

Revista Brasileira de Ciências Agrárias (Agrária)

Revista Brasileira de Ciências Agrárias

ISSN: 1981-1160

editorgeral@agraria.pro.br

Universidade Federal Rural de Pernambuco
Brasil

Araújo, Kelly L.; da Silveira, Silvaldo F.; Bianchini, Edmilson; Medri, Moacyr E.; Gilio, Thiago A. S.;
Miguens, Flávio C.

Caracterização anatômica e histoquímica de folíolos de coqueiro
Revista Brasileira de Ciências Agrárias, vol. 8, núm. 2, 2013, pp. 246-251
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Pernambuco, Brasil

Disponível em: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=119027922010>

- Como citar este artigo
- Número completo
- Mais artigos
- Home da revista no Redalyc

redalyc.org

Sistema de Informação Científica
Rede de Revistas Científicas da América Latina, Caribe, Espanha e Portugal
Projeto acadêmico sem fins lucrativos desenvolvido no âmbito da iniciativa Acesso Aberto

Caracterização anatômica e histoquímica de folíolos de coqueiro¹

Kelly L. Araújo², Silvaldo F. da Silveira², Edmilson Bianchini³,
Moacyr E. Medri³, Thiago A. S. Gilio⁴ & Flávio C. Miguens²

¹ Parte da tese de Doutorado da primeira autora

² Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF), Rua Alberto Lamego, 2000, Horto, CEP 28013-600, Campos dos Goytacazes-RJ, Brasil. E-mail: kellylana_araujo@yahoo.com.br; silvaldo@uenf.br; flavio.miguens@gmail.com

³ Universidade Estadual de Londrina, Campus Universitário, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Biologia Animal e Vegetal, CEP 86051-980, Londrina-PR, Brasil. Caixa Postal 6001. E-mail: bianchi@uel.br; moacyrmedri@uel.br

⁴ Universidade do Estado de Mato Grosso (UNEMAT), Laboratório de Fitopatologia (CPEDA), Rodovia MT 358, km 07, Jardim Aeroporto, CEP 78.300-000, Tangará da Serra-MT, Brasil. E-mail: thiago_gilio@hotmail.com

RESUMO

Visando contribuir para um conhecimento melhor de *Cocos nucifera* e subsidiar futuros trabalhos de interação coqueiro-patógenos foliares, estudou-se a anatomia e a histoquímica de folíolos do coqueiro. Fragmentos da região mediana de folíolos foram coletados e utilizados neste estudo. Este material foi processado para análise em microscopia óptica e microscopia eletrônica de varredura. Para o estudo histoquímico cortes transversais do material fresco foram submetidos a diversos reagentes e corantes. As análises anatômicas revelaram a presença de epiderme uniestratificada, recobertas por ceras epicuticulares em placas. Estômatos tetracíticos e tricomas estrelados foram observados principalmente na face abaxial dos folíolos. O mesófilo apresentou organização dorsiventral com 3-4 camadas de parênquima paliçádico e 2-3 de parênquima lacunoso e feixes vasculares colaterais envoltos por periciclo esclerenquimático. Idioblastos contendo cristais de oxalato de cálcio ou compostos fenólicos foram observados nos mesófilos. As características anatômicas e histoquímicas observadas nos folíolos podem estar envolvidas na interação coqueiro-patógenos foliares.

Palavras-chave: Arecaceae, *Cocos nucifera*, Interação planta/patógeno

Anatomical and histochemical characterization of coconut leaflets

ABSTRACT

We studied the anatomy and histochemistry of *Cocos nucifera* leaflets aiming to improve the knowledge about the species and give future support to the research on coconut-foliar pathogens interaction. Fragments of the middle region of the leaflets were collected and used in this study. This material was processed for analysis by light microscopy and scanning electron microscopy. For histochemical study, transversal sections of fresh material were subjected to various histochemical tests. The anatomical analyzes revealed the presence of uniseriate epidermis, coated with plate-like epicuticular waxes. Tetracytic stomata and stellate trichomes were mainly observed on the abaxial face of epidermis. The dorsiventral mesophyll showed 2-3 layers of palisade, 4-5 layers of spongy parenchyma and collateral vascular bundles surrounded by sclerenchymatous pericycle. Idioblasts containing calcium oxalate crystals or phenolic compounds were also observed in the mesophyll. The anatomical and histochemical results observed in leaflets of *C. nucifera* may be involved in the interaction coconut-leaf pathogens.

Key words: Arecaceae, *Cocos nucifera*, Plant/pathogen interaction

Introdução

O coqueiro (*Cocos nucifera* L.) pertence à tribo Cocoeae, subfamília Arecoideae e à família Arecaceae (Palmae) (Gunn, 2004). É uma espécie de importância econômica em cerca de 90 países (FAO, 2012). Os principais produtos e subprodutos originários do coqueiro são retirados dos seus frutos, utilizados comercialmente para o consumo *in natura*, em especial da água de coco (albúmen líquido), para a agroindústria de alimentos (albúmen sólido e albúmen líquido), para a indústria têxtil (fibras do mesocarpo) e para o artesanato (endocarpo) (Virtual Palm Encyclopedia, 2012). Além disto, com a crescente demanda por bioenergia no mercado nacional e internacional o coqueiro representa uma alternativa potencial para a produção de biodiesel a partir do óleo de coco (Fontes & Wanderley, 2006). Estima-se que possam ser produzidas cerca de duas toneladas de óleo/ha/ano com o cultivo do coqueiro. Neste contexto promissor o coqueiro conta ainda com a vantagem de possibilitar a colheita praticamente o ano inteiro (Fontes & Wanderley, 2006).

