



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**

Tarciso Meireles Bezerra Filho

**ANATOMIA FOLIAR EM *Schinopsis brasiliensis* Engl., ESPÉCIE
REPRESENTATIVA DA CAATINGA PARAIBANA.**

CAMPINA GRANDE – PB

2011

TARCISO MEIRELES BEZERRA FILHO

**ANATOMIA FOLIAR EM *Schinopsis brasiliensis* Engl., ESPÉCIE
REPRESENTATIVA DA CAATINGA PARAIBANA.**

Trabalho de conclusão de curso apresentado ao Curso de Ciências Biológicas com habilitação em Licenciatura Plena e Bacharelado pela Universidade Estadual da Paraíba – Campus I, Campina Grande, na área de concentração em Botânica, subárea Anatomia Vegetal, em cumprimento às exigências para obtenção da aprovação do título de graduação.

Orientadora: Prof.^a Dra. Ana Paula Stechhahn Lacchia

CAMPINA GRANDE – PB

2011

B574a Bezerra Filho, Tarciso Meireles.

Anatomia foliar em *Schinopsis brasiliensis Engl.*, espécie representativa da caatinga paraibana [manuscrito] / Tarciso Meireles Bezerra Filho. – 2011.

29 f. : il. color.

Digitado.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual da Paraíba, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, 2011.

“Orientação: Prof. Dra. Ana Paula Stechhahn Lacchia, Departamento de Ciências Biológicas”.

1. Anatomia Vegetal. 2. Caatinga. 3. Vegetação Paraibana.
I. Título.

21. ed. 580

TARCISO MEIRELES BEZERRA FILHO

**ANATOMIA FOLIAR EM *Schinopsis brasiliensis* Engl., ESPÉCIE
REPRESENTATIVA DA CAATINGA PARAIBANA.**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à
Universidade Estadual da Paraíba, referente ao
Curso de Licenciatura e Bacharelado em
Ciências Biológicas, em cumprimento à
exigência para obtenção dos títulos de
Licenciado e Bacharel.

Aprovada em 03 de fevereiro de 2011.

Ana Paula Stechhahn Lacchia

Profª. Drª. Ana Paula Stechhahn Lacchia (Orientadora)

(Universidade Estadual da Paraíba – UEPB)

Camila Firmino de Azevedo

Profª. Ms. Camila Firmino de Azevedo (Membro)

(Universidade Federal da Paraíba – UFPB)

Silvana Câmara Torquato

Profª. Ms. Silvana Câmara Torquato (Membro)

(Universidade Estadual da Paraíba – UEPB)

CAMPINA GRANDE

2011

Sumário

Introdução.....	4
Material e Métodos.....	7
Resultados.....	8
Caracterização anatômica.....	8
Caracterização – Azul de Toluidina.....	9
Caracterização histoquímica.....	10
Discussão.....	11
Conclusões.....	23
Referência Bibliográficas.....	24

ANATOMIA FOLIAR EM *Schinopsis brasiliensis* Engl., ESPÉCIE REPRESENTATIVA DA CAATINGA PARAIBANA.

