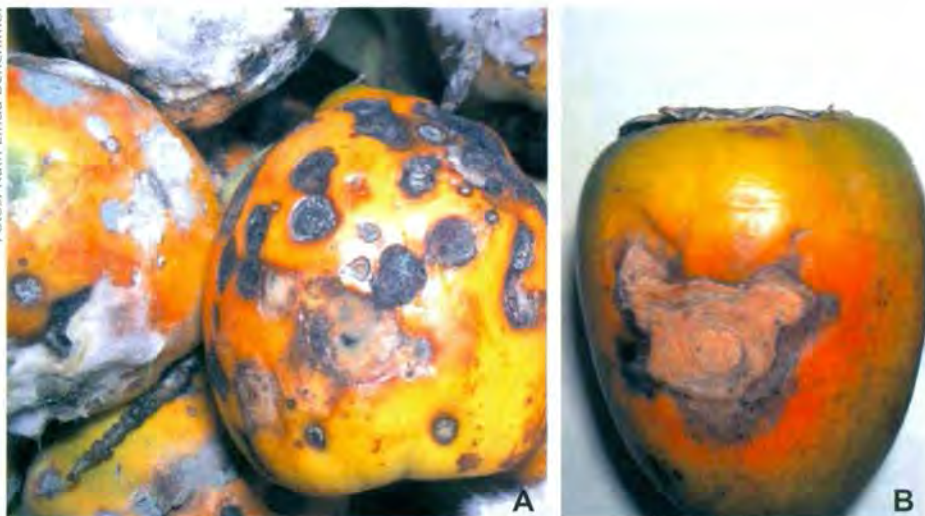


Figura 2. Frutos de pupunheira com sintomas de antracnose e sinais do fungo *Colletotricum gloeosporioides*, observados em condições de infecção natural no campo (A) e após inoculação artificial (B).

Nas plantas enviveiradas e recém-transplantadas para o campo, o problema é mais acentuado nas estressadas por falta d'água e/ou de nutrientes. Os ferimentos nos frutos, causados por insetos e pássaros, na fase de pré-colheita, e os oriundos de manuseios inadequados dos cachos, na colheita, no transporte e na comercialização, facilitam a infecção do patógeno, o qual sobrevive em restos vegetais e esporula nos períodos quentes e úmidos, muito comuns na região tropical (POLTRONIERI et al., 1999).

O *C. gloeosporioides* produz conídios unicelulares, hialinos, cilíndricos com as terminações obtusas ou elipsoides, e medem de 2 μm a 20 μm x 2,5 μm a 5 μm . Os conídios e conidióforos são formados em acérvulos com a presença de setas.

A estratégia de controle da antracnose deve ser adotada especialmente para a fase de muda (SANTOS et al., 2008), conforme segue:

- a) Por ser uma doença favorecida pelo estresse das plantas, elas devem receber uma adubação equilibrada, uma vez que o excesso de nitrogênio as torna estioladas e favorece o ataque de *Colletotrichum*.

- b) Em locais sujeitos a ventos, a área deve ser protegida por quebra-ventos, pois o vento “rasga” as folhas e facilita a infecção por *Colletotrichum*.
- c) As irrigações devem ser adequadas, a fim de minimizar o excesso de umidade no ambiente interno do viveiro.
- d) Deve-se evitar o acúmulo de água no interior do viveiro e usar piso com boa drenagem.

Ainda de acordo com Santos et al. (2008), quando as plantas se encontram doentes, práticas que reduzam a incidência e a severidade da doença devem ser usadas, tais como:

- a) Separar e agrupar as mudas em lotes, pelas condições fitossanitárias, para evitar a disseminação do patógeno de uma planta doente para uma planta sadia.
- b) Eliminar mudas doentes do viveiro para não servir de fonte de inóculo para as mudas sadias.
- c) Remover e queimar as mudas mortas, assim como folhas mortas dos viveiros, uma vez que o fungo sobrevive em restos culturais.

Experimentalmente, os fungicidas piraclostrobina + epoxiconazole ($0,13 \text{ g L}^{-1} + 0,05 \text{ g L}^{-1}$), tetraconazole ($0,1 \text{ g L}^{-1}$), tebuconazole ($0,2 \text{ g L}^{-1}$), chlorotalonil (2 g L^{-1}) e chlorotalonil + tiofanato metílico ($1 \text{ g L}^{-1} + 0,4 \text{ g L}^{-1}$) controlaram eficientemente a antracnose (MAFACIOLI et al., 2006). No entanto, até o momento, no Mapa não há registro desses produtos para uso nessa palmeira.

Por fim, deve-se fazer criteriosa seleção antes do plantio, a fim de descartar as mudas com pouco desenvolvimento e com manchas foliares e reduzir a introdução do patógeno para o plantio definitivo. A uniformidade das mudas e a sua boa qualidade sanitária são fundamentais para a obtenção de plantios mais uniformes e cortes precoces (SANTOS et al., 2008).

No plantio definitivo, devem-se usar quebra-ventos em regiões sujeitas a ventos constantes e manter as plantas com adubações equilibradas (SANTOS et al., 2008).

Podridão-negra

Essa doença, constatada na Costa Rica e na região Norte do Brasil, é causada por *Chalara paradoxa* (De Seynes) Sacc. [Sin.: *Thielaviopsis paradoxa* (De Seynes) Hoehn], cuja forma teliomórfica corresponde a

Ceratocystis paradoxa (De Seynes) Moreau. Uma vez que os frutos são muito procurados por pássaros e insetos, os ferimentos causados por eles facilitam a infecção pelo patógeno, que provoca podridão e perdas de até 5% da produção de frutos.

Inicialmente, os frutos infectados apresentam podridão no epicarpo. Em estádios avançados da doença, observa-se um micélio negro desenvolvendo-se externa e internamente, com esporulação do patógeno sobre o tecido necrosado, caracterizando-se por uma podridão negra (Figura 3), cujo odor assemelha-se ao exalado pelo fruto do abacaxizeiro (POLTRONIERI et al., 1999).

O patógeno produz conídios e clamidósporos. Os macroconídios de coloração pardo-escuro são produzidos em conidióforos curtos, geralmente ovalados, com dimensões variando de 5,3 μm a 7,0 μm x 8,2 μm a 9,6 μm . Os microconídios são endógenos, cilíndricos e hialinos, com tamanho variando de 3,2 μm a 4,6 μm x 6,5 μm a 9,6 μm (RIBEIRO et al., 1986). *Ceratocystis paradoxa* produz peritécios submersos no substrato.

Como medida de controle, recomenda-se a inspeção de todos os cachos colhidos e a remoção dos frutos doentes.



Figura 3. Frutos de pupunheira com sintomas de podridão-negra (A) e sinais do fungo (B) *Ceratocystis paradoxa*.

Mancha-de-*Curvularia*

A mancha-de-*Curvularia* é causada pelos fungos *Curvularia eragrostides* (Henn.) Meyer e *C. senegalensis* (Speg.) Subram. *C. eragrostides* foi detectado em plantas enviveiradas no Estado do Pará (BENCHIMOL; ALBUQUERQUE, 1998) e *C. senegalensis*, no Estado do Paraná (SANTOS et al., 2003).

Os patógenos afetam plantas enviveiradas e plantas recém-plantadas no campo. Os sintomas iniciais aparecem sob a forma de lesões arredondadas, amareladas, translúcidas em ambas as faces da folha. Posteriormente, apresentam forma elíptica, e passam gradualmente de cor marrom-brilhante para marrom-escura. Finalmente, a lesão tem o centro com uma depressão contornada por um halo amarelo. Em plantas com deficiência nutricional ou com estresse hídrico, a doença é severa, há coalescência das lesões, o que provoca secamento das folhas afetadas (POLTRONIERI et al., 1999).

Curvularia senegalensis produz conidióforos macronematosos, flexuosos, castanhos, septados, lisos, não ramificados. Os conídios são solitários, acropleurógenos, curvados, elipsoides a fusiformes, alargados, com quatro septos, com as células centrais maiores e mais escuras que as células terminais, medindo de 25,7 μm a 31,4 μm x 11,4 μm a 12,7 μm (SANTOS et al., 2003). *Curvularia eragrostides* produz conídios em forma de barril, com comprimento e largura variando entre 15 μm a 37 μm e 11 μm a 20 μm , respectivamente (BENCHIMOL; ALBUQUERQUE, 1998).

Como medida de controle preventivo, recomenda-se manter as plantas sob condições adequadas de nutrição e umidade e fazer inspeções periódicas no viveiro, a fim de remover as folhas afetadas. Em caso de ataque severo, é necessário prover as plantas de condições favoráveis ao seu desenvolvimento e, em último caso, fazer pulverizações com mancozeb, em intervalos semanais, até minimizar a severidade da doença.

Podridão-do-estipe

Essa doença tem sido associada a *Phytophthora palmivora* (Butler) Butler e *Fusarium* spp. (ALVES et al., 2006). Para *Phytophthora* há relatos de ocorrência nos seguintes estados: Pará (BENCHIMOL et al., 1998), Tocantins (UESUGI et al., 2003), Goiás (TOMITA et al., 2006), Pernambuco (TAVARES et al., 1998), Bahia (PAIM et al., 2006), São Paulo (PIZZINATO et al., 2002), Paraná (SANTOS et al., 2004) e Santa Catarina (SANTOS et al., 2007). A associação de *Fusarium* spp. foi relatada em São Paulo, Santa Catarina, Paraná e Amazônia. Nos plantios do Estado de São Paulo, foram detectadas as espécies *F. subglutinans* (Wollen W. & Reinking) Nelson, Tousson & Marasas, *F. moniliforme* Sheld., *F. solani* (Mart.) Sacc., *F. anthophilum* Braun e *F. oxysporum* Schlecht (PIZZINATO et al., 2001).

A podridão-do-estipe causada por *P. palmivora* foi registrada no Estado do Pará, onde induziu perdas de até 30% em mudas enviveiradas

e adultas de pupunheiras inermes (BENCHIMOL et al., 1998). Na Costa Rica, é comum a sua ocorrência, principalmente em áreas mal drenadas.

A doença ataca plantas de pupunheira jovens e adultas (SANTOS et al., 2008). As plantas doentes caracterizam-se pelo amarelecimento da primeira e da segunda folha aberta e da folha bandeira ou vela (folha não aberta) (SANTOS et al., 2008) (Figura 4). Em seguida, pode ocorrer o amarelecimento e a seca das demais folhas, o que pode chegar a provocar a morte da planta-mãe e, às vezes, dos perfilhos e de toda a touceira. Ao se realizar cortes longitudinais e transversais no estipe da pupunheira, observa-se o escurecimento dos tecidos internos e uma podridão generalizada (SANTOS et al., 2008) (Figura 5).

Alguns cuidados devem ser tomados para evitar a introdução do patógeno no viveiro ou para que não haja disseminação a partir de uma ou mais plantas doentes (SANTOS et al., 2008), tais como:

- a) Proceder ao monitoramento das plantas, e fazer uma criteriosa seleção, a fim de retirar as doentes e queimá-las antes do plantio.
- b) Não reaproveitar recipientes ou substrato onde estavam plantas doentes.
- c) Adquirir sementes de fornecedores idôneos, pois esses patógenos são transmitidos pelas sementes. Além disso, devem-se



Foto: Álvaro Figueredo dos Santos

Figura 4. Muda de pupunheira com folha morta causada pela podridão-do-estipe (*Phytophthora palmivora*).



Foto: Álvaro Figueredo dos Santos

Figura 5. Sintomas da podridão-do-estipe, caracterizados por apodrecimento interno do cerne da estipe da pupunheira, causados por *Phytophthora palmivora*.

usar substratos livres de propágulos desses fungos, já que são fungos habitantes do solo.

Não há fungicidas registrados no Mapa para a cultura. Ao serem detectadas plantas doentes, deve-se efetuar o tratamento cirúrgico e remover as plantas doentes e os tecidos infectados da touceira.

Síndrome da queda dos frutos

A queda precoce dos frutos, de origem desconhecida, é fator que limita a produção de sementes de pupunheira sem espinho para produção de palmito na região de Manaus, AM (MOTA; GASPAROTTO, 1998). Arkoll e Aguiar (1984) foram os primeiros a mencionar a doença, considerando-a como o principal problema da região. Posteriormente, o mesmo problema foi constatado em várias propriedades.

Segundo Couturier et al. (1991), a síndrome da queda dos frutos ocorre em três fases: a) queda dos frutos imaturos até 20 dias após a abertura da inflorescência, na qual até 50% dos frutos podem ser afetados (Figura 6); b) durante o segundo mês de desenvolvimento do fruto, ocorre outra queda, geralmente pequena; c) nas últimas semanas antes da maturação completa dos frutos, geralmente ocorre mais uma queda, também

Foto: Luadir Gasparotto



Figura 6. Frutos jovens de pupunheira caídos por causa da síndrome da queda dos frutos.

com menor intensidade. As perdas podem ser totais em algumas plantas e, em alguns anos, chegam a atingir 90% de toda a produção. Mota e Gasparotto (1998) avaliaram a incidência de patógenos nos frutos recém-caídos e não encontraram evidências de que a causa fosse de origem biótica. Eles admitiram a possibilidade de o problema estar associado a causas de origem abiótica.

Outras doenças

Na literatura, há relatos de vários outros patógenos que afetam a pupunheira, porém com poucas informações sobre importância econômica, sintomas, aspectos epidemiológicos e medidas de controle a serem adotadas, se necessário. Vargas (1993) relata alguns patógenos que causam doenças em pupunheira, mas sem detalhar a sua importância econômica, os sintomas e a necessidade ou não de controle.

Os fungos *Bipolaris bicolor* (Bernard) Alcorn, *Drechslera incurvata* (Bernard) Ellis, *Pestalotiopsis* sp., *Phomopsis* sp., *Mycosphaerella* sp. e *Alternaria* sp. causam manchas foliares, principalmente em plantas estressadas (VARGAS, 1993). Os sintomas são confundíveis, e o diagnóstico deve ser complementado com observações dos conidióforos e conídios dos patógenos, com auxílio de um microscópio. Têm-se constatado correlações negativas e significativas entre a severidade das doenças causadas por alguns desses patógenos e a altura, o diâmetro do estipe e o número

de folhas das plantas afetadas, isto é, nas plantas mais vigorosas a severidade das doenças é menor.

Lasiodiplodia theobromae (Pat.) Griff. & Maubl., *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.: Fr.) Vuillemin, *Penicillium* sp., *Sporothrix* sp., *Monilia* sp., *Graphium* sp., *Cladosporium* sp., *Aspergillus* sp., *Verticilium* sp. e *Pseudomonas syringae* causam podridões em frutos (GASPAROTTO; GARCIA, 1999; MOTA; GASPAROTTO, 1998; VARGAS, 1993; PAVA et al., 1981, citados por VELASCO, 1993; VILAPLANA, 1982). Como medida de controle, recomenda-se a inspeção de todos os cachos colhidos e remoção dos frutos doentes.

O nematoide *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard (Nemata, Aphelenchida: Aphelenchoides), transmitido por *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera, Curculionidae), causador do anel-vermelho do coqueiro e do dendezeiro, pode afetar a pupunheira (ARAÚJO et al., 1995).

Em sementes, tem-se registrado a ocorrência de *C. gloeosporioides*, *C. paradoxa*, *L. theobromae*, *Schyzophyllum commune* (Fr.) Fr. e *Fusarium* sp., que podem destruí-las, afetar a germinação e ser disseminados para os viveiros (VILAPLANA, 1982).

Açaí

O açaí-do-amazonas (*Euterpe precatoria* Mart), da família Arecaceae, está distribuído no Alto Amazonas, em Mato Grosso, na Bolívia, no Peru, no sul da Colômbia e na Venezuela; e o açaí-do-pará (*E. oleracea* Mart), autóctone do estuário amazônico, é encontrado nas matas de terra firme, de várzea e de igapó dos seguintes locais: Baixo Amazonas, Maranhão, Tocantins, Amapá, Guianas e Venezuela (SOUZA et al., 1996). O *E. precatoria* não perfilha, apresenta estipe delgado que atinge até 35 m de altura e 10 cm a 20 cm de diâmetro. A principal diferença do *E. oleracea* está na abundância de perfilhos. O principal produto é o “vinho” de açaí, feito com a polpa e a casca dos frutos, consumido como suco, misturado com farinha de mandioca ou tapioca. O “vinho” pode ser usado para o preparo de creme, licor, geleia, mingau, sorvete e doces. Outro produto é o palmito, muito procurado pelas indústrias alimentícias (SOUZA et al., 1996). O estipe, lenhoso e duro, é utilizado para assoalho, forro em barracões, lenha e construção de cercas. O endocarpo é empregado pelos artesãos na confecção de biojoias.