Embora haja condições climáticas para o cultivo do coqueiro em praticamente todas as regiões brasileiras, a produtividade média registrada no Brasil ainda é baixa, cerca de 7 mil frutos/ha/ano (IBGE, 2012). Entre as prováveis causas dessa baixa produtividade, estão a falta de tratamentos culturais importantes, como a irrigação e a adubação, a idade avançada de muitos plantios, o plantio de mudas de origem desconhecida e o ataque de pragas e doenças (Mariano & Silveira, 2005; Fontes & Wanderley, 2006). Algumas doenças foliares do coqueiro, como a Lixa-pequena (*Camarotella torrendiella* (Bat.) J.L. Bezerra & Vitória), a Lixa-grande (*Camarotella acrocomiae* (Mont.) K.D. Hyde & P.F. Cannon) e a Queima-das-folhas (*Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maudl), ocorrem de forma endêmica em praticamente todos os coqueirais brasileiros. Essas doenças foliares são importantes sobretudo por reduzir a área fotossintética das plantas (Mariano & Silveira, 2005).

Para se determinar os melhores métodos de controle das doenças de plantas é fundamental caracterizar o processo de infecção dos patógenos sendo as análises anatômicas do tecido assintomático um pré-requisito para melhor compreensão desses processos e dos mecanismos envolvidos na resistência das plantas. Várias estruturas foliares podem dificultar ou facilitar o processo de infecção dos patógenos nos seus hospedeiros, destacando-se: o tipo e a densidade dos tricomas, a densidade de estômatos, a espessura da cutícula, a presença de cristais e de compostos fenólicos, dentre outras (Agrios, 2004). Os tricomas, por exemplo, podem limitar, ou mesmo impedir, que ocorra o acúmulo de água na superfície das folhas fato que atrapalha a germinação dos esporos da maioria dos fungos e a multiplicação de bactérias patogênicas e, conseqüentemente, a diminuição na intensidade da doença (Pascholati, 2011).

Este trabalho tem, como objetivo, descrever anatomicamente os folíolos de *C. nucifera*, utilizando microscopia de luz, métodos histoquímicos e microscopia eletrônica de varredura; visa, ainda, contribuir para o melhor conhecimento da espécie e da família Arecaceae e fornecer subsídios para futuros estudos de interação coqueiro/patógenos foliares.

Material e Métodos

O material botânico estudado foi procedente de plantas de *C. nucifera* L., com cerca de 14 anos de idade, cultivadas no campus experimental do Colégio Agrícola Antônio Sarlo (21°42'59" S e 41°20'33" W) em Campos dos Goytacazes, RJ.

Foram coletados folíolos da região mediana de folhas totalmente expandidas; o material coletado foi acondicionado em sacos plásticos e levado ao laboratório. Fragmentos provenientes da margem, da nervura principal dos folíolos e da região intermediária entre a margem e a nervura principal dos folíolos (RI) foram processados para microscopia de luz e microscopia eletrônica de varredura (MEV).

Para o estudo anatômico da superfície foliar por MEV, fragmentos do material fresco foram aderidos com fita adesiva dupla-face de carbono a suportes metálicos e colocados para secar em temperatura ambiente, por cinco dias; decorrido este período, as amostras foram cobertas com uma camada de 20 nm de Au em aparelho BALTEC – SCD 050®. Imagens de elétrons secundários foram registradas digitalmente em microscópio eletrônico de varredura Zeiss DSM 962®.

Com vista à caracterização da superfície foliar por microscopia de luz, fragmentos foliolares foram submetidos à dissociação da epiderme utilizando-se ácido nítrico a 10% (Macedo et al., 2005). Para cada região dos folíolos e para cada face da epiderme foram confeccionadas 18 lâminas e em cada lâmina, foram quantificados o índice estomático (IE), a densidade de estômatos (DE), a densidade de células epidérmicas (DCE) e a densidade de tricomas (DT); o IE, a DE e a DCE foram quantificados em 20 campos aleatórios por lâmina, com área de cada campo equivalente a 0,12 mm²; o IE foi determinado utilizando-se a seguinte equação, proposta por Meidner & Mansfield, 1968:

$$IE(\%) = \frac{100 \times DE}{(DE + DCE)}$$

Já a DT foi quantificada em dez campos aleatórios com área de cada campo equivalente a 0,49 mm²; as médias de IE, DE, DCE e DT foram calculadas para cada região dos folíolos amostrados

Para a análise estrutural dos folíolos em secção transversal, os fragmentos foram fixados em solução contendo 2,5% de glutaraldeído e 4,0% de formaldeído, diluídos em tampão Pipes a 1%; posteriormente, realizou-se a desidratação em série alcoólica além de inclusão em resina UNICRYL®; após a polimerização da resina o material foi seccionado transversalmente com navalhas de diamante (Diatone) a uma espessura de 0,5 µm, em ultramicrotomo (Reichert Ultracut S®). Estes foram corados com solução aquosa de Azul de Toluidina a 1,0% acrescida de 0,1% de sulfato de Boro e as lâminas foram montadas com Entellan®.