Tarciso Meireles Bezerra Filho ¹ e Ana Paula Stechhahn Lacchia²

RESUMO

O Bioma Caatinga, mosaico por variações climáticas, de constituição e dinâmica do solo, especifica um misto integrado de caracteres biotípicos e de formas de vida diversas. A constituição vegetal caatingueira exibe caracteres morfofisiológicos adaptativos ao condicionamento ambiental estressante. A família Anacardiaceae constitui-se, no Brasil, de 15 gêneros e cerca de 70 espécies. Anatomicamente, este táxon familiar apresenta distribuição de canais e cavidades secretoras em órgãos vegetativos e reprodutivos, cujo exsudato é responsável por inúmeras reações alérgicas e dermatites de contato. Dentre as espécies de Anacardiaceae da Caatinga, destaca-se *Schinopsis brasiliensis* Engler. Esta espécie é popularmente conhecida como baraúna; constitui-se como o principal representante do gênero no Brasil. Ecologicamente evidencia-se como xerófila, heliófila e totalmente decídua em períodos de seca; sua resina compreende fonte de sais minerais para a fauna; além de fornecer abrigo para uma diversidade de animais vertebrados e invertebrados. Ramos caulinares com folhas expandidas de *S. brasiliensis* Engl. foram coletados em regiões de Caatinga como, Lajedo Bravo (Cabaceiras) e zonas caatingueiras em municípios próximos (Patos e Puxinanã). As folhas coletadas foram fixadas em FAA 50% durante um período de 24 horas e em FNT por 48 horas. Seguindo-se à fixação, o material foi processado na bomba a vácuo, sequencialmente submetido a uma série evolutiva de álcool etílico, posteriormente estocado em etanol 70%. Para estudo anatômico, o material foi incluído em resina plástica, seccionado em micrótomo rotativo em secções de 12 µm a 18µm de espessura, coradas com Azul de Toluidina e, para os testes histoquímicos, com Nile Blue e Sudan Black B. O mesófilo foliar, dorsiventral, apresenta epiderme unisseriada dotada de células isodiamétricas; parênquimas lacunoso e paliádico bem definidos, com algumas drusas e idioblastos associados ao primeiro. A nervura central apresenta feixe vascular do tipo colateral. Canais secretores associados ao floema das nervuras central e laterais exibe secreção densa ou com aspecto de emulsão. O bordo apresenta estrutura histológica semelhante à nervura central e mesófilo. O pecíolo caracteriza-se pela presença de epiderme unisseriada papilosa, cutícula espessa e raros tricomas tectores; em seu córtex são evidenciados inúmeros idioblastos e poucas drusas. Os testes histoquímicos específicos para lipídios evidenciaram o espectro constitutivo dos exsudatos de canais secretores e idioblastos variantes em tons de azul (Nile Blue), marrom e negro (Sudan Black B). Pequenas variações referentes às dimensões celulares diferenciaram os idioblastos medulares e corticais em nervura central e pecíolo. Os canais secretores são constituídos por um epitélio unisseriado com células retangulares levemente achatadas no sentido das paredes periclinais. A abrangência do estudo em referência à anatomia e histoquímica figura entre as primeiras referências para o estado da Paraíba, e corrobora, até o presente, o que é abordado na literatura sobre os caracteres familiares gerais.

Palavras chave: Anacardiaceae, Braúna, Canais secretores, Idioblastos, Histoquímica.

¹ Aluno de Ciências Biológicas da Universidade Estadual da Paraíba (UEPB); email: cisombf@gmail.com

² Professora da Universidade Estadual da Paraíba (UEPB); email: lacchia@hotmail.com

1.0 Introdução

O Bioma Caatinga, exclusivamente brasileiro, abrange uma área de 955.000Km², o que corresponde a mais de 10% da área total do país, se estendendo por quase todo o interior do Nordeste e porção norte do Sudeste, incluindo 1.116 municípios (GIULETTI *et al*, 2006). Este bioma apresenta diversidade vegetal peculiar, na qual predominam espécies aptas à sobrevivência em uma região onde há caracteres biotípicos limitantes, tais como, altas temperaturas, elevada incidência luminosa e déficit hídrico (alta demanda evaporativa e dessecação do solo) (TROVÃO *et al*, 2007). Diante de tais condições, espécies resistentes foram naturalmente selecionadas pela evolução ao longo de milhões de anos e são, de modo geral, caracterizadas como decíduas, com grau variável de deciduidade e ajustado às estações chuvosa e seca (potencial de reidratação e controle da perda de água) (BARBOSA *et al*, 1998).

Um grande problema desse bioma diz respeito aos processos de desertificação ocasionados pelo uso inadequado do solo frente aos avanços tecnológicos referentes a inovações direcionadas ao cultivo e a criação de animais. Os danos verificados atualmente demonstram o comprometimento de 15% da região, havendo estimativas de aceleração desse fenômeno no decorrer da maior consolidação do desenvolvimento dos métodos agrícolas e pecuaristas (MMARSH, 2004).