O açaí-do-pará está sendo plantado em praticamente todas as regiões do País, para produção de frutos para extração do vinho, que é consumido pela população local, e exportado para outras regiões e para o exterior. Por ser uma espécie silvestre, explorada de forma extrativista e relativamente com pequenas áreas de plantios comerciais, há poucos registros de doenças que afetam o seu desenvolvimento.

Antracnose

A antracnose, causada pelo fungo *C. gloeosporioides*, foi relatada por Bovi et al. (1977). Os sintomas caracterizavam-se por manchas necróticas deprimidas na haste, no colo e na ráquis das folhas de mudas de diferentes espécies de *Euterpe*. As lesões possuíam coloração castanho-escuro e eram alongadas, com tamanho variável na ráquis que envolvia a bainha das folhas mais velhas. No coleto, as lesões eram deprimidas e, na área de transição entre a parte morta e o tecido vivo, havia uma faixa irregular de coloração castanho-escuro a preta. Com o progresso da doença, as folhas mais velhas morriam e apenas a primeira folha ainda permanecia fechada, recoberta por lesões alongadas na ráquis em desenvolvimento.

Posteriormente, segundo registro de Batista et al. (2007), a doença causou manchas necróticas em frutos verdes e maduros coletados no Município de Muaná, PA. Nos frutos verdes, as manchas apresentavam pequenas pontuações de coloração marrom a negra, com formato circular e tamanho máximo de 13 mm de diâmetro, enquanto nos maduros as manchas eram acinzentadas. Com o progresso, as lesões coalescem, atingem parcialmente ou totalmente os frutos e adquirem coloração escura e avançando da casca para o interior da polpa do fruto, ocasionando um apodrecimento generalizado. Em meio de BDA, o patógeno apresenta, inicialmente, micélio de coloração branca, que progride para coloração salmão e finalmente escura, bastante ramificado, septado e hialino, acérulos sem a presença de setas, conídios unicelulares e hialinos, lisos com paredes finas, elipsoides a cilíndricos com média de 3,6 µm de largura e 14,4 µm de comprimento.

Outras doenças

Há relatos de outros patógenos em açaizeiros, porém sem causar prejuízos relevantes. Segundo Moura et al. (2006), *Drechslera* sp. causou

manchas foliares de coloração pardo-avermelhada, que coalescem e ocasionam o secamento das folhas de plantas de 6 meses de idade. Conforme Costa et al. (2007), *B. bicolor* causa manchas foliares de formato circular a elipsoide, pardo-claras com bordas pardo-escuras, bem definidas e dispersas sobre o limbo foliar. Em meio de cultura, o patógeno produz micélio aéreo acinzentado e aspecto cottonoso. O fungo é caracterizado por conídios retos ou raramente curvos, cilíndricos ou largos no centro, e afilados nas extremidades, e medem de 2,88 μm a 7,68 μm x 1,44 μm a 2,40 μm . Os conidióforos são septados, simples, isolados ou em pequenos grupos, retos ou flexuosos.

No Município de São Domingos, MA, segundo Poltronieri et al. (2008), *Exserohilum rostratum* (Drechsler) Leonard & Suggs (anamorfo de *Setosphaeria rostrata* Leonard) ocasionou pequenas manchas foliares pardo-avermelhadas, que coalesciam e causavam o secamento das folhas em mudas com cerca de 6 meses de idade. O patógeno apresenta conidióforos com até 200 μm de comprimento, solitários ou em pequenos grupos, de coloração marrom ou olivácea. Os conídios medem de 40 μm a 180 μm x 14 μm a 22 μm , são retos ou suavemente curvos, e finos nas extremidades, uma das quais forma um bico pronunciado, com 6 a 16 septos, coloração café-dourado, mais pronunciada no centro, e hilo protuberante.

Nascimento et al. (2009) relataram a ocorrência de *Cylindrocladium pteridis* Wolf em mudas enviveiradas na região do Vale do Juruá, no Município de Cruzeiro do Sul, AC. Os sintomas caracterizavam-se por manchas foliares, circulares a elipsoidais, de coloração parda, com bordas escuras circundadas por um halo amarelo. As lesões podem coalescer e destruir todo o limbo foliar.

Tucumã-do-amazonas

O tucumã-do-amazonas (*Astrocaryum aculeatum* Meyer), família Arecaceae, é uma palmeira tropical encontrada em terra firme na Amazônia, com ocorrência circunscrita à Amazônia ocidental e central brasileira (LOPES et al., 2009). É comum em áreas que sofreram ação antrópica, como capoeiras (MIRANDA et al., 2001). Tradicionalmente, a polpa dos frutos é consumida in natura e na forma de sorvetes, suco, licor e doce pela população. Das sementes e da polpa dos frutos podem ser extraídos óleos comestíveis para uso na alimentação humana, e as tortas resultantes podem ser usadas na alimentação animal (LOPES et al., 2009).

A palmeira apresenta estipe único com até 20 m de altura e 30 cm de diâmetro, provido de espinhos escuros, finos, longos, pungentes, dispostos em anéis. O estipe lenhoso é utilizado na construção de cercas, currais e casas. Das folhas, retiram-se fibras finas e resistentes, que são empregadas na confecção de redes de pescar e dormir, de linhas para arco, flecha, cestas e balaies. O endocarpo é empregado pelos artesãos na confecção de biojoias (SOUZA et al., 1996). Apesar da importância para as populações amazônicas, não há plantios comerciais, e a exploração é restrita ao extrativismo.

Mancha foliar

No viveiro de produção de mudas do Campo Experimental da Embrapa Amazônia Ocidental, em Manaus, têm ocorrido manchas foliares causadas por *Bipolaris* sp. Os primeiros sintomas da doença são diminutas manchas amarelas de formato irregular que surgem nas folhas maduras baixas. Com a colonização dos tecidos e o progresso da doença, o centro da lesão torna-se necrótico, de coloração marrom-escuro, circundado por um halo marrom-amarelado, que, por sua vez, é circundado por uma tênue linha marrom-escuro. Posteriormente, as lesões continuam se expandindo, o centro adquire coloração marrom-clara, envolto por um halo marrom-escuro, que é circundado por um halo marrom-amarelado. Por fim, as lesões apresentam o centro esbranquiçado com as bordas marrom-escuras e algumas vezes circundadas por um halo amarelo-palha (Figura 7). Em plantas com sintomas de deficiências nutricionais mais agudas, a intensidade da doença é elevada, há necrose generalizada do limbo foliar e morte das folhas baixas.

Bipolaris sp. possui conidióforos marrom-claros a marrons, lisos, cilíndricos, retos a curvos, em grupos de 3 a 12, com 3 a 10 septos,

Foto: Siglia Regina dos Santos Souza



Figura 7. Manchas em folha de tucumã-zeiro causadas por *Bipolaris* sp.

medem até 350 μm de comprimento e de 5 μm a 6 μm de diâmetro. As células conidiogênicas são cilíndricas, lisas, sub-hialinas a marrom-claras, medem de 17 μm a 70 μm x 5 μm a 6 μm e apresentam de um a cinco locus. Os conídios são fusiformes a elipsoidais, retos a ligeiramente curvados, sub-hialinos a oliváceos, lisos, medem de 20 μm a 40 μm x 5 μm a 9 μm , apresentam hilo protuberante, escuro, medem de 1,5 μm a 2 μm e possuem de dois a três septos.

Como medida de controle, nas mudas afetadas, recomenda-se remover todas as folhas mortas e aquelas com pelo menos 30% da área foliar necrosada e realizar adubações de cobertura para corrigir as deficiências nutricionais. Para evitar o problema na produção das mudas, e pelo fato do tucumãzeiro ser uma planta rústica, o preparo de um substrato com terriço de boa qualidade misturado com esterco curtido é suficiente para evitar o problema. Vale ressaltar que plantas bem nutridas são resistentes, e o ataque da doença é insignificante.

Podridão-dos- frutos

A doença, causada por *Sphaceloma* sp., foi constatada em frutos maduros e imaturos, com lesões no epicarpo, provenientes de uma população de plantas de ocorrência natural no Município de Rio Preto da Eva, AM (ASSIS et al., 2009). O patógeno causa lesões necróticas, irregulares, de coloração negra, e frutifica sobre as lesões, que coalescem. Em estágio mais avançado da doença, ocorre enrugamento e necrose da casca e do mesocarpo dos frutos, o que inviabiliza a sua comercialização (Figura 8).



Foto: Luiz Alberto Guimarães de Assis

Figura 8. Lesões em frutos de tucumãzeiro causadas por *Sphaceloma* sp.

Em meio de cultura, o fungo produz colônias escuras e conídios diminutos, hialinos, unicelulares, ovoides e oblongos.

Referências

- ALVES, M. L. R.; BATISTA, M. F. Ocorrência de antracnose em pupunha (*Bactris gasipaes* H. B. K.). **Acta Amazônica**, Manaus, v. 13, n. 3-4, p. 705, 1983.
- ALVES, S.; SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Patogenicidade de isolados de *Fusarium* spp. e *Phytophthora palmivora* associados com a podridão do estipe da pupunheira no Paraná. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n. 52, p. 133-140, 2006.
- ARAÚJO, A. E.; PAMPLONA, A. M. S. R.; BERTHAUD, A. J.; NUNES, C. D. F.; SANTOS, A. F. Ocorrência de um surto de anel vermelho do dendê no Estado do Amazonas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 20, n. 4, p. 346, 1995. Suplemento.
- ARKCOLL, D. B.; AGUIAR, J. P. L. Peach palm (*Bactris gasipaes* H. B. K.): a new source of vegetable oil from the wet tropics. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, London, n. 35, p. 520-526, 1984.
- ASSIS, L. A. G.; ELIAS, M. E. A.; SOUSA, F. M. G.; BENTES, J. L. S. Palmeira tucumã: uma nova hospedeira de *Sphaceloma* sp. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 34, p. S185, 2009. Suplemento.
- BATISTA, T. F. C.; OLIVEIRA, F. C.; TABOSA, S. A. S.; NUNES, M. A. L. Ocorrência de antracnose em frutos de açaí, *Euterpe oleracea*, em Mauaná, Pará. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 34, n. 4, p. 360, 2007.
- BENCHIMOL, R. L.; ALBUQUERQUE, F. C. Ocorrência de *Curvularia eragrostides* em mudas de pupunheira no Estado do Pará. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 2, p. 184, 1998.
- BENCHIMOL, R. L.; ALBUQUERQUE, F. C.; MÜLLER, C. H. Podridão da base do estipe da pupunheira, causada por *Phytophthora palmivora*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 1, p. 80, 1998.
- BOVI, M. L. A.; SOAVE, J.; SUGIMORI, M. H.; MORAES, S. A.; RIBEIRO, I. J. A.; PARADELA FILHO, O.; CARDOSO, M. Ocorrência de *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. (von Arx) sobre mudas de diferentes espécies de palmitreiro (*Euterpe edulis* Mart., *Euterpe oleracea* Mart. e *Euterpe badiocarpa* Mart. Rodr.). **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 3, n. 1, p. 93-95, 1977.
- COSTA, R.; POLTRONIERI, L. S.; FREIRE, F.; SILVA, J.; NASCIMENTO, M.; MIRANDA, V.; VERZIGNASSI, J. Primeiro registro de *Bipolaris bicolor* em plantas

de açazeiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MICOLOGIA, 5. 2007. Recife.

Resumos... Recife: UFRPE, 2007. p. 117.

COUTURIER, G.; CLEMENT, C. R.; VIANA FILHO, P. *Leptoglossus lonchoides* Allen (Hereroptera, Coreidae), causante de la “caída de los frutos” de *Bactris gasipaes* (Palmae) em La Amazônia Central. **Turrialba**, Costa Rica, v. 41, n. 3, p. 293-298, 1991.

GASPAROTTO, L.; GARCIA, M. Aspectos fitossanitários no cultivo da pupunheira: situação atual e riscos futuros. In: SEMINÁRIO DO AGRONEGÓCIO PALMITO DE PUPUNHA NA AMAZÔNIA, 1., 1999. Porto Velho. **Anais...** Porto Velho: Embrapa Rondônia, 1999. p. 72-74. (Embrapa Rondônia. Documentos, 41).

LOPES, M. T. G.; MACÊDO, J. L. V.; LOPES, R.; LEEUWEN, J.; RAMOS, S. L. F.; BERNARDES, L. G. Domesticação e melhoramento do tucumã-do-amazonas. In: BORÉM, A.; LOPES, M. T. G.; CLEMENT, C. R. (Ed.). **Domesticação e melhoramento: espécies amazônicas**. Viçosa: Suprema, 2009. cap. 20, p. 425-441.

MAFACIOLI, R.; SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Etiologia e manejo das doenças da pupunheira no Brasil. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, n. 58, p. 59-66, 2009.

MAFACIOLI, R.; TESSMANN, D. J.; SANTOS, A. F.; VIDA, J. B. Controle químico de antracnose em mudas de pupunheira. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n. 52, p. 101-105, 2006.

MIRANDA, I. P. A.; RABELO, A.; BUENO, C. R.; BARBOSA, E. M.; RIBEIRO, M. N. S. **Frutos de palmeiras da Amazônia**. Manaus: MCT, Inpa, 2001. 120 p.

MORA-URPI, J.; WEBER, J. C.; CLEMENT, C. R. **Peach palm, *Bactris gasipaes* Kunth**. Rome: IPGRI, 1997. 83 p. (Promoting conservation and use of underutilized and neglected crops, 20)

MOTA, A. M; GASPAROTTO, L. Fungos associados à “síndrome da queda de frutos” da pupunheira. **Revista da Universidade do Amazonas**, Série Ciências Agrárias, Manaus, n. 7, p. 69-79, 1998.

MOURA, M. F.; POLTRONIERI, L. S.; VERZIGNASSI, J. R.; BENCHIMOL, R. L.; NASCIMENTO, M. M.; SOUZA, A. C. A. Manchas foliares em açazeiro, causadas por *Drechslera* sp., no Maranhão. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 31, p. 289, 2006. Suplemento.

NASCIMENTO, G. O.; FERREIRA, J. B. NEVES, Y. Y. B.; VALENTE, R. A. S. Ocorrência de *Cylindrocladium* sp. em mudas de açaí (*Euterpe oleracea*), Acre, Brasil. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 34, p. 151, 2009. Suplemento.

PAIM, M. C. A.; LUZ, E. D. M. N.; SOUZA, J. T. Patogenicidade, caracterização morfológica e molecular de *Phytophthora palmivora*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 143. 2006. Suplemento.

PIZZINATO, M. A.; BOVI, M. L. A.; FEICHTENBERGER, E.; SPIERING, S. H. Ocorrência da podridão do estipe em pupunheira, causada por *Phytophthora palmivora*, no estado de São Paulo. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 28, n. 4, p. 363-365, 2002.

PIZZINATO, M. A.; BOVI, M. L. A.; SPIERING, S. H.; BINOTTI, C. S. Patogenicidade de cinco espécies de *Fusarium* a plantas de pupunheira (*Bactris gasipaes*). **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 27, p. 263-266, 2001.

POLTRONIERI, L. S.; GASPAROTTO, L.; BENCHIMOL, R. L. Doenças da cultura da pupunheira. In: DUARTE, M. R. L. (Ed.). **Doenças de plantas no trópico úmido brasileiro**: I. Plantas industriais. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 1999. p. 209-218.

POLTRONIERI, L. S.; VERZIGNASSI, J. R.; BENCHIMOL, R. L.; FREIRE, F. C. O. Primeiro registro de *Exserohilum rostratum* (anamorfo de *Setosphaeria rostrata*) causando manchas foliares em açaizeiro no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 34, n. 2, p. 195. 2008. Suplemento.

RIBEIRO, I. J. A.; BOVI, M. L. A.; CASTRO, L. H. S. M.; GODOY JÚNIOR, G. Ocorrência de *Ceratocystis paradoxa* (De Seynes) Moreau em frutos de pupunheira (*Bactris gasipaes* H. B. K.). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 8., 1986, Brasília, DF. **Anais...** Brasília, DF: Embrapa-DDT; CNPq, 1986. p. 459-462.

SANTOS, A. F.; BEZERRA, J. L.; TESSMANN, D. J.; POLTRONIERI, L. S. Ocorrência de *Curvularia senegalensis* em pupunheira e palmeira real no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, n. 2, p. 204, 2003.

SANTOS, A. F.; LUZ, E. D. M. N.; FINATO, P.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Primeiro relato da podridão do estipe da pupunheira, causada por *Phytophthora palmivora*, no estado do Paraná. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 29, n. 6, p. 680-682, 2004.

SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Doenças das palmeiras para palmito. In: SANTOS, A. F.; CORREA JR, C.; NEVES, E. J. M. (Ed.). **Palmeiras para produção de palmito**: juçara, pupunheira e palmeira real. Colombo: Embrapa Florestas, 2008. p. 105-120.

SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Ocorrência da podridão do estipe (*Phytophthora palmivora*) da pupunheira em Santa Catarina. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 308. 2007. Suplemento.