Com referência à caracterização histoquímica, secções transversais do material fresco foram obtidas a mão livre ou com auxílio de criostato e submetidas aos seguintes reagentes específicos: cloreto férrico a 10% para compostos fenólicos totais (Johansen, 1940), vanilina clorídrica para compostos taníferos (Mace & Howell, 1974), floroglucinol acidificado

para lignina (Johansen, 1940), azul de metileno para mucilagem (Langeron, 1949) e fenol para sílica (Johansen, 1940). Algumas secções foram montadas e observadas sem tratamento para verificação do aspecto natural dos tecidos.

Os dados relativos à microscopia de luz foram obtidos e registrados digitalmente em microscópio Axioplan Zeiss, equipado com câmera ZVS – Zeiss, acoplado ao sistema AnalySIS®/Soft Imaging System de processamento digital de imagens.

Resultados e Discussão

A superfície foliolar do coqueiro apresentou, em todas as regiões analisadas, cera epicuticular em placas (Barthlott et al., 1998) em ambas as faces (Figura 1). Tal aspecto é usual em diversas espécies de Arecaceae (Silva & Potiguara, 2008).

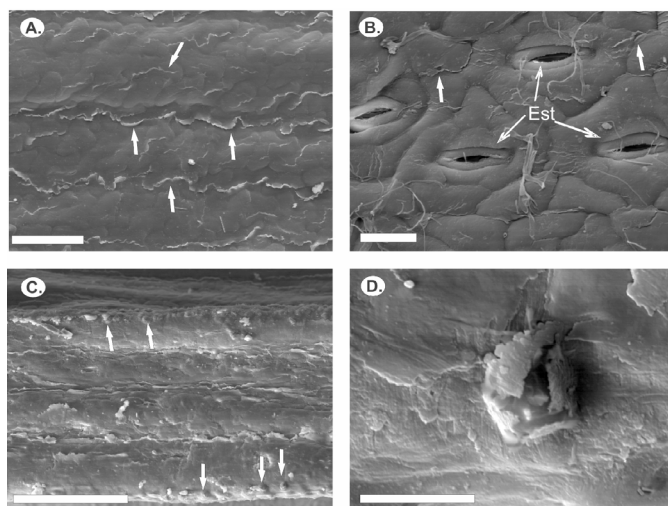


Figura 1. Vista frontal da superfície dos folíolos de *C. nucifera* em microscopia eletrônica de varredura. A - Epiderme adaxial da região entre a margem e a nervura principal dos folíolos (RI). As setas indicam as projeções da cera epicuticular em placas; B - Vista frontal da epiderme abaxial em RI. As setas indicam as projeções da cera epicuticular em placas; C - Aspecto geral da superfície foliolar da margem. As setas indicam corpos silicosos; D - Detalhe de corpo silicoso. Escalas: A = 50 µm; B e D = 20 µm; C = 200 µm

Células epidérmicas portadoras de corpos de sílica foram observadas nos folíolos analisados (Figura 1C e 1D). O tratamento com fenol (Johansen, 1940) comprovou a presença de sílica nos feixes vasculares, na nervura principal dos folíolos e, mais raramente, nas células-guarda dos estômatos e nas células epidérmicas dos folíolos. Guevara & Jáuregui (2008) observaram tais estruturas associadas aos feixes vasculares de flores masculinas e femininas do coqueiro. A presença de corpúsculos de sílica é comum em outras espécies de Arecaceae (Henderson, 2006), como em *Oenocarpus bacaba*, *O. distichus*, *O. mapora* e *O. minor*, em que tais estruturas foram evidenciadas nas células epidérmicas, no floema dos feixes vasculares de menor porte, na nervura central e na bainha foliar (Silva & Potiguara, 2008). Células epidérmicas portadoras de corpos silicosos também foram verificadas em *Mauritia flexuosa*, e dispostas em fileiras longitudinais, em ambas as faces da folha (Passos & Mendonça, 2006).

A epiderme da região intermediária (RI) entre a margem e a nervura principal dos folíolos, apresentou células ordinárias com formas e tamanhos variados, sem organização definida e com paredes retas ou ligeiramente curvas na face adaxial (Figura 2A) e faixas de células retangulares com paredes retas intercaladas por fileiras longitudinais de estômatos tetracíticos na face abaxial (Figura 2B). Estômatos com câmaras subestomáticas amplas se apresentavam inseridos no mesmo nível das células circunvizinhas. Células subsidiárias comuns a dois estômatos (células geminadas) também foram observadas (Figura 2B) mas não se constatou a presença de estômatos na face adaxial da RI; células retangulares e estômatos tetracíticos também foram observados em ambas as superfícies da nervura principal (Figuras 2C e 2D) e na margem dos folíolos.