Nas últimas três décadas, os poderes governamentais e os grupos influentes de pesquisa científica têm direcionado esforços para efetivação de um conhecimento relativamente considerável para a conservação dos caracteres biológicos da caatinga em suas potencialidades (CGEE, 2010). O levantamento dos exemplares de espécies características do bioma, bem como a elaboração de inventários da fauna e flora das ecorregiões, caracterizando a caatinga como um todo e como um misto de paisagens regionalizadas, demonstram essencial importância para ampliação do entendimento sobre o semiárido e suas peculiaridades (espécies novas e potencial econômico das mesmas) (GIULETTI *et al*, op. cit.).

As espécies propriamente semiáridas são fisiologicamente adaptadas às condições estressantes e exteriorizam fenótipos condicionados ao seu patrimônio genético, permitindo-lhes a sobrevivência em ambientes inóspitos e “inviáveis” (KILL *et al*).

Para a Caatinga são referidas 98 famílias de angiospermas, representadas por 1.511 espécies, o que equivale a 3% da riqueza nacional, sendo muitas destas exclusivas de tal bioma; a família mais expressiva é Leguminosae (18%), Anacardiaceae ocupa a 40ª posição de representatividade na flora catingueira (< 1%). No entanto, esta família apresenta importância crucial na dinâmica ecossistêmica, economia e cultura da população da região semiárida brasileira (GIULETTI *et al*, op. cit.; CIRÍACO-DA-SILVA *et al*, 2004). As famílias vegetais que demonstram prevalência no âmbito da caatinga paraibana são, em termos gerais: Anacardiaceae, Burseraceae, Sapotaceae, Bignoniaceae, Bombacaceae, Apocynaceae e Euphorbiaceae (CIRÍACO-DA-SILVA *et al*, 2004).

A família Anacardiaceae Lindl. é representada aproximadamente por 70 gêneros e 700 espécies, com distribuição predominantemente pantropical e subtropical, havendo ainda poucas espécies de zonas temperadas (LACCHIA, 2006). São encontradas em ambientes variados, desde comunidades clímax de selvas perenifolias e florestas caducifolias a regiões perturbadas (colonizadores), zonas costeiras e xerófilas (PELL 2004). Há inúmeros membros economicamente importantes pela utilização da madeira e verniz (*Schinopsis*, *Anacardium*, *Astronium*, *Myracodruon* e *Ozoroa*), frutos e sementes comestíveis (*Mangifera indica*, *Pistacia vera*, *Anacardium occidentale*), além dos compostos utilizáveis na indústria e na medicina popular, em razão dos seus produtos bioativos (*Spondias* e *Rhus*) (PELL 2004). No Brasil ocorrem 15 gêneros e cerca de 70 espécies (BARROSO *et al*, 2002).

Anatomicamente, uma característica universal da família é a presença de canais e cavidades secretoras presentes em órgãos vegetativos e reprodutivos: ao exsudato destes canais e cavidades são atribuídas as inúmeras reações alergênicas e dermatites de contato provocadas por um grande número de espécies (PELL, 2004). Além dos canais e cavidades secretoras, que podem secretar resina, goma resina ou apenas goma, já foram descritas para as anacardiáceas estruturas secretoras como: idioblastos, coléteres, tricomas glandulares, nectários (florais e extraflorais), glândulas secretoras de lipídios e endocarpo secretor (LACCHIA, 2006).

Dentre as espécies de Anacardiaceae representativas da Caatinga, destaca-se *Schinopsis brasiliensis* Engler; espécie popularmente conhecida como baraúna, baraúna parda, baraúna do sertão ou braúna (CARVALHO, 2009). A baraúna compreende o

principal representante do gênero nativo do Brasil, com grande amplitude de distribuição na Caatinga, que se estende da Bahia à Paraíba (alcança ainda as regiões norte de Minas Gerais, Pantanal Matogrossense e afloramentos calcários do Mato Grosso e Rondônia, sendo frequentemente encontrada em floresta xerófila do Vale do rio São Francisco). Sua madeira é largamente utilizada nos setores de construção civil, movelaria e carpintaria (cerce duro, vermelho castanho, resistência a decompositores); na medicina popular é usada contra histeria, nervosismo, dores de dente e ouvido; na medicina veterinária o uso se dá no tratamento de verminoses em animais domésticos. A Legislação Ambiental Brasileira, através da Portaria do IBAMA nº 83 (26/09/1991) e nº 37 (03/04/1992), cita a espécie em questão como vulnerável à extinção (IBAMA, 2008).