SOUZA, A. G. C.; SOUSA, N. R.; SILVA, S. E. L.; NUNES, C. D. M.; CANTO, A. C.; CRUZ, L. A. A. **Fruteiras da Amazônia**. Brasília, DF: Embrapa-SPI; Manaus: Embrapa-CPAA, 1996. p. 171-172.

TAVARES, S. C. C. H.; NASCIMENTO, A. R.; LIMA, J. A. S.; MENEZES, W. A.; CRUZ, S. C. Doenças da pupunha em áreas irrigadas na região do submédio São Francisco. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, p. 286, 1998. Suplemento.

TOMITA, C. K.; LIMA, M. A.; UESUGI, C. H. Levantamento de perdas econômicas causadas por *Phytophthora palmivora* em cultura de pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth) na região geo-econômica de Padre Bernardo, GO. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 31, p. 296, 2006. Suplemento.

UESUGI, C. H.; SANTOS, G. R.; CAFÉ FILHO, A. C. C. Ocorrência de *Phytophthora palmivora* em pupunheira no estado de Tocantins. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 225, 2003. Suplemento.

VARGAS, E. Principales enfermedades del peñibaye en Costa Rica. In: CONGRESO INTERNACIONAL SOBRE BIOLOGIA, AGRONOMIA E INDUSTRIALIZACION DEL PIJUAYO, 4., 1991, Iquitos. [Anais...] San Jose: Universidad de Costa Rica, 1993. p. 355-360.

VELASCO F. A. Chontaduro (*Bactris gasipaes*) investigaciones realizadas en Colombia durante el período 1980-1990. In: CONGRESO INTERNACIONAL SOBRE BIOLOGIA, AGRONOMIA E INDUSTRIALIZACION DEL PIJUAYO, 4., 1991, Iquitos. [Anais...]. San Jose: Universidad de Costa Rica, 1993. p. 287-300.

VERZIGNASSI, J. R.; POLTRONIERI, L. S.; BENCHIMOL, R. L. Antracnose em frutos de pupunheira no Pará. **Revista de Ciências Agrárias**, Belém, v. 49, n. 1, p. 173-175, 2008.

VILAPLANA, M. R. **Reconocimiento de las enfermedades del fruto de peñibaye (*Bactris gasipaes* H. B. K.), durante y despues de la cosecha em Costa Rica**. 1982. 44 p. Tesis (Ingeniero Agrónomo) – Universidad de Costa Rica, San Jose.

Capítulo 8

Doenças do paricá

*Gisele Barata da Silva
Denise Castro Lustosa
Telma Fátima Coelho Batista
Jackeline Figueira da Silva
Marcela Cristiane Ferreira Rego*

O paricá [*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby], conhecido também por bandarria, canafístula, fava-canafístula, faveira, paricá-de-terra-firme, paricá-grande, pinho-cuiabano ou guapuruvu da Amazônia, é uma espécie arbórea pertencente à família Caesalpiniaceae (AMATA, 2009). Ocorre naturalmente nos seguintes países: Bolívia, Colômbia, Peru e Venezuela (CORREA, 1985), Costa Rica (HOLDRIDGE; PÓVEDA, 1975), Equador (RODRIGUEZ ROJAS; SIBILLE MARTINA, 1996), Honduras (THIRAKUL, 1998) e México (PENNINGTON; SARUKHÂN, 1998). No Brasil, é encontrado nos seguintes estados: Acre (ARAÚJO; SILVA, 2000), Amazonas, Pará, Mato Grosso e principalmente em Rondônia, em florestas primárias e secundárias de terra firme e em áreas de várzea alta (SOUZA et al., 2005). Nos estados do Pará e do Maranhão, concentra-se a maior parte da área plantada com paricá (85.320 ha em 2009) (ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE PRODUTORES DE FLORESTAS PLANTADAS, 2011).

É uma árvore de grande porte, com tronco cilíndrico e reto e copa ramificada; porém, ao longo de seu crescimento vegetativo, apresenta características dendrológicas diferenciadas no que se refere à coloração da casca e ao surgimento de sapopemas (ROSA, 2006). Apresenta comportamento característico de espécie pioneira, rápido crescimento, boa capacidade de rebrota e regeneração natural, bem como fácil adaptabilidade, tanto em monocultivos quanto em consórcios florestais e agroflorestais (BRIENZA JÚNIOR et al., 2007). As árvores maiores atingem dimensões próximas de 40 m de altura e caule com até 1 m de diâmetro à altura do peito (DAP), medido a 1,30 m do solo, na idade adulta. Seu tempo de vida é considerado de curto a médio, em relação às espécies clímax (AMATA, 2009). Sua madeira é macia, leve ($0,32 \text{ g cm}^{-3}$), de coloração branca e de fácil trabalhabilidade, com vasta utilização: construção de forros, fabricação de palitos, canoas, saltos de calçados, brinquedos, maquetes, embalagens leves, miolo de painéis e portas, formas de concreto, laminados e compensados (BRIENZA JÚNIOR et al., 2007).

Cancro

O cancro da haste, causado pelo fungo *Lasiodiplodia theobromae* (Pa.) Griff & Maubl., afeta plantas a partir do primeiro ano de idade. Os sintomas iniciais são intumescimento da casca, fendilhamento longitudinal e escurecimento dos tecidos lesionados, que podem ocorrer por toda a extensão do tronco ou em pontos isolados, e variam de acordo com a idade e o desenvolvimento da planta (Figura 1). Esses sintomas

Figura 1.
Sintomas de cancro do paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*), causados por *Lasiodiplodia theobromae* e estruturas do patógeno.



progridem para um cancro, com área de lenho exposta, circundado por tecidos protuberantes formados pela casca (KRUGNER et al., 1973). A disseminação do patógeno é intensa no período chuvoso. Em casa de vegetação, sob condições de umidade e temperatura elevadas, os sintomas iniciam de 10 a 30 dias após a inoculação, de acordo com a procedência do paricá.

O fungo produz picnídios de coloração marrom-escura a negra, com diâmetro de 1.138 μm a 2.024 μm , nos quais são produzidos os conídios, que medem de 22 μm a 27 μm de comprimento. Esses conídios, quando maduros, apresentam coloração marrom, um septo mediano espesso e estrias longitudinais; quando imaturos, são hialinos e sem presença marcante de estrias.

Não há cultivares ou clones de paricá resistentes. Os trabalhos do programa de melhoramento são preliminares, e a alternativa é a avaliação por procedência, mesmo com limitações. Também não há medidas de controle químico registradas na literatura. Recomenda-se a retirada de plantas doentes, visando reduzir a fonte de inóculo na área, e a seleção de materiais resistentes em plantio jovem, já que as plantas infectadas até o segundo ano de idade apresentam crescimento comprometido.

Tombamento das mudas

Em setembro de 2002, registrou-se a ocorrência de uma nova doença em paricá, na região de Paragominas, PA. A enfermidade caracteriza-se pelo tombamento de mudas, o qual inicia comumente pelos cotilédones sob condições elevadas de umidade e temperatura (MAFIA et al., 2003). Com o progresso da doença, os cotilédones ficam recobertos por uma massa micelial branca, típica do fungo *Fusarium solani* (Mart.) Sacc., o qual apresenta crescimento moderado, clamidósporos rugosos, fiálides longas, finas e solitárias, grande quantidade de microconídios sem septos e poucos macroconídios, além de formação lenta e escassa de esporóquios (NELSON et al., 1983).

O uso de água da irrigação e de solo isentos de inóculo do patógeno, aliado à eliminação das plantas doentes e ao uso de canteiros suspensos, constituem alternativas para o controle da doença (MAFIA et al., 2003).

Crosta negra

Plantios jovens de paricá são atacados pelo fungo *Phyllachora schizolobiicola* subsp. *schizolobiicola* Henn (TRINDADE et al., 1999).

Os folíolos apresentam-se com lesões em forma de crosta de cor escura, preto-aveludada, que podem ocasionar sua queda parcial ou total. Em alta incidência, pode provocar desequilíbrio fisiológico nas plantas. As lesões apresentam-se com diâmetro de 1 mm a 2 mm, cujo aumento em quantidade e coalescência chegam a ocupar quase 100% da área foliar, e causa amarelecimento e queda dos folíolos. A doença pode ocorrer durante o período chuvoso, embora as plantas normalmente tenham demonstrado resistência à doença (AMATA, 2009). O fungo possui ascos em forma de clava, com pedicelo curto, com ascósporos hialinos não septados, de forma cilíndrica ou elíptica, medindo entre 15 µm a 18 µm x 6,5 µm a 8 µm (CANNON, 1991).

Referências

- AMATA. **Revisão sobre paricá:** *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke. Disponível em: <http://www.amatabrasil.com.br/pt/operacoes/Revisao_Parica>. Acesso em: 23 set. 2009.
- ARAÚJO, H. J. B.; SILVA, I. G. **Lista de espécies florestais do Acre:** ocorrência com base em inventários florestais. Rio Branco: Embrapa Acre, 2000. 77 p. (Embrapa Acre. Documentos, 48).
- ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE PRODUTORES DE FLORESTAS PLANTADAS. **Florestas plantadas no Brasil.** cap.1. Disponível em: <<http://www.abraflor.org.br/estatisticas/ABRAF10-BR/control.html>>. Acesso em: 20 dez. 2011.
- BRIENZA JÚNIOR, S.; MATTOS, M. M.; SILVA, P. V. S.; SILVA, M. I. S.; MOREIRA, A. M.; BARBOSA, M. G.; LIMA, P. G. C.; LEÃO, N. V. M.; GONÇALVES, D. A. Recuperação de áreas degradadas com plantio de espécies florestais em unidades de agricultura familiar na Amazônia Oriental. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE COMPENSADO E MADEIRA TROPICAL, 8.; FEIRA DE MÁQUINAS E PRODUTOS DO SETOR MADEIREIRO, 6., 2007, Belém, PA. **Anais...** Curitiba: Abimci; Belém: Aimex; Fiepa, 2007.
- CANNON, P. F. **A revision of 'Phyllachora' and some similar genera on the host family Leguminosae.** Wallingford: International Mycological Institute, 1991. 302 p. (International Mycological Institute. Mycological Papers 163).
- CORREA, A. Z. Essências papeleiras de reflorestamento: 8 madeiras nativas da Amazônia. **Acta Amazônica**, Manaus, v. 15, n. 3/4, p. 371-402, 1985.
- HOLDRIDGE, L. R.; POVEDA, L. S. **Arboles de Costa Rica.** San José: Centro Científico Tropical, 1975. 546 p.

KRUGNER, T. L.; CANEVA, R. A.; CARDOSO, C. O. N. Nota sobre a ocorrência do cancro do tronco em eucalipto. **IPEF**, n. 6, p. 61-67, 1973.

MAFIA, R. G.; ALFENAS, A. C.; ANDRADE, G. C. G.; ZAUZA, E. V.; PFENNING, L. H.; ROSA, J. Tombamento de mudas causado por *Fusarium solani*: uma nova doença do paricá no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, n. 4, p. 450, 2003.

NELSON, P. E.; TOUSSOUN, T. A.; MARASAS, W. F. O. **Fusarium species: an illustrated manual for identification**. University Park: The Pennsylvania State University Press, 1983. 193 p.

PENNINGTON, T. D.; SARUKHÁN, J. Árboles tropicales de México: manual para la identificación de las principales especies. 2. ed. México: Universidade Nacional Autónoma de México: Fondo de Cultura Económica, 1998. 521 p.

RODRÍGUEZ ROJAS, M.; SIBILLE MARTINA, A. M. **Manual de identificación de especies forestales de la Subregión Andina**. Lima: INIA; Yokohama: OIMT, 1996. 291 p. Proyecto PD 150/91 Rev. 1 (I). Identificación y Nomenclatura de las Maderas Tropicales Comerciales en la Subregión Andina. Título da folha de rosto: Determinación de 100 especies forestales de la Subregión Andina.

ROSA, L. S. Ecologia e silvicultura do paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex. Ducke) na Amazônia brasileira. **Revista de Ciências Agrárias**, Belém, v. 45, p. 135-174, 2006.

SOUZA, D. B.; CARVALHO, G. S.; RAMOS, E. J. A. **Paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke)**. Belém: Rede de Sementes da Amazônia, 2005. 2 p. (Informativo Técnico, 13).

THIRAKUL, S. **Manual de dendrologia para 146 especies forestales del litoral atlántico de Honduras**. 2. ed. [Tegucigalpa]: Corporación Hondureña de Desarrollo Forestal, 1998. 502 p. Proyecto de Desarrollo del Bosque Latifoliado (PDBL II).

TRINDADE, D. R.; POLTRONIERI, L. S.; ALBUQUERQUE, F. C.; BENCHIMOL, R. L. **Crosta negra causada por *Phyllachora schizolobiicola* subsp. *schizolobiicola* em Paricá, no estado do Pará**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 1999. 2 p. (Embrapa Amazônia Oriental. Comunicado Técnico, 98).

Capítulo 9

Doenças da teca

*Sidney Fernando Caldeira
Álvaro Figueredo dos Santos
Celso Garcia Auer*

A teca (*Tectona grandis* Linn. F.), pertencente à família Lamiaceae, ocorre naturalmente nas regiões central e sul da Índia, em Mianmar (antiga Birmânia ou Burma), no norte da Tailândia e em Laos. É uma espécie florestal com grande potencial de exploração, cuja madeira tem alto valor comercial, e é utilizada em carpintaria, marcenaria, produção de peças de uso nobre e de móveis finos e, especialmente, na indústria de construção naval, pelo fato de resistir à ação das intempéries (insolação, calor, frio, precipitação e maresia).

O plantio de teca espalhou-se para vários países do Sudeste Asiático e alguns da África e das Américas. No Brasil, os plantios comerciais iniciaram no final da década de 1960, em Cáceres, no Estado de Mato Grosso (Figura 1), e ocuparam nesse estado 60 mil hectares de um total estimado em 100 mil hectares plantados no Brasil (SANTOS et al., 2010). Na região Norte, é plantada nos estados do Amazonas, do Pará e do Acre.

Fotos: Sidney Fernando Caldeira



Figura 1. Aspectos dos cultivos de teca no Estado de Mato Grosso: plantio clonal com 8 anos de idade, na fase de troca de folhas no período seco (A); plantio seminal com 9 anos de idade no período de retirada de toras do segundo desbaste (B); lote de madeira serrada (produto do segundo desbaste) embalado para exportação (C); colheita florestal, em plantio com 30 anos de idade (D).

A cultura da teca encontra-se consolidada no Brasil, porém a expansão das áreas de cultivo e o manejo inadequado têm favorecido a incidência de vários problemas bióticos e abióticos, que causam danos significativos por receberem pouca atenção fitopatológica (SANTOS et al., 2010). Em virtude da alta importância econômica da madeira, é imprescindível maior atenção aos problemas fitossanitários que afetam a cultura, a fim de evitar que esses problemas limitem a expansão do seu cultivo no País.

Ferrugem

Histórico de ocorrência e distribuição geográfica

A ferrugem, conhecida no exterior como *teak rust* ou *roya de la teca*, é causada pelo fungo *Olivea tectonae* (Ramak. & Ramak.) Mulder. Historicamente, a doença é bastante conhecida e, até recentemente, estava restrita ao continente asiático, com registros em Bangladesh, China, Filipinas, Índia, Indonésia, Mianmar, Paquistão, Sri Lanka (antigo Ceilão), Tailândia, Taiwan e Vietnam, onde a teca ocorre naturalmente ou foi introduzida (CABRAL et al., 2010; EPPO REPORTING SERVICE, 2005; FERRARI, 2011; KANEKO et al., 2007; YUN, 2010). Contudo, com a ampliação das áreas cultivadas com teca, o patógeno está se dispersando rapidamente pelo mundo. Na África, há grande preocupação fitossanitária (EPPO REPORTING SERVICE, 2005) e na Austrália, em 2006, foi registrada a primeira ocorrência em plantio irrigado (DALY et al., 2006; PRIMARY..., 2006).

No continente americano, o primeiro registro da doença foi no Panamá, em 2003 (ESQUIVEL, 2003) e, logo após, em fevereiro de 2004, na Costa Rica (ARGUEDAS, 2004a, 2004b). No mesmo ano, em setembro, foi registrada no Equador em viveiros e plantios experimentais com 6 anos de idade (PINARGOTE, 2004) e, em dezembro, no México, pela Organização Norte-Americana para Proteção de Plantas (NAPPO, 2005).

Em julho de 2005, a ferrugem foi detectada na Colômbia (CÉSPEDES; YEPES, 2007), e em agosto na América Central e do Sul, pela Organização Europeia e Mediterrânea para a Proteção das Plantas (EPPO REPORTING SERVICE, 2005). Em 2006, foi detectada em Cuba (PÉREZ et al., 2008), tornando-se evidente a rápida dispersão do patógeno no Caribe e na América Central, apesar de conhecida na Ásia há mais de 100 anos.