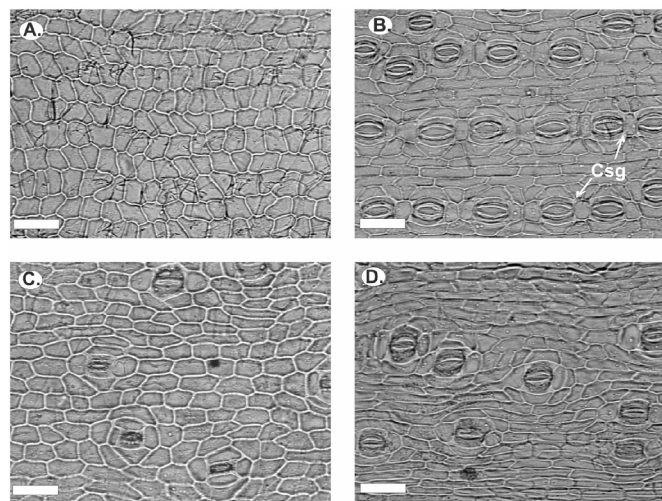


Figura 2. Vista frontal de superfícies dissociadas de folíolos de *C. nucifera* em microscopia de luz. A - Vista frontal da epiderme adaxial em RI.; B - Vista frontal da epiderme abaxial em RI, mostrando células subsidiárias geminadas (CSG); C - Epiderme adaxial da nervura principal; D - Vista geral da epiderme abaxial da nervura principal. Est - estômatos. Escalas: 100 µm

A densidade estomática e o índice estomático na face abaxial da RI foram de $251,19 \pm 8,78$ estômatos. mm^{-2} e de $12,69 \pm 0,174\%$, respectivamente. Na nervura principal dos folíolos a densidade estomática foi de $45,09 \pm 3,39$ estômatos. mm^{-2} na epiderme adaxial e de $100,68 \pm 3,43$ estômatos. mm^{-2} na epiderme abaxial; o índice estomático foi de $2,57 \pm 0,16\%$ e de $5,98 \pm 0,12\%$ nas epidermes adaxial e abaxial, respectivamente; na margem a densidade estomática foi de $46,70 \pm 3,40$ estômatos. mm^{-2} e o índice estomático foi de $2,87 \pm 0,18\%$.

Há presença de estômatos tetracíticos nas Arecaceae (Passos & Mendonça, 2006; Silva & Potiguara, 2008). Algumas espécies desta família apresentam estômatos localizados somente na superfície abaxial das folhas (Henderson, 2006) quando ocorrem em ambas as superfícies geralmente são mais numerosos na abaxial (Passos & Mendonça, 2006; Chaimsohn et al., 2008; Silva & Potiguara, 2008). Os estômatos podem estar localizados abaixo das demais células epidérmicas (Henderson, 2006), como em *O. bacaba*, *O. distichus*, *O. mapora* e *O. minor* (Silva & Potiguara, 2008) ou no mesmo nível das demais células circunvizinhas (Passos & Mendonça, 2006), como foi observado nos folíolos de *C. nucifera*; a localização e a densidade dos estômatos nos folíolos do coqueiro podem ter

implicações no desenvolvimento de doenças (Pascholati, 2011), principalmente das doenças conhecidas como Lixa-pequena e Lixa-grande do coqueiro. Como os fungos *Camarotella torrendiella* e *C. acrocomiae*, causadores, respectivamente, da Lixa-pequena e da Lixa-grande penetram nos folíolos do coqueiro preferencialmente através dos estômatos (Vitória et al., 2008), a nervura primária e a superfície abaxial dos folíolos são os pontos-chave para o desenvolvimento dessas doenças; neste sentido, uma densidade menor de estômatos.mm⁻² pode ter papel constitutivo importante, impondo limitações à penetração dos patógenos (Pascholati, 2011).

Foram observados tricomas pluricelulares estrelados na epiderme abaxial da RI (Figura 3), na face adaxial da nervura e na margem dos folíolos, na densidade de 5,06, 2,17 e 1,80 tricomas.mm⁻², respectivamente; o tratamento com floroglucinol acidificado (Johansen, 1940) indicou a deposição de lignina nas células desses tricomas.