Ecologicamente, a braúna consiste em uma planta xerófila, heliófila, totalmente decídua durante os períodos de seca, florescendo, frutificando e maturando seus frutos em épocas de temperaturas e incidência luminosa mais amenas e de maior disponibilidade de recursos hídricos (SANT'ANNA-SANTOS *et al*, 2006; OLIVEIRA & OLIVEIRA, 2008). Ocorre em solos de várzea ricos em cálcio, bem supridos de matéria orgânica, umidade e profundidade. Sua resina compreende importante fonte de sais minerais para a fauna (principalmente primatas). Apresenta importância no que concerne à funcionalidade como abrigo para uma diversidade de animais vertebrados e invertebrados, bem como suporte para ninhos de muitas aves.

Tendo em vista a importância dessa espécie para a população da Caatinga, bem como a escassez de estudos que colaborem com a ampliação do conhecimento sobre a mesma, este trabalho teve por objetivo a realização de uma análise anatômica das folhas de *Schinopsis brasiliensis* Engl., assim como de suas estruturas secretoras, visando encontrar na mesma características anatômicas xerofíticas.

2.0 Material e métodos

Ramos caulinares de *S. brasiliensis* Engl. foram coletados em regiões de Caatinga como, Lajedo Bravo (Cabaceiras/Cariri) e zonas de Caatinga em demais municípios do sertão (Patos) e brejo (Puxinanã), durante os anos de 2009 e 2010.

Materiais testemunho dos locais de coleta foram herborizados e incorporados à coleção do Laboratório de Botânica da Universidade Estadual da Paraíba, Campus Central, em Campina Grande. Folhas expandidas pertencentes ao quarto nó de *Schinopsis brasiliensis* Engl., foram fixadas em FAA (Formaldeído, Ácido Acético, Etanol 50%; 1:1:18 v/v) por 24 horas (JOHANSEN, 1940) e em FNT (Tampão Fosfato, Formalina; 9:1 v/v) por 48 horas (LILLIE 1965). Seguindo à fixação, as amostras obtidas foram estocadas em etanol 70%.

Para a análise anatômica, as folhas foram desidratadas em série etílica, incluídas em resina plástica (Historesin Leica), seguindo-se a técnica de Gerrits e Smid (1983), posteriormente foram realizadas secções transversais e longitudinais com 12µm a 18µm de espessura obtidas em micrótomo rotativo e sequencialmente coradas em Azul de Toluidina (O'BRIEN, 1968). As lâminas obtidas foram provisoriamente montadas em água e as fotomicrografias foram obtidas por meio de câmera digital Kodak CD82 em microscópio Olympus CX31. As escalas das figuras foram produzidas por meio de lâmina micrométrica fotografada nas mesmas condições ópticas das demais ilustrações.

Secções transversais e longitudinais das folhas foram observadas *in vivo* e, quando necessário, descoloradas com hipoclorito de sódio a 10%, lavadas em água destilada e coradas com Azul de Toluidina (O'BRIEN, 1968). Tendo em vista uma caracterização mais refinada das estruturas secretoras e de outros tecidos vegetais, foram utilizados mais dois reagentes: Sudan Black B (PEARSE, 1980) e Nile Blue (CAIN, 1947), que reagem especificamente com lipídios, podendo fornecer indícios importantes sobre as substâncias secretadas pelas estruturas secretoras, bem como detalhes da morfologia das mesmas, como a visualização da cutícula. Na utilização destes reagentes foram confeccionadas lâminas semipermanentes, montadas em água, com cortes efetuados à mão livre. As fotomicrografias foram obtidas em câmera digital (Sony Cyber-Shot) não acoplada ao equipamento, sendo as mesmas tratadas com programa de edição de imagens PHOTOSHOP Cs3, quando necessário.

3.0 Resultados

3.1 Caracterização anatômica

O mesofilo de *Schinopsis brasiliensis* Engler exibe uma epiderme unisseriada, caracteristicamente dotada de células isodiamétricas com diferenciação evidente entre o tamanho das células nas diferentes faces da epiderme foliar (Fig 5). A coloração com Azul de Toluidina fornece a estas células um tom azul esverdeado. A cutícula na epiderme foliar geral é bastante espessa e tricomas tectores e glandulares raramente observados em ambas as faces epidérmicas.