O relato oficial da ocorrência de *O. tectonae* em teca no Brasil ocorreu em maio de 2009, e foi registrada no Município de Sinop, MT (BONALDO et al., 2011). Em julho do mesmo ano, mudas de teca com sintomas da ferrugem, provenientes dos municípios de Sinop e de Vera, MT, enviadas ao Instituto Biológico, foram diagnosticadas com a doença (FERRARI, 2009, 2011).

Em julho de 2010, em tecas plantadas como ornamentais, a doença foi detectada em dois municípios da Zona da Mata de Minas Gerais e no Espírito Santo (CABRAL et al., 2010). No mesmo ano, plantas com a doença foram encontradas em plantações nos municípios de Xinguara, PA, e de Mococa, SP (informação pessoal: Sidney Fernando Caldeira). Em 2011, a doença foi registrada no Estado de Goiás, na região do Triângulo Mineiro (COELHO et al., 2011), em Alta Floresta, MT (MACEDO et al., 2011), e em Brejinho de Nazaré, TO (SANTOS et al., 2011), e, em 2013, no Município de Manaus, AM (GASPAROTTO et al., 2013).

O patógeno provavelmente atingiu a América do Sul por meio de esporos disseminados por correntes de vento, presumivelmente da América Central (CABRAL et al., 2010). Na Austrália, não se sabe como o patógeno foi introduzido em 2006, e a suposição é semelhante, ou seja, pela dispersão por correntes de vento do Sudeste Asiático por meio de monções (DALY et al., 2006).

Importância econômica

Entre as doenças foliares da teca, a ferrugem é uma das que causam sérios problemas em viveiro, além de desfolha prematura, tanto em viveiro como nas plantações, em diversos países do Sudeste Asiático (FAO, 2009). Mudas e plantas jovens são mais suscetíveis, há acentuada desfolha prematura e o crescimento pode sofrer redução superior a 30% (EPPO REPORTING SERVICE, 2005).

Na Costa Rica, a ferrugem é uma das doenças mais importantes na cultura da teca (ARGUEDAS, 2006). Na Colômbia, os ataques severos induzem a seca rápida das folhas e o desfolhamento das plantas, que ficam debilitadas e retardam significativamente o tempo para produção de madeira com baixa qualidade (CÉSPEDES; YEPES, 2007). Em Cuba, as árvores jovens sofrem desfolhamento cerca de 20 a 30 dias após o início do aparecimento dos sintomas, além de apresentar crescimento reduzido (PÉREZ et al., 2008).

Na Costa Rica e no Panamá, a ferrugem ocorre em árvores de teca de todas as idades. Em povoamentos com idade superior a 3 anos, a ferrugem está associada às folhas senescentes. A ocorrência da ferrugem é generalizada em povoamentos que não apresentam bom desenvolvimento em virtude da incidência de outras doenças e/ou insetos, incêndios ou quando o plantio é estabelecido em áreas de baixa qualidade química e física. Não se registrou desfolhamento severo e muito menos mortalidade (ARGUEDAS, 2004a, 2004b). No Brasil, segundo Ferrari (2011), também não tem ocorrido alta intensidade de desfolha.

Na Costa Rica, as maiores incidências e severidades da ferrugem estão entre 90,2% a 99,4% e 50,1% a 75%, respectivamente, ocorrendo em plantios com 5 a 7 anos de idade em relação aos plantios com 2 a 4 anos e acima de 8 anos de idade (MATARRITA DÍAZ, 2004; MATARRITA DÍAZ et al., 2006). No México, a severidade variou de 30% a 90% (NAPPO, 2005). No Panamá, a ferrugem ocorre de forma generalizada (VARGAS, 2007) e, independentemente do local de plantio, em 77% de áreas amostradas, a incidência da doença foi superior a 80% (VARGAS, 2008). No Equador, em plantios com até 6 anos de idade, a ferrugem pode apresentar incidência de até 56,1% (VELASTEGUÍ et al., 2010).

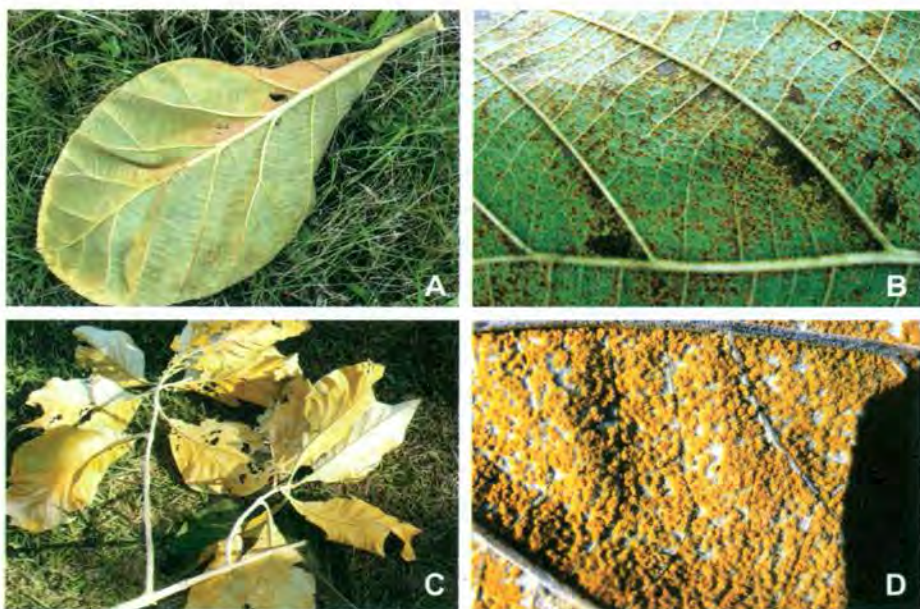
Sintomas e sinais

Segundo Arguedas (2004a), na Costa Rica, a ferrugem foi detectada em plântulas e plantas jovens e adultas, com algumas variações nos sintomas. Nos cotilédones das plântulas, observam-se pequenos pontos cloróticos. Em mudas com 20 cm a 50 cm de altura, ocorrem soros dispersos na face abaxial de folhas baixas e necrose em algumas folhas. Em plantas com menos de 2 m de altura, a doença ocorre apenas nas folhas mais baixas, com quantidades moderadas de esporo no verso das folhas, podendo resultar em manchas necróticas de diversos tamanhos ou mesmo com uma queima generalizada. Em árvores adultas bem desenvolvidas, as folhas afetadas são as mais velhas, especialmente as das partes baixas. No entanto, ocorre também nas folhas mais velhas dos galhos e das brotações. Inicialmente, na face superior das folhas, surgem áreas cloróticas de borda difusa e, no verso, pústulas com esporos de coloração alaranjada. As áreas cloróticas coalescem, necrosam o limbo foliar de forma generalizada e as folhas mais atacadas podem cair, além de apresentarem muitos esporos na face inferior (Figuras 2A, 2B e 2C).

Algumas variações foram registradas na forma e na coloração das lesões na face superior das folhas, a saber: coloração cinza (EPPO REPORTING SERVICE, 2005), ou pequenas manchas necróticas angulares de coloração marrom a cinza, que coalescem formando manchas maiores e necróticas (DALY, 2007; DALY et al., 2006); pequenas áreas necróticas regulares e irregulares, de coloração marrom a cinza, em folhas de todas as idades, que secam e adquirem a aparência de queimadas, com severo ou total desfolhamento de árvores jovens (PÉREZ et al., 2008); manchas redondas de coloração verde-clara ou amarela (CÉSPEDES; YEPES, 2007).

No Brasil, variações nos sintomas também foram observadas, como pequenas áreas necróticas angulares de cinza a marrom na face abaxial das folhas, que coalescem em lesões necróticas maiores (CABRAL et al., 2010); áreas de manchas cloróticas que progridem para necróticas até a queima generalizada, cujos sintomas são mais drásticos nas folhas mais velhas de plantas adultas (FERRARI, 2009; 2011); áreas de pequenas manchas necróticas que coalescem e podem atingir toda a superfície do limbo foliar, levando a folha a apresentar um aspecto de queima, com consequente desfolha da planta (BONALDO et al., 2011). Segundo Ferrari (2011), em plantas jovens com menos de 2 m de altura, os sintomas aparecem nas folhas mais baixas, enquanto nas plântulas ocorrem nos cotilédones sob a forma de pequenos pontos cloróticos, e o fungo induz a formação de manchas de coloração amarela e marrom em todos os estádios, dependendo da idade da planta e das condições climáticas.

Os sinais da ferrugem ocorrem no verso das folhas e correspondem a lesões na face superior, com a presença de pústulas (soros anamórficos) redondas, de coloração amarela a laranja e consistência pulverulenta, constituídas de numerosos uredínios, subepidermais, erumpentes e com intensa produção de urediniósporos (Figura 2D) (BONALDO et al., 2011; CABRAL et al., 2010; CÉSPEDES; YEPES, 2007; DALY et al., 2006; EPPO REPORTING SERVICE, 2005; FERRARI, 2011). No Brasil foram registrados uredínios no exocarpo de frutos de teca (CABRAL et al., 2010). Nos cotilédones de plântulas recém-germinadas, sobre alguns dos pequenos pontos cloróticos, podem ocorrer pústulas de urediniósporos (ARGUEDAS, 2004a).



Fotos: Sidney Fernando Caldeira

Figura 2. Aspecto geral (A), folha coletada no Município de Xinguara, PA (B), ramo e folhas (C) e folha coletada em Mococa, SP (D), com pústulas da ferrugem, causada por *Olivea tectonae*, em *Tectona grandis*.

Etiologia

O patógeno é o fungo *O. tectonae*, pertencente à ordem Uredinales, família Chaconiaceae (CABRAL et al., 2010; CÉSPEDES; YEPES, 2007; FERRARI, 2011; MINNIS et al., 2008; YUN, 2010); sinonímia: *Chaconia tectonae* T.S. Ramakr. & K. Ramakr. (FERRARI, 2011; YUN, 2010), *Uredo tectonae* Racib. (FERRARI, 2011).

Em 2007, foi proposta denominação nova de *O. neotectonae* (T.S. Ramakrishnan & K. Ramakrishnam) Buritica y Salazar (CÉSPEDES; YEPES, 2007). Em 2008, foi proposta a conservação da denominação anterior, contra a denominação de *O. tectonae* (MINNIS et al., 2008; YUN, 2010).

Embora as fases de espermagônio e écio não sejam conhecidas, é comum o registro da fase uredinial e, eventualmente, da fase telial (YUN, 2010). A descrição da fase uredinial do fungo é semelhante à descrição de Mulder e Gibson (1973), sem também encontrar os teliósporos (DALY et al., 2006; PÉREZ et al., 2008; YUN, 2010). Por sua vez, Céspedes e Yepes (2007) apresentaram a descrição do fungo em uredo (o teliosoro),

metabasídio formado pelo alongamento apical do probasídio e dos basidiósporos, sem constatar a fase de espermagônio.

No Brasil, o fungo foi assim descrito (CABRAL et al., 2010): uredínia subepidermal erupente com dimensões de 90 μm a 180 μm x 55 μm a 112,5 μm , com paráfises *Malupa-type*, periféricas unidas na base, e paráfises urediniais encurvadas, hialinas a marrom-claro, com dimensões de 35 μm a 52,5 μm x 10 μm a 17,5 μm . Os urediniósporos são produzidos isoladamente em um pequeno pedicelo, subgloboso ou elipsoide, e a maioria deles é hialina. São ocasionalmente marrom-claros, com dimensões de 17,5 μm a 25 μm (subgloboso) e de 22,5 μm a 30 μm x 15 μm a 22,5 μm , elipsoides e equinulados. Pequenas diferenças podem ser encontradas em relação à descrição apresentada por Santos et al. (2011), que observaram uredínia laranja a avermelhada quando fresca, tornando-se pálida quando seca, medindo de 5 μm a 13 μm , hipófila, erupente, subepidérmica, com dimensões de 38 μm a 133 μm x 63 μm a 272 μm na seção transversal vertical, com várias paráfises na periferia, com soros dando aparência de uma cesta. Paráfise de 24 μm a 57 μm x 5 μm a 13 μm , hialina, cilíndrica, ligeiramente curva e atenuada no topo. Urediniósporos de 17 μm a 28 μm x 15 μm a 21 μm , incolores a amarelo-alaranjados, variáveis na forma, ovoide-esféricos a elipsoidais, equinulados. Espermagônio e écio não foram encontrados. Em ambas as descrições, os teliósporos não foram observados.

Em *T. grandis* e *Tectona* spp., existe apenas o relato da ocorrência da ferrugem causada por *O. tectonae* (YUN, 2010). É uma ferrugem auto-écia, pois se desenvolve em um único hospedeiro e seu ciclo de vida não é conhecido (CÉSPEDES; YEPES, 2007; FERRARI, 2009; 2011).

Epidemiologia

Em alguns povoamentos severamente atacados, tanto no Panamá como na Costa Rica, foram detectadas árvores isoladas que não apresentavam sintomas de ferrugem (ARGUEDAS, 2004a). Esse fato também foi registrado em plantio de teca no Estado de Mato Grosso e nos municípios de Xinguara, PA, e Mococa, SP.

Os urediniósporos, através do vento, são os principais propágulos de dispersão do patógeno, que pode ocorrer com o transporte de material infectado (DALY, 2007; EPPO REPORTING SERVICE, 2005). Segundo Ferrari (2011), a disseminação dos urediniósporos é favorecida pelo vento

nos períodos secos e requer precipitação para o seu estabelecimento. O fungo penetra através da superfície inferior do limbo foliar, que num curto período de tempo é recoberta por esporos alaranjados (DALY, 2007).

Na região de Yellapur, Índia, em plantios de teca com mais de 40 anos de idade, a ferrugem é a doença de maior incidência na estação chuvosa (PRASANTH; NAIK, 2010), diferentemente do Equador, onde em plantios com até 6 anos de idade a ferrugem é mais importante no período seco (VELASTEGUÍ et al., 2010). Na Costa Rica, os relatos de maior severidade também foram registrados em plantações com 5 a 7 anos de idade. Isso reforçou a hipótese de que o maior grau de severidade pode estar relacionado com precipitações superiores à média (MATARRITA DÍAZ, 2004; MATARRITA DÍAZ et al., 2006).

No Equador, em diferentes regiões, os primeiros sintomas se evidenciam no mês de maio (PINARGOTE, 2004; VELASTEGUÍ et al., 2010). Nas plantações em Mato Grosso, os primeiros sintomas aparecem no final do período chuvoso e aumentam durante o período seco. A doença é favorecida por temperaturas elevadas, condições relativamente secas e alta densidade de plantas (EPPO REPORTING SERVICE, 2005). Contudo, na Austrália foi observada em plantio de teca irrigado (DALY et al., 2006).

Árvores estressadas sofrem elevado número de infecções que podem atingir toda a área foliar (ARGUEDAS, 2004a). Em plantações no Panamá, o maior percentual de ataque da ferrugem foi detectado em árvores localizadas em sítios, cujas condições físicas e químicas do solo são desfavoráveis, o que leva ao crescimento retardado das plantas (VARGAS, 2007). Plantas estressadas por desrama e desbaste podem ser mais suscetíveis (FERRARI, 2011). Não foi detectada relação entre a incidência da ferrugem da teca com a ocorrência do inseto desfolhador *Rhabdopterus* sp. (VARGAS, 2008).

Controle

Apesar de existirem medidas legais para a exclusão desse tipo de patógeno, no caso da ferrugem da teca não foram eficazes, em face da capacidade de disseminação dos uredinósporos de *O. tectonae*. Ainda assim, a interceptação de material doente, a eliminação do patógeno de material propagativo, o uso de material isento do patógeno, o isolamento mediante quarentena e a proibição do trânsito de plantas são técnicas que podem ser utilizadas (ALFENAS et al., 2009). O uso de técnicas de evasão

ou escape é ineficiente em virtude da capacidade de disseminação do patógeno.

Existe potencial de controle biológico, pois foram observados fungos sobre os soros que poderiam ser hiperparasitos (ARGUEDAS, 2004a). No México, foram observados os fungos hiperparasitos: *Cladosporium oxysporum* Berk. & Curt. e *Acremonium recifei* (Leão & Lobo) W. Gams (NAPPO, 2005). No Brasil, *Acremonium* sp. é comumente encontrado associado a pústulas de *O. tectonae* (CABRAL et al., 2010).