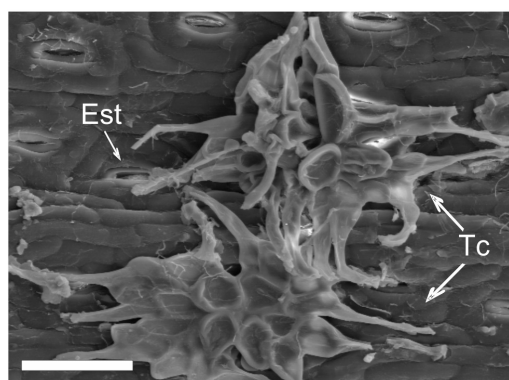


Figura 3. Tricomas multicelulares estrelados (Tc) na epiderme da face abaxial e estômatos tetracíticos (Est) evidenciados por microscopia eletrônica de varredura. Escala = 50 µm

Tricomas de vários tipos podem ser encontrados nas Arecaceae (Henderson, 2006). Tricomas unicelulares, simples e longos foram verificados em *Mauritia flexuosa* (Passos & Mendonça, 2006); já em *O. bacaba*, *O. distichus*, *O. mapora* e *O. minor*, os tricomas são tectores, multicelulares e suas bases constituídas por quatro a sete células com paredes lignificadas (Silva & Potiguara, 2008). Tricomas apresentando parede lignificada também são observados em espécies das tribos Brasseae, Areceae, Ceroxyleae e Hyophorbeae (Henderson, 2006). Comumente, os tricomas são encontrados em todas as partes das plantas (Esau, 1974), estando associadas com a defesa contra insetos (Björkman et al., 2008) e patógenos (Pascholati, 2011).

Secções transversais da lâmina da região RI revelaram, em ambas as epidermes, a presença de epiderme uniestratificada, revestida por cutícula espessa (Figuras 4A, 4B e 4C). Subjacente à epiderme adaxial observou-se a presença de duas a três camadas de células de formato arredondado e tamanhos variados, porém maiores que as células da epiderme (Figura 4A). Tais células constituem, provavelmente, uma hipoderme; no entanto, são necessários estudos ontogenéticos para confirmar a origem desta estrutura (Esau, 1974). Estrutura anatômica similar foi observada também na margem dos folíolos. Hipoderme já foi identificada em algumas Arecaceae (Pintaud et al., 2008; Henderson, 2006;). Em *Bactris gasipaes*,

tecido hipodérmico é observado subjacente às epidermes foliares (Chaimsohn et al., 2008).

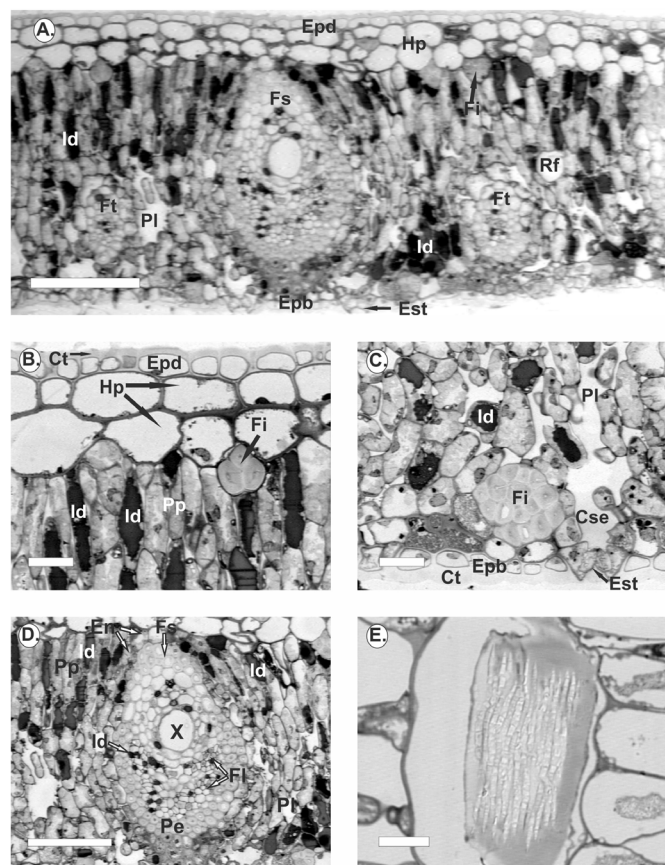


Figura 4. Secções transversais da região internervural dos folíolos (RI) em microscopia de luz. A- Vista geral do mesofilo; B- Detalhe da face adaxial, com células epidérmicas unisseriadas e recobertas por cutícula espessa e duas camadas de "hipoderme"; C- Detalhe da face abaxial, evidenciando as células epidérmicas unisseriadas e recobertas por cutícula espessa; D- Mesofilo dorsiventral, evidenciando um feixe vascular secundário; E- Seção longitudinal de um idioblasto contendo cristais de oxalato de cálcio do tipo ráfide. Pp – parênquima paliádico; Pl – parênquima lacunoso; Fs – feixe vascular secundário do folíolo; Ft – feixe vascular terciário do folíolo; Epd – epiderme adaxial; Epb – epiderme abaxial; Id – idioblastos taníferos, Fi – feixes de fibras; Est – estômatos; X – xilema; Fl – floema; Pe – periciclo; Bf – bainha do feixe; Cse – câmara subestomática; Hp – hipoderme; Rf – ráfide. Escalas: A = 200 µm; B e C = 20 µm; D = 100 µm; E = 10 µm

Feixes de fibra de esclerênquima (Figuras 4A, 4B e 4C) foram observados intercalados no mesofilo e revestindo os feixes vasculares; feixes de fibras de esclerênquima, não associados aos feixes vasculares, também foram registrados em outras Arecaceae (Henderson, 2006).