A erradicação da ferrugem é muito difícil, tanto pelos custos de remoção das plantas doentes quanto pela aplicação de fungicidas, além dos riscos de reintrodução desse tipo de patógeno na área tratada (DALY, 2007). Ainda assim, existe a indicação de controle da ferrugem em mudas no viveiro, por meio de pulverização foliar com fungicidas à base de enxofre (DALY et al., 2006; FAO, 2009), e para plântulas de viveiro ou em plantios recém-estabelecidos, com fungicidas à base de óxido de cobre e oxicarboxin (ARGUEDAS, 2004a). Como não existem fungicidas registrados no Brasil para ferrugem (FERRARI, 2011), recomenda-se inspeção nos viveiros e erradicação das mudas com sintomas antes da expedição em campo.

São questionáveis, portanto, intervenções diretas para controle da ferrugem, pois, além de ocorrer de forma generalizada nos povoamentos, a manifestação se dá em folhas senescentes e em povoamentos estressados. Em razão disso, o manejo silvicultural adequado é muito importante, principalmente nas operações de desrama e desbaste (ARGUEDAS, 2004a). A aplicação dessas operações nas plantações jovens é indicada, pois melhora a sua ventilação (DALY et al., 2006). A escolha de um sítio com condições adequadas de solo e clima é o primeiro passo para diminuir os riscos dos fatores que podem afetar o desenvolvimento florestal, entre esses estão as doenças.

A resistência pode ser uma opção, pois em alguns povoamentos severamente atacados, tanto no Panamá quanto na Costa Rica, foram detectadas árvores isoladas que não apresentavam sintomas de ferrugem (ARGUEDAS, 2004a). Na Costa Rica, foram detectadas árvores completamente sadias, o que indicou a existência de altos níveis de resistência à ferrugem (MATARRITA DÍAZ, 2004; MATARRITA DÍAZ et al., 2006). Mais de 90% de 83 clones selecionados de árvores “plus” de teca (fenótipos superiores à média da população), em três regiões geográficas da Costa Rica, foram considerados de alta resistência ao ataque de *O. tectonae*, com

diferenças significativas entre os clones. Para as variáveis relacionadas à incidência e à severidade da doença, foram constatadas diferenças entre as regiões geográficas de origem dos clones e entre clones dentro de cada região geográfica (ARGUEDAS et al., 2005).

Existem algumas indicações sobre a resistência à ferrugem no material genético plantado no Brasil. Avaliando a severidade da doença por meio da área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD), em dez clones comerciais, no período compreendido entre maio de 2009 e julho de 2010, Barceli et al. (2011) constataram que os clones C9, C8 e C10 foram os mais suscetíveis; os clones C4, C1, C3, C2, C6 e C7 apresentaram resistência intermediária, enquanto o clone C5 foi o mais resistente à ferrugem.

Outras doenças foliares

No Brasil, em viveiro de mudas de teca no Pará, registrou-se o fungo *Rhizoctonia solani* Kuhn. Os sintomas caracterizavam-se inicialmente por pequenas lesões verdes e úmidas que aumentavam de tamanho, formando áreas necróticas irregulares com presença de teia micelial sobre a qual são formados microescleródios (POLTRONIERI et al., 2008). Carrer Filho et al. (2009) detectaram, em Goiás, *Alternaria* sp. em plantas de teca, nas quais se apresentavam pequenas pintas pretas escuras, que posteriormente tornam-se necróticas e secas.

Rondon e Bonaldo (2010) relataram a ocorrência de *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. em Mato Grosso. Os sintomas caracterizavam-se por lesões necróticas em folhas de teca. Nesse estado, em viveiros com alguma limitação de luz associada ao excesso de irrigação, é comum a ocorrência de antracnose em mudas de teca. Considera-se ainda que altas temperaturas, comuns na região, e a presença natural do fungo são as condições ideais para a ocorrência da antracnose (Figura 3).

Em Igarapé-Açu, PA, Poltronieri et al. (2011) relataram a presença de *Cylindrocladium parasiticum* Crous, Wingfield & Alfenas. Os sintomas caracterizavam-se por manchas foliares de coloração marrom-clara, que coalescem e atingem grande extensão do limbo foliar.

Outra associação foi relatada por David et al. (2010) acerca da presença da alga *Cephaleuros virescens* Kunze na face adaxial de folhas de teca, além da ocorrência em outras espécies na região norte de Mato Grosso, em condições de umidade e temperatura altas. Contudo, todos

Fotos: Sidney Fernando Caldeira



Figura 3. Aspectos da antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*) em mudas de *Tectona grandis*. Mudas intensamente afetadas (A). Mudas com a mesma idade (B): à esquerda sadia e à direita com as folhas mais velhas afetadas pela doença.

esses trabalhos não apresentaram informações sobre danos e importância econômica dessas doenças foliares. Em diásporos de teca, observou-se *Fusarium moniliforme* Sheld., contudo a germinação não foi afetada e não foram observados sintomas nas plântulas (RAMPAZO et al., 2010).

Outras doenças foram registradas no exterior, tanto em viveiro quanto nas plantações. Na Índia, em 95% dos viveiros, as doenças predominantes são causadas por *Phomopsis* sp. em associação ou não com *C. gloeosporioides*, além de *Alternaria* sp., *Curvularia* sp., a ferrugem de *O. tectonae* e o míldio pulverulento causado por *Uncinula tectonae* Salmon (BALASUNDARAN et al., 1995). De modo geral, segundo FAO (2009), em viveiro as doenças mais importantes da teca são *Pseudomonas* spp. e manchas foliares causadas por *Phomopsis tectonae* Tiwari, Rajak & Nikhra em combinação com *C. gloeosporioides*, que resultam em desfolhamento e morte de plântulas. Em outros países, são citadas algumas variações: na Costa Rica, as doenças foliares mais importantes são as manchas por *Pseudoepicoccum tectonae* e *Phomopsis* sp. (ARGUEDAS et al., 2004; ARGUEDAS, 2006), enquanto no Equador, até 6 anos de idade, a doença de maior importância no período chuvoso é a mancha de *Colletotrichum* sp. (VELASTEGUÍ et al., 2010). Contudo, todos os autores citados anteriormente atribuem maior importância, tanto em viveiro como no campo, à ferrugem de *O. tectonae*.

Nos viveiros do México, há registro da ocorrência de mancha foliar em teca, causada por *Cylindrocladium* sp., cujo controle é indicado com o fungicida sistêmico carbendazim (TOVAR et al., 2008). Esses autores relatam também a mancha de *Curvularia lunata* (Wakker) Boedijn, com controle feito com azoxistrobina e tiofanato metílico.

Doenças do fuste

As doenças que ocorrem no fuste da teca são importantes, já que podem levar a árvore à morte e, se isso não ocorrer, podem afetar a produtividade e a qualidade da madeira produzida. Com relação a essas doenças, merece atenção especial a *murcha-de-Ceratocystis* que, no Equador, é a doença de maior importância em árvores da teca com até 6 anos de idade (VELASTEGUÍ et al., 2010).

O fungo *Ceratocystis fimbriata* Ell. e Haslt. foi recentemente constatado em teca na região de Cáceres, Estado de Mato Grosso (Figura 4) (FIRMINO et al., 2010). De acordo com Firmino et al. (2010), em meio de extrato de malte-água, o patógeno apresentou peritécio escuro, globoso, com dimensão de $233,12\ \mu\text{m} \times 277,74\ \mu\text{m}$ e rostro longo com $729\ \mu\text{m}$ de comprimento. Os ascósporos apresentaram formato típico de “chapéu” com as dimensões de $3,62\ \mu\text{m} \times 4,68\ \mu\text{m}$. Em relação às estruturas assexuadas, foram observados clamidósporos com $10,76\ \mu\text{m} \times 14,03\ \mu\text{m}$ e endoconídios cilíndricos com dimensões de $19,89\ \mu\text{m} \times 3,12\ \mu\text{m}$, mas não foram encontrados endoconídios doliformes (FIRMINO et al., 2010).



Fotos: Álvaro Figueredo dos Santos

Figura 4. Murcha-de-*Ceratocystis* em *Tectona grandis*: ponteiros desfolhados em razão da doença (A); manchas internas na madeira do fuste (B).

De modo geral, o gênero *Ceratocystis* é um patógeno com alto potencial destrutivo para diversas culturas de relevante importância agrícola na economia mundial. No Brasil, esse é um dos principais patógenos na cultura do eucalipto (ALFENAS et al., 2009).

Outras enfermidades importantes são os cancrios. Na Costa Rica, os cancrios mais comuns são causados por *Nectria* spp. (ARGUEDAS et al., 2004; ARGUEDAS, 2006) e, no Panamá, o cancro incitado por *Dothiorella* sp. é o principal problema fitossanitário (VARGAS, 2007; 2008).

No Estado de Mato Grosso, observaram-se algumas plantas com sintomas, contudo os casos são isolados e aparentam estar relacionados com a aplicação equivocada de desrama durante o período chuvoso (Figura 5A) e, em outros casos, com plantios que não foram desbastados, os quais, conseqüentemente, apresentavam-se extremamente densos para a sua idade.

No Panamá, para o cancro *Dothiorella* sp. foi encontrada uma relação entre a incidência do ataque com a qualidade do local de plantio (VARGAS, 2007; 2008). Assim, a escolha adequada da área de plantio pode reduzir esse problema durante o ciclo da cultura. Outro aspecto importante é o monitoramento das plantações e a marcação prévia das árvores afetadas, para sua remoção nos desbastes planejados ou aplicação imediata de desbaste fitossanitário.

Outras doenças do fuste

Além das doenças descritas anteriormente, a teca pode ser afetada por outras doenças. Sua importância dependerá das condições presentes nos plantios, não representando problemas sérios que exijam estratégias de controle.

Na Colômbia, há registro da galha-da-coroa em teca e eucalipto, causada por *Agrobacterium tumefaciens* Smith & Townsend. A doença causou a morte das mudas, em condições de viveiro (PINZON FLORIAN, 2004). Na Costa Rica, a galha-da-coroa é uma importante doença da teca (ARGUEDAS et al., 2004), a respeito da qual há relato de ocorrência em *Eucalyptus* sp. e *Gmelina arborea* Roxb. (ARGUEDAS, 2009). No Brasil, em 1982, na região de Cáceres, foram observadas algumas árvores isoladas com a galha-da-coroa, que foi erradicada, pois não foram constatadas novas ocorrências na área (Figura 5B).

Na Índia, a teca é afetada pela murcha vascular, causada por *Ralstonia solanacearum* (Smith) Yabuuchi et al. Plantios com até 3 anos de idade são atacadas pela rubelose, causada por *Erythricium salmonicolor* (Berk. et Br.)



Fotos: Sidney Fernando Caldera

Figura 5. Aspectos do cancro em estágio inicial (A) e da galha-da-coroa (B) em plantas de teca (*Tectona grandis*), com 3 anos de idade.

Burds [sinonímias: *Phanerochaete salmonicolor* (Berk. et Br.) Jul., *Corticium salmonicolor* Berk. et Br. e *Pellicularia salmonicolor* (Berk. and Br.) Dastur] (FAO, 2009). Ambas as doenças são registradas em plantios de *Eucalyptus* spp. no Brasil (ALFENAS et al., 2009). A adoção de programas de vistorias periódicas com prospecção e monitoramentos dos plantios é de extrema importância, já que o cultivo da teca se encontra em expansão.

Nematoses

No ano de 2003, foi relatada a ocorrência de *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood no sistema radicular de *T. grandis* em Mato Grosso (OLIVEIRA et al., 2010). Em Minas Gerais, constatou-se alta infestação de *M. exigua* Goeldi nas raízes dessa espécie, quando plantada em solo de cafézal infestado com esse nematoide (DUTRA et al., 2006). Além de *M. exigua*, Dutra et al. (2006) relataram a ocorrência dos nematoides *Rotylenchus reniformis* Lindorf & Oliveira, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurm. Stekh., *Aphelenchoides* sp., *Tylenchus* sp. e *Diphterophtera* sp. em mudas de teca. Silva et al. (2008) analisaram a fauna de nematoides em povoamento de teca situado no norte de Mato Grosso e detectaram os nematoides *M. javanica*, *Mesocriconema ornata* (Raski) de Grisse & Loof e *Paratrichodorus minor* (Colbran) Siddiqi.

Na Colômbia, entre outras espécies florestais, foi registrada a formação de galhas em raízes de teca por espécies de *Meloidogyne*, além da associação com outros nematoides das espécies *Pratylenchus*, *Helicotylenchus* e *Macroposthonia*. As espécies de *Meloidogyne* foram os patógenos mais frequentes nos plantios de teca, ipê-rosa [*Tabebuia rosea* (Bertol.) DC] e *Acacia mangium* Willd. (ALZATE et al., 2011).

Apesar da importância da ação dos nematoides, observou-se que a teca é tolerante ao *M. javanica* (OLIVEIRA et al., 2010). Em ensaio conduzido com sete clones de teca, todos foram resistentes quando inoculados com *M. javanica*. Isso indicou que o plantio de clones resistentes em áreas infestadas pode ser uma opção para o controle do nematoide (SENA et al., 2010).

Problemas abióticos

De acordo com Santos et al. (2010), parte dos problemas nos plantios de teca está relacionada às causas abióticas, como a qualidade do solo para o seu plantio, considerando-se que a espécie é calcícola e apresenta baixa tolerância ao excesso de umidade no sistema radicular.

Práticas silviculturais inadequadas, como a desrama intensa ou sua realização nos períodos úmidos (Figura 6A), a desrama de galhos grossos e ferimentos na casca (Figura 6B), bem como a ausência de desbastes ou desrama efetuada tardiamente em períodos úmidos, podem facilitar a penetração de patógenos. Além dessas práticas, podem ocorrer cancrios e o “declínio da teca”, fato constatado em alguns plantios em Mato Grosso (SANTOS et al., 2010).

Aspecto importante a ser considerado é a capacidade e a rapidez de crescimento do calo cicatricial no fuste da teca, que em curto período de tempo pode cicatrizar partes do fuste que ficaram expostas à ação de microrganismos que irão prejudicar a qualidade do fuste, se a árvore for mantida até a colheita florestal (Figura 6C).

Segundo Arguedas et al. (2009), o declínio-da-teca, denominada síndrome da morte lenta da teca (SMLT), ocorre em plantas a partir dos 7 anos de idade, em árvores isoladas ou em grupos, em regiões com precipitação pluvial média superior a 2.500 mm ano⁻¹ e em outras condições desfavoráveis de clima e solo que provocam o engrossamento das raízes, além de limitar o seu crescimento e reduzir a presença de raízes secundárias. Nesse caso, a escolha de sítios adequados ao plantio da espécie é a melhor alternativa para evitar o surgimento de plantas com SMLT.

Finalmente, devem ser considerados alguns danos causados por intempéries, tais como ventos fortes (Figuras 7A e 7B), associados ou não às precipitações, queda de granizo (Figura 7C) e descargas elétricas naturais. Nesses casos, existe registro de morte de árvores isoladas, em grupos pequenos e até quase uma centena de árvores (Figura 7D).



Fotos: Sidney Fernando Caldeira (A e C); Álvaro Figueredo dos Santos (B)

Figura 6. Efeitos da desrama no fuste de árvores de *Tectona grandis*: resíduos de galho e rebrotas, consequência de desrama feita no período chuvoso (A); danos em lenho exposto por causa de injúrias na casca (B); calo cicatricial recobrando, em curto período de tempo, a ferida feita na desrama de um galho grosso (C).

Fotos: Sidney Fernando Caldeira



Figura 7. Aspectos da ação de intempéries sobre *Tectona grandis*: ventos em plantação clonal (A), com 3 anos de idade, e em plantação seminal (B), com 8 anos; granizo em plantação seminal (C), com 3 anos; e descarga elétrica em plantação seminal (D), com 6 anos.

Referências

ALFENAS, A. C.; ZAUZA, E. A. V.; MAFIA, R. G.; ASSIS, T. F. **Clonagem e doenças do eucalipto**. 2. ed. Viçosa, MG: Ed. da UFV, 2009. 500 p.

ALZATE, R. N.; CHAVARRIAGA, H. D. M.; GUTIÉRREZ, B. M. G. Nematofauna asociada a viveros y plantaciones forestales de importancia económica en algunos municipios de Colombia. In: CHAVARRIAGA, H. D. M. (Ed.). **Protección Fitosanitaria Forestal**. Colômbia: Instituto Colombiano Agropecuario, 2011. p. 161-169. Disponível em: <<http://www.ica.gov.co/Publicaciones/Agricola/2011/Libro-Proteccion-Forestal2.aspx>>. Acesso em: 1º nov. 2011.

ARGUEDAS, M. Diagnóstico de plagas y enfermedades en Costa Rica. In: CONGRESO LATINOAMERICANO IUFRO. IUFROLAT, 2., La Serena, CH. 2006. **Memoria...** La Serena: Infor, 2006. 1 CD-ROOM. Disponível em: <http://www.tec.cr/sitios/docencia/forestal/revista_kuru/antiores/antior9/actualidad1.htm>. Acesso em: 31 out. 2011.