O mesofilo apresentou-se em organização dorsiventral, sendo formado por duas ou três camadas de células de parênquima paliádico e por quatro a cinco de parênquima lacunoso (Figuras 4A e 4B). Embora o mesofilo dorsiventral seja considerado raro nas Arecaceae (Henderson, 2006), sua ocorrência foi mencionada em algumas espécies (Silva & Potiguara, 2008), principalmente nas tribos Caryoteae e Borasseae (Henderson, 2006). Foram observados, no mesofilo de *C. nucifera*, feixes vasculares colaterais com floema estratificado e envolvidos por bainha uniestratificada, periciclo esclerenquimático multiestratificado e extensão de

bainha esclerenquimática (Figura 4D). Os feixes podem ser de segunda, terceira e, mais raramente, de quarta ordem. Entre os feixes secundários localizados na região mediana do mesofilo, podem ocorrer de dois a três feixes terciários, que aparecem deslocados para o lado abaxial do mesofilo. Foi evidenciada a presença de feixes vasculares anastomosados ligando os feixes longitudinais. Feixes vasculares similares aos descritos para *C. nucifera* foram evidenciados em *O. bacaba*, *O. distichus*, *O. mapora* e *O. minor* (Silva & Potiguara, 2008). Floema estratificado é uma característica das palmeiras sendo que as plantas da tribo Cocoeae, como o coqueiro, possuem o floema dividido em quatro estratos (Henderson, 2006).

Idioblastos contendo compostos fenólicos, destacando-se os compostos tânicos, foram evidenciados no parênquima paliádico, no parênquima lacunoso, nos feixes vasculares e na nervura primária não sendo, contudo, observados na epiderme e na “hipoderme” (Figuras 4A, 4B, 4C e 4D). A presença de idioblastos contendo compostos fenólicos totais foi confirmada pelo tratamento com cloreto férrico a 10% (Johansen, 1940). A natureza tanífera dos idioblastos foi confirmada pelo tratamento com vanilina clorídrica (Mace & Howell, 1974).

Os compostos fenólicos possuem ação alelopática e estão envolvidos em muitos processos de proteção das plantas contra herbívoros, fitopatógenos e radiação ultravioleta excessiva (Nicholson, 1992).

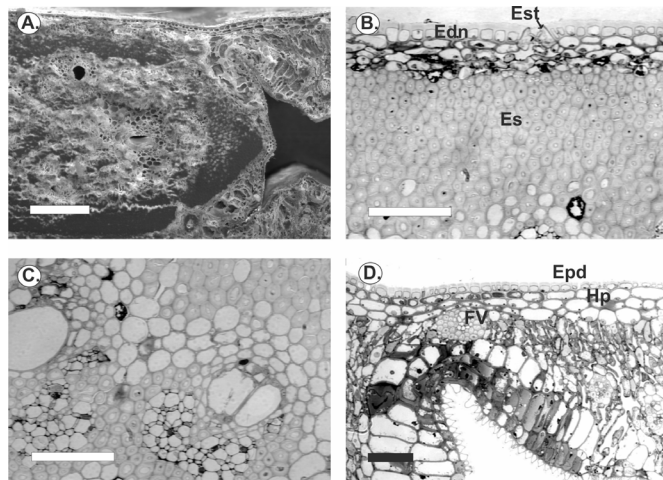
A presença de grande quantidade de idioblastos fenólicos nos folíolos de *C. nucifera* pode ter implicações na resistência das folhas mais novas do coqueiro contra a Lixa-pequena, a Lixa-grande e a Queima-das-folhas; os sintomas dessas doenças no campo são observados apenas nas folhas mais baixas (mais velhas) da copa do coqueiro (Mariano & Silveira, 2005). Embora os idioblastos contendo compostos fenólicos, especialmente os taninos, tenham sido identificados em folíolos de *C. nucifera* de diferentes estágios de desenvolvimento, geralmente tecidos mais jovens tendem a ter maior concentração desses compostos (Agrios, 2004). Estudos posteriores são necessários para avaliar a influência dos compostos fenólicos na interação coqueiro-patógenos.

Idioblastos contendo cristais de oxalato de cálcio em forma de ráfides foram evidenciados no mesofilo (Figura 4E). Nas Arecaceae a presença de ráfides é comum, podendo ser encontradas em órgãos reprodutivos e/ou vegetativos (Henderson & Rodrigues, 1999; Henderson, 2006). Em coqueiro trabalhos anteriores já relataram tais estruturas nas sépalas das flores femininas e masculinas (Guevara & Jáuregui, 2008) e na antera (Henderson & Rodrigues, 1999).

Os idioblastos cristalíferos funcionam como depósito de substâncias não utilizáveis pelas plantas ou que, sob determinadas concentrações, se tornariam tóxicas às células; tais estruturas também têm implicações na proteção das plantas contra herbivoria e contra ataque de patógenos (Franceschi & Nakata, 2005).