ARGUEDAS, M. La “corona de agallas” (*Agrobacterium tumefaciens*). **Kuru, Revista Forestal**, Cartago, v. 6, n. 16, p. 1-5, 2009.

ARGUEDAS, M. La roya de la teca *Olivea tectonae* (Rac.): consideraciones sobre su presencia en Panamá y Costa Rica. **Kuru, Revista Forestal**, Cartago, v. 1, n. 1, p. 1-10, 2004a. Disponível em: <http://www.tec.cr/sitios/Docencia/forestal/Revista_Kuru/antiores/antior1/nota3.htm>. Acesso em: 26 jun. 2009.

ARGUEDAS, M. Royas de la teca en Panamá y Costa Rica. In: MACÍAS, J.; ARGUEDAS, M.; HILJE, L.; ZANUNCIO, J. C. (Ed.). **Plagas Forestales Neotropicales. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, San Jose, n. 71, p. 119-120, 2004b. Disponível em: <<http://web.catie.ac.cr/informacion/RMIP/rev71/Boletin%20Plagas%20Forestales.pdf>>. Acesso em: 26 jun. 2009.

ARGUEDAS, M.; ARIAS, D.; MATA, R.; HERRERA, W.; CALVO, J. Síndrome del decaimiento lento de la teca (SDLT) en Costa Rica. In: CONGRESO FORESTAL MUNDIAL, 13., 2009, Buenos Aires. **Desarrollo forestal: equilibrio vital: [resúmenes]...** Buenos Aires: FAO, 2009. 1 CD-ROM.

ARGUEDAS, M.; CHAVERRI, P.; VERJANS, J. M. Problemas fitosanitarios de la teca en Costa Rica. **Recursos Naturales y Ambiente**, San Jose, n. 41, p. 131-136, 2004. Disponível em: <<http://www.catie.ac.cr/CatieSE4/BancoMedios/Documentos%20PDF/rna41.pdf>>. Acesso: 18 out. 2008.

ARGUEDAS, M.; MURILLO, O.; AYUSO, F.; MADRIGAL, O. Variación en la resistencia de clones de teca (*Tectona grandis* L.f.) ante la infección de la roya (*Olivea tectonae* Rac.) en Costa Rica. **Kuru, Revista Forestal**, Cartago, v. 2, n. 6, p. 1-10, 2005.

BALASUNDARAN, M.; SHARMA, J. K.; FLORENCE, E. J. M.; MOHANAN, C.

Leaf spot diseases of tea and their impact on seedling production in nurseries.

Filipinas: IUFRO, 1995. 1 p. Disponível em: <<http://www.metla.fi/iufro/iufro95abs/d2pap88.htm>>. Acesso em: 25 jun. 2009.

BARCELI, A. C.; BONALDO, S. M.; RONDON, M. N. Monitoramento de ferrugem (*Olivea tectonae*) em diferentes clones de teca no norte de Mato Grosso. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 36, p. 274, 2011. Suplemento.

BONALDO, S. M.; BARCELI, A. C.; TRENTA, R. A.; GASPAROTTO, F.; TAFFAREL, C. Relato oficial da ocorrência de *Olivea tectonae* em teca (*Tectona grandis*) no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v. 37, n. 3, p. 153, 2011. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0100-54052011000300015&script=sci_arttext>. Acesso: 7 nov. 2011.

CABRAL, P. G. C.; CAPUCHO, A. S.; PEREIRA, O. L.; MACIEL-ZAMBOLIM, E.; FREITAS, R. L.; ZAMBOLIM, L. First report of teak leaf rust disease caused by *Olivea tectonae* in Brazil. **Australasian Plant Disease Notes**, Dordrecht, v. 5, p. 113-114, 2010. Disponível em: <http://www.publish.csiro.au/?act=view_file&file_id=DN10041.pdf>. Acesso: 19 out. 2011.

CARRER FILHO, R.; FERREIRA, A. A.; MELO, G. C.; SILVA, H. R.; SANTOS, M. V. A.; OTONI, R. F.; SILVA, S. I. Ocorrência de mancha foliar em teca (*Tectona grandis*) causado por *Alternaria* sp. no Estado de Goiás, Brasil. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 34, p. 211, 2009. Suplemento.

CÉSPEDES, P. B.; YEPES, M. S. Nuevos registros de royas (Uredinales) potencialmente importantes en Colombia. **Revista Facultad Nacional de Agronomía**, Medellín, v. 60, n. 1, p. 3645-3655, 2007.

COELHO, L.; MENDONÇA, L. B. P.; FERNANDES, J. J. Relato da ocorrência de ferrugem das folhas (*Olivea tectonae*) em teca (*Tectona grandis*) no Triângulo Mineiro e Goiás. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 36, p. 1130, 2011. Suplemento.

DALY, A. M.; SHIVAS, R. G.; PEGG, G. S.; MACKIE, A. E. First record of teak leaf rust (*Olivea tectonae*) in Australia. **Australasian Plant Disease Notes**, Dordrecht, v. 1, p. 25-26, 2006. Disponível em: <http://www.publish.csiro.au/?act=view_file&file_id=DN06011.pdf>. Acesso: 25 jun. 2009.

DALY, A. Teak Leaf Rust. **Agnote**, Darwin, n. 170, 2007. 2 p. Disponível em: <http://www.nt.gov.au/d/Content/File/p/Plant_Pest/837.pdf>. Acesso: 18 out. 2011.

DAVID, G. Q.; RODRIGUES, C.; EBURNEO, L.; PERES, W. N.; MATOS, D. L.; SILVA, E. S.; MACEDO, D. G. C.; NEVES, I. S.; SILVA, P. R. Ocorrência de mancha de alga causada por *Cephaleuros virescens* em espécies florestais na região de Alta Floresta-MT. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 35, p. 167, 2010. Suplemento.

DUTRA, M. R.; CAMPOS, V. P.; MACEDO, R. L. G.; VENTURIM, N. Ocorrência e hospedabilidade de nematoídes em mudas de *Tectona grandis* L.f. (Teca). **Revista Científica Eletrônica de Engenharia Florestal**, Garça, v. 4, n. 7, p. 1-10, 2006.

Disponível em: <<http://www.revista.inf.br/florestal07/pages/artigos/artigo02.pdf>>. Acesso: 15 out. 2008.

EPPO REPORTING SERVICE. Paris: European and Mediterranean Plant Protection Organization, n. 8, 2005. 11 p. Disponível em: <<http://archives.eppo.org/EPPOreporting/2005/Rse-0508.pdf>>. Acesso: 12 abr. 2011.

ESQUIVEL, E. La roya de la teca (*Tectona grandis* L.; Verbenaceae) causada por *Olivea tectonae* (T.S. & K. Ramak) Mulder (Chaconiaceae) en Panamá: primer reporte en América. **Hoja Informativa Técnica sobre Ciencias Agrícolas en la República de Panamá**, Panamá, v. 3, n. 4, p. 2, 2003.

FAO. **Global review of forest pests and diseases**. Roma: FAO, 2009. 222 p. (FAO. Forestry Paper, 156). Disponível em: <<http://www.fao.org/docrep/011/i0640e/i0640e00.htm>>. Acesso: 5 out. 2011.

FERRARI, J. T. **Ferrugem (*Olivea tectonae*) em plantas de teca**. São Paulo: Instituto Biológico, 2011. 6 p. (Documento Técnico, 009). Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/docs/dt/DT_09_2011.pdf>. Acesso: 18 out. 2011.

FERRARI, J. T. Ocorrência de ferrugem (*Olivea tectonae*) em plantas de teca no Brasil. **O Biológico**, São Paulo, v. 71, n. 2, p. 165, 2009.

FIRMINO, A. C.; BUENO, C. J.; ROSA, D. D.; FURTADO, E. L. *Ceratocystis fimbriata* causando murcha em *Tectona grandis* no Mato Grosso, Brasil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, p. 19, 2010.

GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R.; RESENDE, D. V. Ocorrência de ferrugem das folhas (*Olivea tectonae*) em teca (*Tectona grandis*) no município de Manaus, Amazonas. **Tropical Plant Pathology**, Viçosa, v. 38, 2013. Suplemento. 1 CD ROM.

KANEKO, S.; PHAM, T. Q.; HIRATSUKA, Y. Notes on some rust in Vietnam. **Mycoscience**, Tokyo, v. 48, p. 263-265, 2007.

MACEDO, D. G. C.; EBÚRNIO, L.; DAVID, G. Q.; RODRIGUES, C.; SILVA, M. D.; MATOS, D. L.; PERES, W. M.; FELITO, R. A. Ocorrência de ferrugem causada por *Olivea tectonae* em *Tectona grandis* L.f. na região de Alta Floresta, MT. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 36, p. 187, 2011. Suplemento.

MATARRITA DÍAZ, L. M. **Prevalencia de roya de la teca *Olivea tectonae* (Rac.), en Costa Rica**. 2004. 53 p. Tesis (Maestría Tecnológica) – Instituto de Fitosanidad, Colegio de Postgraduados, Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas, Instituto de Fitosanidad, Montecillo. Disponível em: <<http://ns1.oirsa.org/aplicaciones/subidoarchivos/BibliotecaVirtual/CostaRicaMatarrita.pdf>>. Acesso: 5 out. 2009.

MATARRITA DÍAZ, L. M.; ISLAS, J. S. S.; GAMBOA, M. A. Prevalencia de la roya *Olivea tectonae* (Rac.) de la teca (*Tectona grandis* L.f.) en Costa Rica. **Kuru, Revista Forestal**, Cartago, v. 3, n. 9, p. 1-12, 2006.

MINNIS, A. M.; YUN, H. Y.; ROSSMAN, A. Y. Proposal to conserve the name *Olivea tectonae* (T.S. Ramakr. & K. Ramakr.) R.L. Mulder against *Olivea tectonae* (Racib.) Thirum. (Basidiomycota). **Taxon**, Utrecht, v. 57, n. 4, p. 1355-1356, 2008. Disponível em: <<http://ddr.nal.usda.gov/bitstream/10113/43938/1/IND44417281.pdf>>. Acesso em: 6 out. 2011.

MULDER, J. L.; GIBSON, I. A. S. *Olivea tectonae*. **CMI descriptions of pathogenic Fungi and Bacteria**, Kew, n. 365, 1973.

NAPPO. Phitosanitary Alert System. **Detection of powdery mildew (*Olivea tectonae*), (Rac.) Thirum. Chaconiaceae, in the municipality of Las Choapas, Veracruz, Mexico**. 2005. Disponível em: <<http://www.pestalert.org/espanol/oprDetail.cfm?oprID=142>>. Acesso em: 26 jun. 2009.

OLIVEIRA, A. S.; SENA, A. B.; SILVA, R. A. Efeito de densidades populacionais de *Meloidogyne javanica* sobre plantas de *Tectona grandis*. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 35, p. 229, 2010. Suplemento.

PÉREZ, M.; LÓPEZ, M. O.; MARTÍ, O. *Olivea tectonae*, leaf rust of teak, occurs in Cuba. **New Disease Reports**, [London], v. 7, n. 32, 2008. Disponível em: <<http://www.ndrs.org.uk/article.php?id=017032>>. Acesso em: 05 out. 2011.

PINARGOTE, C. B. Roya de la teca en Ecuador. In: MACÍAS, J.; ARGUEDAS, M.; HILJE, L.; ZANUNCIO, J. C. (Ed.). Plagas Forestales Neotropicales. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, San Jose, n. 72, p. 91, 2004. Disponível em: <<http://web.catie.ac.cr/informacion/RMIP/rev72/Boletin%20PF.pdf>>. Acesso em: 26 jun. 2009.

PINZON FLORIAN, O. P. **Problemas fitosanitarios en plantaciones forestales en Colombia**. Presentación en el Seminario Establecimiento y Manejo de Plantaciones el Semillero, Bogotá, Colombia, 2004. Disponível em: <<http://www.cerambycoidea.com/titles/pinzonflorian2004.pdf>>. Acesso: 31 out. 2008.

POLTRONIERI, L. S.; ALFENAS, R. F.; ALFENAS, A. C.; VERZIGNASSI, J. R.; BENCHIMOL, R. L.; POLTRONIERI, T. P. S. Primeiro relato de *Cylindrocladium parasiticum* em plantas de teca no Pará. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 37, n. 3, 2011.

POLTRONIERI, L. S.; VERZIGNASSI, J. R.; BENCHIMOL, R. L. *Tectona grandis*, nova hospedeira de *Rhizoctonia solani* no Pará. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 34, n. 2, p. 291, 2008.

- PRASANTH, R. H.; NAIK, S. T. Diversity of fungi in different teak ecosystem. **Karnataka Journal of Agricultural Sciences**, Dharwad, v. 23, n. 2, p. 394-396, 2010. Disponível em: <<http://203.129.218.157/ojs/index.php/kjas/article/viewFile/1641/1555>>. Acesso em: 11 out. 2011.
- PRIMARY industries: technical annual report 2005-06. Darwin: Northern Territory Department of Primary Industry, Fisheries and Mines, 2006. 266 p. (Technical Bulletin, 325).
- RAMPAZO, J. S.; ROSA, A. F.; PEREIRA, R. M.; SILVA JÚNIOR, N. M.; LOVO, T. F.; RIBEIRO, L. F. C.; SILVA, E. P. Avaliação da qualidade sanitária de diásporos de *Tectona grandis* no norte do Mato Grosso. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 35, p. 266, 2010.
- RONDON, M. N.; BONALDO, S. M. Ocorrência de *Colletotrichum gloeosporioides* em teca no Estado de Mato Grosso. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 35, p. 173, 2010. Suplemento.
- SANTOS, A. F.; AUER, C. G.; CALDEIRA, S. F. Impactos potenciais de doenças em espécies florestais emergentes no Brasil. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 35, p. 83-85, 2010. Suplemento.
- SANTOS, A. F.; INÁCIO, C. A.; AUER, C. G.; LEMES, G. P. Occurrence of *Olivea tectonae* on leaves of *Tectona grandis* from the State of Tocantins, Brazil. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 36, p. 1190, 2011. Suplemento.
- SENA, A. B.; SILVA, R. A.; OLIVEIRA, A. S.; FOLONI, J. M. Reação de sete clones *Tectona grandis* à *Meloidogyne javanica*. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 35, p. 202, 2010. Suplemento.
- SILVA, R. A.; OLIVEIRA, C. M. G.; INOMOTO, M. M. Fauna de fitonematóides em áreas preservadas e cultivadas da floresta amazônica no Estado de Mato Grosso. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 33, n. 3, p. 204-211, 2008.
- TOVAR, D. C.; DIAZ, S. G.; MACIAS, B. D. J. **Manual de identificación y manejo de plagas y enfermedades en viveros forestales**. México: Conafor, 2008. 143 p.
- VARGAS, C. B. **Evaluación fitosanitaria de las plantaciones de *Tectona grandis* L.f. de Ecoforest (Panamá) S.A., Panamá**. 2007. 83 f. Tesis (Bachillerato, Ingeniería Forestal) – Instituto Tecnológico de Costa Rica, Escuela de Ingeniería Forestal, Cartago.
- VARGAS, C. B. Relación entre la incidencia de la roya *Olivea tectonae*, el cancro *Dothiorella* sp. Y el defoliador *Rhabdopterus* sp. en plantaciones de *Tectona grandis* L.f. y el índice de calidad de sitio en Panamá. **Kuru, Revista Forestal**, Cartago, v. 5, n. 13, p. 1-6, 2008.

VELASTEGUÍ, T. F.; GUTIÉRREZ, R. C.; GUERRERO, F. C. Plagas y enfermedades en plantaciones de teca (*Tectona grandis* L.F.) en la zona de Balzar, provincia Del Guayas. **Ciencia y Tecnología**, v. 3, n. 1, p. 15-22, 2010.

YUN, H. Y. **Invasive fungi**: teak rust, *Olivea tectonae*. Fungi online, ARS, USDA, 2010. Disponível em: <<http://nt.ars-grin.gov/taxadescriptions/factsheets/index.cfm?thisapp=Oliveatectonae>>. Acesso em: 4 out. 2011.

Capítulo 10

Doenças de outras espécies florestais arbóreas da Amazônia

*Ruth Linda Benchimol
Eudes de Arruda Carvalho
Noemi Vianna Martins Leão*

As espécies florestais são distribuídas de forma esparsa dentro do bioma amazônico, de acordo com as características de dispersão de suas sementes e da biodiversidade da maior floresta tropical do planeta. Isso dificulta, de certo modo, a ocorrência de doenças de forma epidêmica, o que confere equilíbrio na sanidade das espécies florestais em seu habitat natural. No entanto, a grande pressão por madeira de qualidade, pela utilização de produtos não madeireiros e por espécies com boa arquitetura de copa para utilização em arborizações têm despertado o interesse pela domesticação e/ou melhoramento de espécies ainda pouco estudadas. O adensamento de plantas da mesma espécie, nesses casos, torna o ambiente favorável à incidência de doenças. Patógenos que conviviam em equilíbrio com possíveis competidores e/ou antagonistas encontram em plantios racionais de espécies florestais vasta disponibilidade de hospedeiros e condições favoráveis para disseminação e infecção, podendo atingir níveis epidêmicos.