Analisando as secções transversais da nervura primária dos folíolos (Figura 5) constatou-se a presença de epiderme uniestratificada em ambas as superfícies. Subjacente à epiderme, foram observados duas a três camadas de parênquima e vários estratos de esclerênquima, que circundam toda a nervura (Figuras 5A e 5B). Nesta região registrou-se a

ocorrência de vários feixes vasculares colaterais circundados por bainha esclerenquimática e separados por tecido parenquimático (Figura 5C). Na face abaxial, na região de inserção do limbo foliolar à nervura principal dos folíolos, observou-se o estreitamento do limbo pela interrupção das células do parênquima lacunoso e pela ocorrência de cerca de cinco estratos de células buliformes grandes, de formato arredondado ou retangular e de paredes espessas (Figura 5D). Essas células estão relacionadas ao enrolamento e com o dobramento das folhas (Esaú, 1974).



Figuras 5. Seções transversais de folíolos de *C. nucifera* em microscopia eletrônica de varredura (A) e em microscopia de luz (B, C e D). A- Vista geral da nervura primária; B- Detalhe da epiderme da face adaxial da nervura primária. Evidenciam-se estômato no mesmo nível das células ordinárias, epiderme unisseriada, duas a três camadas de células hipodérmicas e vários estratos de fibras de esclerênquima; C- Feixes vasculares colaterais circundados por bainha esclerenquimática; D- Detalhe da região de inserção do limbo foliolar à nervura principal dos folíolos evidenciando as células buliformes. Edn – epiderme adaxial da nervura secundária; Epd – epiderme adaxial; Est – estômato; Fv – feixe vascular; Fi – fibra; Est – estômatos; X – xilema; Fl – floema; Fi – fibra; Es – esclerênquima; NS – nervura secundária, LF – limbo foliolar, CB – células buliformes; Pa – parênquima. Escalas: 100 µm

A lignificação no periciclo, nos feixes de fibras e nas células dos tricomas, foi confirmada pelo tratamento com floroglucinol acidificado (Johansen, 1940); além da função estrutural (Esaú, 1974) a presença de lignina nos tecidos tem implicações na interação planta-patógeno; a lignificação representa um mecanismo de defesa das plantas por impedir ou limitar a difusão de toxinas do patógeno nos tecidos do hospedeiro, por dificultar a difusão de nutrientes da planta em direção ao patógeno e por restringir a colonização dos tecidos das plantas pelos patógenos (Pascholati, 2011). Não foram encontradas reações características de mucilagem em nenhum folíolo avaliado, quando tratado por método histoquímico com azul de metileno (Langeron, 1949).

Conclusões

Os folíolos de *C. nucifera* apresentam características estruturais semelhantes às descritas para outras espécies de Arecaceae, tais como ceras epicuticulares do tipo placa, estômatos tetracíticos, epiderme uniestratificada, feixes

vasculares colaterais com floema estratificado e idioblastos contendo cristais de oxalato de cálcio em forma de ráfides.

Com relação à interação planta-patógeno, para os patógenos que penetram nos tecidos do hospedeiro através dos estômatos, a nervura primária e a superfície abaxial dos folíolos de *C. nucifera* são vias de entrada fundamentais para o desenvolvimento de doenças; além de que, os folíolos de *C. nucifera* possuem abundância de idioblastos contendo compostos fenólicos (ex. tanino) no parênquima paliádico, no parênquima lacunoso, nos feixes vasculares e na nervura primária, os quais podem estar relacionados aos mecanismos de resistência da planta a patógenos.