Considerando-se que existem poucos estudos em fitopatologia florestal na Amazônia, este capítulo reúne relatos de doenças em oito espécies nativas dessa região: acapu, cupiúba, embaúba, jarana, freijó, louro-amarelo, tatapiririca e tento. Essas espécies florestais podem ser cultivadas como alternativa para a exploração madeireira vigente. Respeitando as peculiaridades de cada uma, essas espécies apresentam potencial para atender demandas específicas, como aproveitamento de produtos florestais não madeireiros ou utilização em urbanização, reflorestamento e recomposição de áreas alteradas, reduzindo a pressão sobre espécies em risco de extinção.

Acapu

O acapu (*Vouacapoua americana* Aubl.), espécie florestal de exploração extrativista, produz madeira de alta qualidade e resistência, muito utilizada na construção civil. Por não ser cultivado em plantios extensos para exploração econômica, corre o risco de extinção por exploração desordenada.

A espécie pertence à família Caesalpiniaceae, com árvores altas que podem atingir 40 m de altura e caule com até 90 cm de diâmetro, com copa arredondada. A floração ocorre entre março e abril, e as flores são pequenas e de cor amarela. O fruto tem apenas uma semente, é do tipo drupa, com tamanho entre 7 cm de comprimento e 3 cm de largura.

Cada quilograma de sementes possui 39 unidades, com 54% de teor de umidade (LEWIS et al., 2005; SILVA; LEÃO, 2006).

A madeira do acapu é muito pesada, não absorve umidade, possui textura média e é altamente resistente a fungos causadores de apodrecimento. Pode ser empregada nas construções civil e naval, bem como na fabricação de soalhos, vigamentos, moirões, lambris, laminados e móveis (LOUREIRO et al., 1979). A espécie teve grande importância na construção de dormentes de estradas de ferro no Pará, considerando-se que o uso indiscriminado promoveu a exploração intensiva – um dos fatores que resultaram no processo atual de espécie ameaçada de extinção (LISBOA; MACIEL, 1983).

O acapu é uma espécie tolerante à sombra, que se instala na mata em locais sombreados, atingindo o dossel superior na fase adulta. Apresenta crescimento lento quando utilizado em projetos de reflorestamento em áreas abertas (JARDIM et al., 2007; LOUREIRO et al., 1979). Na Amazônia, tem sido utilizado em áreas de florestas manejadas, como plantio de enriquecimento (SABOGAL et al., 2006); e em sistemas agroflorestais, como no Município de Tomé-Açu, onde é utilizado em plantios consorciados com freijó, com benefícios econômicos e ambientais (BARROS et al., 2010).

A espécie pode apresentar baixa sobrevivência da regeneração natural em áreas de matas, por causa da interação entre a infecção por fungos e a menor incidência de radiação solar (SERRÃO et al., 2003). A identificação de fitopatógenos presentes em áreas reflorestadas é de grande importância, uma vez que possibilita o planejamento de ações de manejo integrado a serem adotadas preventivamente, antes que esses fitopatógenos se tornem endêmicos e possam causar grandes prejuízos (BATISTA et al., 2007).

Mancha-castanha

Em plantios de acapu, constatou-se uma doença caracterizada pela formação de manchas circulares de tonalidade parda nas folhas jovens e maduras. Os sintomas são observados nos tecidos foliares jovens, os quais progridem com o crescimento da folha. A doença inicia com o aparecimento de pequenas áreas avermelhadas nas folhas jovens, dispersas pelo limbo, e podem atingir a nervura, sem, contudo, causar deformação das folhas. Quando as lesões estão totalmente desenvolvidas,

tornam-se castanho-avermelhadas, ligeiramente circulares, medindo de 4 mm a 6 mm de diâmetro. Os folíolos podem exibir numerosas lesões, que permanecem isoladas ou coalescem, queimando grandes áreas do limbo. Na fase final, as lesões apresentam o centro mais claro, circundado por um anel de tecido castanho-escuro. Fungos secundários, como *Pestalotiopsis* sp. e *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc., podem invadir as lesões mais velhas e aumentar a área necrosada. Quando o ataque é severo, a doença pode causar a queda prematura dos folíolos (ALBUQUERQUE; DUARTE, 1972).

O fungo *Septoria vouacapouae* F.C. Albuquerque, agente causal da doença, produz picnídios isolados, imersos no tecido foliar, circulares e medem 60 µm de diâmetro. Os conidióforos são curtos, eretos, simples e hialinos, com a extremidade afilada, onde se prendem os esporos, e medem de 18 µm a 24 µm x 2,5 µm. Os conídios são filiformes, curvos, com um, dois ou três septos, e dimensões de 16 µm a 30 µm x 2 µm a 4 µm.

A mancha-castanha é mais intensa na estação chuvosa, que vai de janeiro a maio no Estado do Pará. A umidade relativa favorece a esporulação do patógeno, comprovada pela formação de numerosos cirros de esporos na superfície inferior da lesão, em dias chuvosos e nublados.

Mancha-escura

A mancha-escura, constatada em plantios experimentais de acapu, é causada por *Phomopsis* sp. As manchas, dispersas no limbo, são irregulares e numerosas e, quando atingem as nervuras, podem causar distorções. Não foram observadas perfurações causadas por microlepidópteros associadas às lesões, fato comum em lesões provocadas por esse gênero de fungo.

Cupiúba

A cupiúba (*Goupia glabra* Aubl.) é uma espécie de grande porte. Pode atingir 40 m de altura e seu caule chega a 130 cm de diâmetro. As folhas são simples, coriáceas e ovaladas, e os pecíolos medem de 5 cm a 13 cm de comprimento e 1,5 cm a 4 cm de largura. As flores são hermafroditas, muito pequenas e dispostas em inflorescências tipo umbelas. Os frutos são do tipo baga globosa e apresentam coloração inicial esverdeada; quando maduros, apresentam coloração preta (SILVA;

LEÃO, 2006). Ocorre em quase toda a região amazônica, incluindo nos estados do Amazonas, do Pará, do Maranhão, de Mato Grosso e de Roraima, e nos seguintes países: Guiana Francesa, Suriname, Venezuela, Colômbia e Panamá (SCHWENGBER; SMIDERLE, 2005; SILVA; LEÃO, 2006).

É uma árvore importante da família Celastraceae, ocorre com abundância em florestas de terra firme, e é muito comum em áreas abertas ou clareiras. É uma espécie pioneira que ocorre na fase inicial de sucessão secundária. Na fase adulta, o caule das árvores atinge diâmetros acima de 30 cm e permanece no dossel superior das florestas primárias, em menor frequência. Os frutos e sementes da espécie são dispersos preferencialmente por pássaros (MERONA; ACKERLY, 1987; SILVA; LEÃO, 2006).

A madeira da cupiúba apresenta alta resistência ao ataque de cupins-de-madeira-seca e de fungos causadores de podridão-branca e/ou parda (INSTITUTO DE PESQUISAS TECNOLÓGICAS DO ESTADO DE SÃO PAULO, 2003; OLIVEIRA, 2008). É empregada nas construções civil e naval e na fabricação de vigas, tábuas para assoalhos, movelaria, postes e moirões. Essa espécie é ainda indicada para arborização de áreas urbanas, mas tem seu principal uso na recuperação de áreas degradadas ou alteradas (SILVA; LEÃO, 2006).

A cupiúba tem a vantagem de manter as sementes dormentes no solo, as quais germinam quando há abertura no dossel da floresta, pois é uma espécie que requer muita luz para germinar, bem como para se estabelecer e crescer. Seu crescimento é rápido, o que pode facilitar a condução da regeneração natural em florestas nativas (HIRAI et al., 2007).

Mancha-parda

A folhagem das cupiúbas que crescem em condições de sub-bosque da reserva do Mocambo, em Belém, é frequentemente afetada por manchas foliares, causadas por um ascomiceto do gênero *Discophaerina* sp. Inicialmente as manchas apresentam coloração castanha e posteriormente se tornam pardas. O patógeno destrói o mesófilo, de cujas epidermes da área lesionada facilmente se destacam. Sobre as lesões, é comum o aparecimento de pontuações negras constituídas por peritécios carbonosos, irrompentes e ostiolados, os quais podem se agrupar ou permanecer isolados. Originam, no seu interior, ascos clavados com base afilada, que medem de 56 µm a 76 µm x 16 µm a 20 µm. Os esporos são

hialinos, com superfície lobulada, desprovidos de septos, e medem de 14 μm a 16 μm x 4 μm a 8 μm . Embora as folhas apresentem numerosas manchas, a doença não causa queda da folhagem.

Embaúba

A embaúba (*Cecropia leucocoma* Miq.), também conhecida popularmente como embaúva, embaúva-prateada, embaúba-branca e embaúba-prateada, pertence à família Urticaceae e tem como sinonímia botânica *C. hololeuca* Miq. É comum em região de floresta ombrófila densa e em floresta estacional semidecidual. São árvores de médio porte, que podem atingir 15 m de altura e 30 cm de diâmetro de caule. Possui madeira leve, de baixa resistência mecânica e baixa durabilidade, e é usada na fabricação de palitos de fósforo, lápis, caixotaria e brinquedos. É uma espécie perenifólia, com ampla distribuição, que produz grande quantidade de sementes, as quais são dispersas por pássaros, principalmente (LORENZI, 2002).

Apresenta rápido crescimento, característica de vegetação secundária ou de regeneração natural, onde é encontrada em grande estandes, nas chamadas "clareiras da mata", propiciando a recuperação dessas áreas. Tem sido plantada em associação com as espécies do gênero *Inga*, para recuperar áreas degradadas na Amazônia, por causa do rápido crescimento que apresenta e da alta capacidade de sobrevivência em ambientes de pleno sol (BERG, 1978).

Tem sido usada em projetos de arborização, pela beleza de sua árvore e pela forma de sua copa, que promove sombreamento e o embelezamento do local. A folhagem apresenta tom prateado que se destaca no verde da vegetação de parques e jardins, e suas sementes, produzidas duas vezes por ano, servem de atrativo para alimentação da fauna (DOURADO, 2009; LORENZI, 2002).

Mancha-parda

É comum o aparecimento de manchas foliares de coloração parda em plantas de embaúba. As infecções ocorrem nas folhas mais novas. Os tecidos tomam-se cloróticos e posteriormente pardos, resultando em manchas irregulares com halo amarelo nítido em torno das lesões. Quando isoladas, as lesões medem de 10 mm a 15 mm de comprimento, mas podem coalescer, atingindo grandes áreas do limbo. Essa coalescência

ocorre geralmente próximo às bordas das folhas, que ficam enroladas para o lado superior, assemelhando-se à mão quando fechada.

A doença tem como agente etiológico o fungo *Cercospora cecropia* Muller & Chupp. Produz conidióforos curtos, sinuosos, escuros, septados, com 30 µm a 44 µm de comprimento, que emergem em tufo, através dos estômatos. Os conídios são hialinos, multisseptados, obclavados, e medem de 140 µm a 260 µm x 16 µm a 32 µm. Em meio de cultura BDA (batata-dextrose-ágar), o fungo apresenta crescimento muito lento, o que dificulta a obtenção de cultivos puros. A disseminação do fungo é feita por vento, respingos e insetos.

Jarana

A jarana [*Eschweilera jarana* (Hub.) Ducke] pertence à família Lecythidaceae, que é uma das famílias mais encontradas em inventários florísticos de florestas nativas. Também conhecida popularmente como castanha-jarana e jarana-da-folha-miúda, a espécie tem como sinonímia botânica *Lecythis jarana* (Huber ex Ducke) A. C. Sm, *Lecythis lurida* (Miers) S. A. Mori e *Eschweilera lurida* Miers. (CARVALHO, 1980; LORENZI, 2002).

A árvore atinge, em média, de 12 m a 18 m de altura e o diâmetro médio do caule é igual a 50 cm. Ocorre na região amazônica em florestas de terra firme. É uma árvore perenifólia, heliófila, que é característica de áreas com muita luminosidade. Sua regeneração natural apresenta alta ocorrência na composição florística de uma área de floresta natural na região do Tapajós, Estado do Pará (CARVALHO, 1980; LORENZI, 2002).

A frutificação é registrada nos meses de março a maio. O fruto é do tipo indeiscente, e é consumido principalmente por roedores. Produz frutos e sementes em abundância, que germinam com facilidade. É indicada para projetos de recuperação de áreas alteradas em razão do seu rápido crescimento (SILVA; LEÃO, 2006).

A madeira apresenta alta densidade, é dura e de alta resistência, muito valiosa comercialmente, e é usada para fabricação de postes, estacas e dormentes. Há registro de que a espécie foi uma das selecionadas para o uso de sua madeira na fabricação de dormentes que foram usados na construção da estrada de ferro do Tocantins (LISBOA; MACIEL, 1983).

Nas folhas de jarana, constatou-se uma ferrugem causada pelo fungo *Uredo jaranae* F.C. Albuquerque, que afeta ambas as faces do limbo foliar, além

de causar numerosas lesões pardacentas, circulares, circundadas por halo amarelo. Sobre as lesões, o patógeno produz massas alaranjadas constituídas por uredosporos arredondados a alongados, amarelos, que medem de 160 μm a 320 μm e são pulverulentos na maturidade. Os uredósporos são assimétricos, com um dos lados ligeiramente achatado ou côncavo, equinulados, de cor pardo-clara, e medem de 16 μm a 24 μm x 24 μm a 40 μm . Não se observou queda de folhas jovens causada pela doença (ALBUQUERQUE; FIGUEIREDO, 1971).

Freijó-louro

O freijó-louro [*Cordia alliodora* (Ruiz & Pav.) Oken] pertence à família Boraginaceae, que possui muitas espécies distribuídas nas regiões dos trópicos úmidos, conhecidas popularmente como freijó-cinza, freijó-louro e freijó-branco, entre outros. O freijó-louro é também chamado de falso-louro e lourinho. Tem como sinonímia botânica *C. cerdana* R. & S., *C. velutina* Mart. e *Cerdana alliodora* Ruiz & Pavon (CARVALHO, 2007; LORENZI, 2002).

É uma árvore de grande porte que atinge, em média, 30 m de altura e 100 cm de diâmetro de caule, em condições de luz direta. Ocorre desde a Argentina até o México. Na região amazônica, é encontrada em florestas de terra firme, em áreas com clima Ami e Awi (classificação de Köppen), e precipitação entre 1.500 mm e 2.300 mm (CARVALHO, 2007; YARED, 1983; YARED; CARPANEZZI, 1981).

Árvore caducifolia, heliófila, facilmente encontrada em capoeiras, que são áreas com muita luminosidade. Sua regeneração artificial apresenta alto índice de sobrevivência (maior que 95%) em áreas plantadas na região do Tapajós, Estado do Pará, e também em projetos de enriquecimento da vegetação secundária (CARPANEZZI et al., 1982; CARVALHO, 2007).

A frutificação é registrada nos meses de setembro a novembro, na região do Rio Tapajós. O fruto é do tipo drupa, com 3 mm a 5 mm de comprimento, com pétalas (corola) persistentes que possibilitam a dispersão pelo vento, na forma de helicóptero ou paraquedas. As sementes são menores do que as de freijó-cinza (*Cordia goeldiana* Huber), mesmo quando colhidas na mesma procedência. Produz grande quantidade de sementes, que possuem alta percentagem de germinação (CARVALHO, 2007; VIANNA, 1982; YARED, 1983).

Essa espécie possui madeira de alto valor comercial semelhante à do freijó-cinza, e tem grande valor nas serrarias. Apresenta excelente desempenho quando plantada em reflorestamentos homogêneos, em sistemas agroflorestais, ou em plantios de enriquecimento de capoeiras (CARPANEZZI et al., 1982). No Brasil e em outros países da América Latina, tem sido usada em sistemas agroflorestais, principalmente em sombreamento de cacauzeiros (*Theobroma cacao* L.), e em consórcio com mogno (*Swietenia macrophylla* King.) e freijó-cinza (BRIENZA JUNIOR, 1982; CARVALHO, 2007).

Com relação a doenças, foi registrada apenas a ocorrência de superbrotaamento e cancro, cujo agente etiológico é o fungo *Fusarium decemcellulare* Brick, no tronco e em galhos de freijó cultivado em sistemas consorciados com o cacauzeiro, para sombreamento definitivo dessa cultura em Ouro Preto do Oeste, RO. Nos ramos, as folhas ficam encarquilhadas e caem; enquanto, no tronco, ocorre secamento total além de rachaduras na casca (ALBUQUERQUE; BASTOS, 1990). Outros patógenos foram detectados em testes de sanidade em sementes dessa essência florestal, como *Fusarium* sp., *Alternaria* sp., *Curvularia* sp. e *Pestalotiopsis* sp. (CARNEIRO, 1987).