Literatura Citada

- Agrios, G. N. Plant pathology. 5ed. San Diego: Academic Press, 2004. 922p.
- Barthlott, W.; Neinhuis, C.; Cutler, D.; Ditsch, F.; Meusel, I.; Theisen, I.; Wilhelmi, H. Classification and terminology of plant epicuticular waxes. Botanical Journal of the Linnean Society, v.126, p.227-236, 1998. <<http://dx.doi.org/10.1111/j.1095-8339.1998.tb02529.x>>. 22 Nov. 2012.
- Björkman, C.; Dalin, P.; Åhrné, K. Leaf trichome responses to herbivory in willows: induction, relaxation and costs. New Phytologist, v.179, p.176-184, 2008. <<http://dx.doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02442.x>>. 22 Nov. 2012.
- Chaimsohn, F. P.; Montiel, M.; Villalobos, E.; Urpi, J. M. Anatomía micrográfica del folíolo de la palma neotropical *Bactris gasipaes* (Arecaceae). Revista de Biología Tropical, v.56, n.2, p.951-959, 2008. <http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?pid=S0034-77442008000200041&script=sci_arttext>. 22 Nov. 2012.
- Esau, K. Anatomia de plantas com sementes. São Paulo: Edgar Blücher; Editora Universidade de São Paulo, 1974. 293p.
- Food and Agriculture organization of the United Nations - FAO. World production. <<http://faostat.fao.org>>. 07 Jun. 2012.
- Fontes, H. R.; Wanderley, M. Situação atual e perspectivas para a cultura do coqueiro no Brasil. Aracajú: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2006. 16p. (Documentos/Embrapa Tabuleiros Costeiros, 94). <http://www.cpatc.embrapa.br/publicacoes_2006/doc-94.pdf>. 07 Jun. 2012.
- Franceschi, V. R.; Nakata, P. A. Calcium oxalate in Plants: formation and function. Annual Review of Plant Biology, v.56, p.41-71, 2005. <<http://dx.doi.org/10.1146/annurev.arplant.56.032604.144106>>. 22 Nov. 2012.
- Guevara, L.; Jáuregui, D. Anatomía floral de *Cocos nucifera* L. (Arecaceae, arecoideae). Acta Botánica Venezolana, v.31, n.1, p.35-48, 2008. <http://www.scielo.org.ve/scielo.php?pid=s0084-59062008000100004&script=sci_arttext>. 22 Nov. 2012.
- Gunn, B. F. The phylogeny of the Cocoeae (Arecaceae) with emphasis on *Cocos nucifera*. Annals of the Missouri Botanical Garden, v.91, n.3, p.505-522, 2004. <<http://www.jstor.org/stable/3298627>>. 22 Nov. 2012.
- Henderson, F. M. Morphology and anatomy of palm seedlings. The Botanical Review, v.72, p.273-329, 2006. <[http://dx.doi.org/10.1663/0006-8101\(2006\)72%5b273:MAAOP%5d2.0.CO;2](http://dx.doi.org/10.1663/0006-8101(2006)72%5b273:MAAOP%5d2.0.CO;2)>. 22 Nov. 2012.
- Herderson, A.; Rodrigues, D. Raphides in palm anthers. Acta Botánica Venezolana, v.22, n.1, p.45-55, 1999.
- Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE. Levantamento Sistemático da Produção Agrícola. <<http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/lspa>>. 28 Jun. 2012.
- Johansen, D. A. Plant Microtechnique. New York: McGraw-Hill, 1940. 523p.
- Langeron, M. Précis de microscopie. Paris: Masson et Cie. Ed., 1949. 1430p.
- Mace, M. E.; Howell, C. R. Histochemistry and identification of condensed tannin precursor in roots of cotton seedlings. Canadian Journal of Botany, v.52, n.11, p.2423-2426, 1974. <<http://dx.doi.org/10.1139/b74-314>>. 28 Jun. 2012.
- Macedo, E. G.; Santos Filho, B. G.; Potiguara, R. C. V.; Santos, D. S. B. Anatomia e arquitetura foliar de *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Araceae) espécie da várzea Amazônica. Boletim Museu Paraense Emílio Goeldi, série Ciências Naturais, v.1, n.1, p.19-43, 2005. <<http://scielo.iec.pa.gov.br/pdf/bmpegsn/v1n1/v1n1a03.pdf>>. 28 Jun. 2012.
- Mariano, R. L. R.; Silveira, E. B. Doenças do coqueiro (*Cocos nucifera*). In: Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J.A.M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L.E.A. (Eds.) Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v.2, p.271-281.
- Meidner, H.; Mansfield, T. A. Physiology of Stomata. London: McGraw-Hill, 1968. 297p.
- Nicholson, R. L. Phenolic compounds and their role in disease resistance. Annual Review Phytopathology, v.30, p.369-389, 1992. <<http://dx.doi.org/10.1146/annurev.py.30.090192.002101>>. 28 Jun. 2012.
- Pascholati, S. F. Fisiologia do parasitismo: Como as plantas se defendem dos patógenos. In: Amorim, L.; Rezende, J.A.M.; Bergamin Filho, A. Manual de fitopatologia: princípios e conceitos. 4.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2011. v.1, p.593-636.
- Passos, M. A.; Mendonça, M. S. Epiderme dos segmentos foliares de *Mauritia flexuosa* L. f. (Arecaceae) em três fases de desenvolvimento. Acta Amazônica, v.36, n.4, p. 431-436, 2006. <<http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672006000400005>>. 28 Jun. 2012.
- Pintaud, J. C.; Millán, B.; Kahn, F. The genus *Hexopetion* Burret (Arecaceae). Revista Peruana de Biología, v.15, supl.1, p.49-54, 2008. <<http://www.redalyc.org/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=195020250005>>. 28 Jun. 2012.
- Silva, R. J. F.; Potiguara, R. C. V. Aplicações taxonômicas da anatomia foliar de espécies amazônicas de *Oenocarpus* Mart. (Arecaceae). Acta Botanica Brasilica, v.22, n.4, p.999-1014, 2008. <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33062008000400011>>. 28 Jun. 2012.
- Virtual Palm Encyclopedia. <http://www.plantapalm.com/vpe/vpe_index.htm>. 24 Jun. 2012.
- Vitória, N. S.; Bezerra, J. L.; Gramacho, K. P.; Luz, E. D. M. N. *Camarotella torrendiella* comb. nov. e *C. acrocomiae*: agentes etiológicos das lixas do coqueiro. Tropical Plant Pathology, v.33, n.4, p.295-301, 2008. <<http://dx.doi.org/10.1590/S1982-56762008000400006>>. 28 Jun. 2012.