Louro-amarelo

O louro-amarelo (*Nectandra cuspidata* Nees et Mart. ex Nees) pertence à família Lauraceae, que possui muitas espécies distribuídas nos trópicos úmidos. Ocorre na Amazônia e no Cerrado, além de outras regiões do Brasil, com maior frequência em florestas ombrófilas densas, onde constitui a fase final da sucessão secundária. O louro-amarelo é também conhecido como louro-preto, louro-pimenta, canelão, louro-bosta, canela-parda e canela-bosta. A árvore é de tamanho médio a grande, e pode atingir 30 m de altura. A casca possui odor forte e, geralmente, muito agradável, o que constitui uma característica que facilita sua identificação no campo (RIBEIRO et al., 1999).

A floração ocorre entre maio e julho, e a frutificação é registrada nos meses de junho a setembro, na região Nordeste do Brasil. O fruto é uma baga esférica, pequena, com apenas uma semente, inserida em uma cúpula. São dispersos por animais (zoocoria). Produz grande quantidade de sementes, que têm alta percentagem de germinação (LOCATELLI; MACHADO, 2004; RIBEIRO et al., 1999).

O louro-amarelo é uma planta nativa de capoeira de pouco valor comercial, mais utilizada em carvoaria. Possui madeira de densidade leve e sua casca interna apresenta cor amarelada, o que originou o nome vulgar pelo qual a espécie é mais conhecida (OBERMÜLLER, 2011; RIBEIRO et al., 1999). No habitat natural, é afetado por uma doença caracterizada pelo intumescimento e encurvamento dos ramos, que se assemelha a galhas. Os tecidos intumescidos dos ramos são tenros e adquirem tonalidade pardo-clara, com superfície aveludada. Sob condições de alta umidade, forma-se sobre os tecidos uma massa esbranquiçada constituída de conídios do patógeno, que, no estágio conidial, foi classificado como sendo o fungo *Drepanocones* sp.

Tatapiririca

A tatapiririca (*Tapirira guianensis* Aubl.), da família Anacardiaceae, é uma árvore que apresenta de 8 m a 14 m de altura e tronco com 40 cm a 60 cm de diâmetro. A espécie ocorre em todo o território brasileiro e em diferentes tipos de vegetação. É uma árvore perenifólia, pioneira e heliófila (LORENZI, 2002; RIBEIRO et al., 1999).

Sua madeira é de baixa densidade, com facilidade para corte, de fácil trabalhabilidade. Possui baixa resistência ao ataque de microrganismos. Muito utilizada para a confecção de brinquedos, painéis compensados, embalagens leves, obras de entalhe, móveis comuns, saltos para calçados e peças internas na construção civil, como forros, lambris e molduras (LORENZI, 2002).

Tapirira guianensis apresenta padrão de floração sazonal, com duração de 8 meses. A frutificação é classificada como anual e a sincronia de frutificação é considerada baixa, em razão da característica dioica da espécie. Porém, a queda das folhas e a brotação são contínuas ao longo do ano (SANTOS, 2007).

A árvore é indicada para a recuperação de áreas degradadas pelo seu rápido crescimento, boa adaptação a diferentes tipos de solos, e elevada produção de frutos que servem de alimento para a fauna. Na região amazônica, é utilizada na produção de carvão e lenha, além de servir como espécie para uso aromático, madeireiro, ornamental e melífero (FERNANDES; VENTURIERI, 2006; LORENZI, 2002).

Cladosporium sp. tem sido encontrado associado a manchas de coloração parda nas folhas de tatapiririca. A parte lesionada das manchas

se desprende do restante do limbo, resultando em perfurações semelhantes às causadas por insetos. O tecido afetado pode se desprender ou permanecer preso apenas por um ponto ao tecido sadio. O fungo *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. comumente está associado aos tecidos da planta, como patógeno secundário.

Tento

O tento (*Ormosia nobilis* Tul.) pertence à família Fabaceae, que possui muitos gêneros e espécies distribuídas no Brasil, em diferentes regiões, porém ocorre com frequência na região Norte, nos estados do Pará e do Amazonas, e no Nordeste, no Estado do Maranhão. São conhecidas duas variedades: *Ormosia nobilis* Tul. var. *nobilis* e *O. nobilis* var. *santaremnsis* (Ducke) Rudd (MEIRELES, 2013).

Tento, olho-de-cabra e mulungu são nomes vulgares pelos quais são conhecidas algumas espécies do gênero *Ormosia*, da Amazônia, por apresentarem sementes da cor vermelha ou de duas cores (geralmente vermelho e preto). São utilizadas nas regiões rurais para marcar jogos e para a confecção de bijuterias ou biojoias (RIBEIRO et al., 1999).

A espécie *O. nobilis* é também conhecida como tento-grande ou mulungu. Possui madeira de densidade moderadamente pesada, com cerne róseo, com tons avermelhados. É usada em construções naval e civil, na fabricação de cabos de ferramentas, estacas, tacos e dormentes de estradas de ferro (FRAUSIN et al., 2008; LOUREIRO; LISBOA, 1979).

Franco et al. (1996) realizaram estudos sobre espécies de leguminosas arbóreas e registraram a frutificação da espécie, nos meses de abril e maio, na região de Porto Trombetas, PA. Os autores verificaram que a espécie possui capacidade de fixação de nitrogênio e apresenta nodulação.

Nas folhas de tento, constatou-se a alga *Cephaleuros virescens* Kunze, que pode causar manchas de coloração parda com halo amarelo nítido contornado por tecido de cor pardo-escuro. As lesões se iniciam a partir de áreas cloróticas que chegam a atingir de 2,5 mm a 6,0 mm de comprimento, localizadas tanto nas bordas como no centro do limbo. A presença dessa alga é muito comum em plantas que apresentam tecidos suculentos quando cultivadas à sombra. Em bosques, a ocorrência de *C. virescens* é frequente em razão da alta umidade do ar. Além disso, foi registrada a ocorrência de ferrugens nas folhas, causadas pelos fungos

Dicheirinia ormosia Cummins e *Uromyces belemensis* Albuq. & Figueiredo (ALBUQUERQUE; FIGUEIREDO, 1971; CUMMINS, 1935).

Referências

- ALBUQUERQUE, F. C.; DUARTE, M. L. R. *Septoria vouacapouae*. nov. sp. agente etiológico da mancha castanha das folhas de acapu. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 7, p. 137-142, 1972.
- ALBUQUERQUE, F. C.; FIGUEIREDO, M. M. Descrição de uma nova espécie de Uredinales da Amazônia *Uromyces belemensis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 6, p. 145-146, 1971.
- ALBUQUERQUE, P. S. B.; BASTOS, C. N. Superbrotamento e cancro de freijó (*Cordia alliodora*) causador por *Fusarium decemcellulare*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 15, n. 3, p. 252-253, 1990.
- BARROS, A. V. L.; HOMMA, O. A. K.; KATO, O. R.; MENDES, F. A. T.; ARCOVERDE, M. F. Evolução dos sistemas agroflorestais desenvolvidos pelos agricultores nipo-brasileiros do município de Tomé-Açu, Pará. In: CONGRESSO SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINISTRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL, 48., 2010, Campo Grande, MS. **Tecnologias, desenvolvimento e integração social: anais...** Campo Grande: Sober, 2010. 1 CD-ROM.
- BATISTA, T. F. C.; ALVES, K. F.; SANTOS FILHO, B. G.; RODRIGUES, R. C.; OLIVEIRA, F. C.; TAVARES, A. E. B. Ocorrência de fungos e nematoides fitopatogênicos em áreas reflorestadas pela Petrobrás oriundas da exploração petrolífera no município de Coari (AM). **Revista de Ciências Agrárias**, Belém, n. 47, p. 163-171, 2007.
- BERG, C. C. Espécies de *Cecropia* da amazônia brasileira. **Acta Amazônica**, Manaus, v. 8, n. 2, p. 149-182, 1978.
- BRIENZA JUNIOR, S. *Cordia goeldiana* Huber (freijó) em sistema "Taungya" na região do Tapajós, Estado do Pará. Belém: Embrapa-CPATU, 1982. 10 p. (Embrapa-CPATU. Circular Técnica, 33).
- CARNEIRO, J. S. Testes de sanidade de sementes de essências florestais. In: SOAVE, J.; WETZEL, M. V. S. (Ed.). **Patologia de sementes**. Campinas: Fundação Cargill, 1987. p. 386-394.
- CARPANEZZI, A. A.; KANASHIRO, M.; RODRIGUES, I. A.; BRIENZA JUNIOR, S.; MARQUEZ, L. C. T. **Informações sobre *Cordia alliodora* (Ruiz & Pav.) Oken na Amazônia Brasileira**. Belém: Embrapa-CPATU, 1982. 19 p. (Embrapa-CPATU. Documentos, 10).

- CARVALHO, J. O. P. de **Inventário diagnóstico da regeneração natural da vegetação em área da Floresta Nacional do Tapajós**. Belém: Embrapa-CPATU, 1980, 20 p. (Embrapa-CPATU. Boletim de Pesquisa, 2).
- CARVALHO, P. E. R. **Louro-freijó *Cordia alliodora*: taxonomia e nomenclatura**. Colombo: Embrapa Florestas, 2007. 8 p. (Embrapa Florestas. Circular Técnica, 136).
- CUMMINS, G. B. The genus *Dicheirinia*. **Mycologia**, New York, v. 27, p. 155-159, 1935.
- DOURADO, G. M. **Modernidade verde: jardins de Burle Marx**. São Paulo: Senac, 2009. 386 p. il.
- FERNANDES, M. M.; VENTURIERI, G. C. Biologia floral de *Tapirira Guianensis* AUBL. (Anacardiaceae): uma importante espécie apícola para o estado do Pará. CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 16. ; CONGRESSO BRASILEIRO DE MELIPONICULTURA, 2., 2006, Aracajú. **Anais...** Aracaju: CBA: Fapise, 2006. Não paginado.
- FRANCO, A. A., CAMPELLO, E. F. C., DIAS, L. E., FARIAS, S. M. de. **Uso de leguminosas associadas a microorganismos na revegetação de áreas de mineração de bauxita em Porto Trombetas, PA**. Itaguaí: Embrapa-CNPAB, 1996. 71 p. (Embrapa-CNPAB. Documentos, 27).
- FRAUSIN, G., TRUJILLO, E., CORREA, M. A., GONZALEZ, V. H. Seeds used in handicrafts manufactured by an emberá-katío indigenous population displaced by violence in Colombia. **Caldasia**, Colombia, v. 30, n. 2, p. 315-323, 2008.
- HIRAI, E. H.; CARVALHO, J. O. P.; PINHIRO, K. A. O. Comportamento populacional de cupiúba (*Goupia glabra* Aubl.) em floresta de terra firme na Fazenda Rio Capim, Paragominas (PA). **Revista de Ciências Agrárias**, Belém, n. 47, p. 89-101, 2007.
- INSTITUTO DE PESQUISAS TECNOLÓGICAS DO ESTADO DE SÃO PAULO. **Madeira: uso sustentável na construção civil**. 2003. 60 p.
- JARDIM, F. C.; SERRÃO, D. R.; NEMER, T. C. Efeito de diferentes tamanhos de clareiras, sobre o crescimento e a mortalidade de espécies arbóreas, em Moju, PA. **Acta Amazônica**, Manaus, v. 31, n. 1, p. 37- 48, 2007.
- LEWIS, G. P; SCHRIRE, B. D.; MACKINDER, B.; LOCK, M. **Legumes of the World**. Kew: Kew Royal Botanic Gardens, 2005. p. 577.
- LISBOA, P. L. B.; MACIEL, U. N. Nota sobre os dormentes da Estrada de ferro do Tocantins. **Acta Amazônica**, Manaus, v. 15, n. 2, p. 467-471, 1983.
- LOCATELLI, E. M. ; MACHADO, I. C. Fenologia de espécies arbóreas de uma Mata Serrana (Brejo dos Cavalos) em Pernambuco, Nordeste do Brasil. In: PÔRTO, K. C.;

CABRAL, J. J.; TABARELLI, M. (Org.). **Brejos de altitude em Pernambuco e Paraíba: história natural, ecologia e conservação**. Brasília, DF: Ministério do Meio Ambiente, 2004. v. 1, p. 255-276. (Série Biodiversidade, 9).

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de Identificação e cultivos de plantas arbóreas do Brasil**. 2. ed. São Paulo: Nova Odessa, 2002. 2 v.

LOUREIRO, A. A.; LISBOA, P. L. B. Anatomia do lenho de seis espécies de *Ormosia* (Leguminosae) da Amazônia, Manaus, **Acta Amazônica**, Manaus, v. 9, n. 4, p. 731-746, 1979.

LOUREIRO, A. A.; SILVA, M. F.; ALENCAR, J. C. **Essências madeireiras da Amazônia**. Manaus: Inpa, 1979. v. 1, 187 p.

MEIRELES, J. E. *Ormosia*. In: LISTA de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB23102>>. Acesso em: 7 mar. 2013.

MERONA, J. R.; ACKERLY, D. D. Estudos populacionais de árvores em florestas fragmentadas e as implicações para conservação in situ das mesmas na floresta tropical da Amazônia Central. **IPEF**, Piracicaba, n. 35, p. 47-59, abr.1987.

OBERMÜLLER, F. A. **Guia ilustrado e manual de arquitetura foliar para espécies madeireiras da Amazônia Ocidental**. Rio Branco: G. K. Noronha, 2011. 101 p.

OLIVEIRA, J. G. **Resistência natural de dez espécies de madeira ao ataque cupim subterrâneo em condição de laboratório**. Blumenau, 2008. 40 p. Relatório de estágio supervisionado apresentado ao Curso de Engenharia Florestal do Centro de Ciências Tecnológicas Aplicadas da Universidade Regional de Blumenau,

RIBEIRO, J. E. L. S.; HOPKINGS, M. J. G.; VICENTINI, A.; SOTHERS, C. A.; COSTA, M. A.; BRITO, J. M.; SOUZA, M. D. A.; MARTINS, L. H. P.; LOHMAN, L. G.; ASSUNÇÃO, P. A. C. L.; PEREIRA, E. C.; SILVA, C. F.; PROCÓPIO, L. C. **Flora da Reserva Ducke: guia de identificação das plantas vasculares de uma floresta de terra-firme na Amazônia Central**. Manaus: Inpa, 1999. 799 p., il.

SABOGAL, C.; ALMEIDA, E.; MARMILLOD, D.; CARVALHO, J. de O. **Silvicultura na Amazônia Brasileira: avaliação d experiências e recomendações para implementação e melhoria dos sistemas**. Belém: Cifor, 2006. 190 p.

SANTOS, P. L. **Fenologia de *Tapirira guianensis* Aubl. e *Caesalpinia leiostachya* Benth., em São Cristóvão-SE**. 56 f. 2007. Monografia (Bacharelado em Engenharia Florestal) – Universidade Federal de Sergipe, Sergipe.

SANTOS, N. V.; FELIPE, S. H. S.; BENCHIMOL, R. L.; SANTOS, C. D. M. Qualidade sanitária de sementes da espécie florestal tatapiririca (*Tapirira guianensis* Aubl.). In: REUNIÃO ANUAL DA SBPC, 62., 2010, Natal, RN. **Resumos de comunicações livres...** Natal: Editora da UFRN, 2010.

SCHWENGBER, D. R.; SMIDERLE, O. J. Cupiúba *Goupia glabra* Aubl. **Informativo Técnico Rede de Sementes da Amazônia**, Manaus, n. 7, 2005.

SERRÃO, D. R.; JARDIM, F. C. S.; NEMER, T. C. Sobrevivência de seis espécies florestais em uma área explorada seletivamente no município de Moju, Pará. **Cerne**, Lavras, v. 9, n. 2, p. 153-163, 2003.

SILVA, S.; LEÃO, N. V. M. Árvores da Amazônia. São Paulo: Empresa das Artes, 2006. 243 p.

VIANNA, N. V. **Produção e tecnologia de sementes de freijó** (*Cordia goeldiana* Huber). Belém: Embrapa-CPATU, 1982. 14 p. (Embrapa-CPATU. Circular Técnica, 37).

YARED, J. A. G. **Comportamento e variabilidade de procedências de *Cordia alliodora* (Ruiz & Pav.) Oken, no planalto do Tapajó, Belterra, PA**. 1983, 109 f. Tese (Mestrado)—Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

YARED, J. A. G.; CARPANEZZI, A. A. **Conversão de capoeira alta da Amazônia em povoamento de produção madeireira: o método do “recriú” e espécies promissoras**. Belém: Embrapa-CPATU, 1981. 27 p. (Embrapa-CPATU. Boletim de Pesquisa, 25).