As folhas de baraúna caracterizam-se pela exibição de um folíolo com mesofilo dorsiventral, com parênquima claramente diferenciado em paliçádico (face adaxial) e lacunoso (face abaxial) (Fig. 5). O primeiro demonstra-se, em sua maior extensão, como unisseriado; já o lacunoso possui de 2 a 4 camadas de células e diminutos espaços intercelulares.

A estrutura mesofilo da baraúna apresenta ainda algumas drusas e poucos idioblastos associados ao parênquima lacunoso.

A nervura central possui um feixe vascular do tipo colateral, rodeado por um anel de fibras, epiderme unisseriada e discretamente papilosa (Fig. 1). Canais secretores são encontrados associados ao floema da nervura central e das nervuras laterais, exibindo secreção de caráter homogêneo: densa ou com aspecto de emulsão (secreção de aspecto fluido). Alguns canais exibiram, porém, exsudato heterogêneo composto por secreção densa e emulsão.

Os canais secretores nas nervuras centrais variam em número de 3 a 4, estando sempre na região do floema e associados a idioblastos secretores (Fig. 2, 3 e 7); tal característica repete-se na estrutura geral das nervuras laterais.

O bordo, da mesma forma que o mesofilo e a nervura central, apresenta epiderme unisseriada, cutícula espessa e feixe vascular do tipo colateral. Pelo fato de as secções desta região não demonstrarem satisfatoriedade quanto à estrutura obtida pelo processamento, maiores detalhamentos não foram possíveis.

Em referência ao pecíolo, pelo fato do mesmo possuir dimensões ínfimas, não foi obtida uma satisfatória inclusão em resina, dessa forma, a análise da anatomia de tal órgão não foi permissiva a abordagens conclusivas relevantes. No entanto, em algumas secções, foi possível a observação clara de presença de epiderme unisseriada (papilosa), cutícula espessa e raros tricomas tectores.

O córtex peciolar evidencia inúmeros idioblastos e poucas drusas; seus canais secretores, semelhantemente aos das nervuras central e laterais, encontram-se associados ao floema do feixe vascular e aos inúmeros idioblastos secretores. Tais canais são bastante extensos e dotados de exsudato homogêneo ou heterogêneo (Fig. 4 e 6). A secreção em material incluído e não corado, fixado em FAA, apresenta coloração variável de transparente a amarelada.

3.2 Caracterização – Azul de Toluidina

Mediante coloração com Azul de Toluidina uma caracterização por regionalização de tecidos foi claramente evidenciada nas estruturas gerais de nervuras central e laterais, mesofilo e pecíolo.

A nervura central apresentou sua estrutura com diferenciação entre conjuntos histológicos quanto ao espectro de radiação absorvido: epidermes papilosas adaxial e abaxial (tons de azul escuro); idioblastos corticais (tons de azul claro); células parenquimáticas (sem coloração); fibras associadas ao floema (paredes em tons de verde claro); cutícula variante entre branco e róseo (Fig. 1, 2 e 3). O padrão da nervura central foi seguido, de acordo com suas peculiaridades, pelas nervuras laterais.

No mesofilo e bordo a composição histológica configurou-se em alto grau de semelhança, de modo que é possível descrever ambos como um único bloco de tecidos no mesmo caráter: parênquima paliçádico (face adaxial) em tons de verde escuro; parênquima lacunoso (face abaxial) em tons de azul claro a verde claro; epiderme em tom branco (ambas as faces) (Fig. 5).

O pecíolo, em secção longitudinal, evidencia uma epiderme papilosa em coloração de tons esverdeados, igualmente aos idioblastos corticais (Fig. 4).

As secreções de canais e idioblastos demonstraram caráter variável de fase, sendo especificadas duas fases básicas distintas: uma menos densa e mais abrangente (azul claro) e outra pontual (“inclusões”, semelhantes à gotas) mais densa e menos abrangente (azul escuro) (Fig. 6 e 7).

3.3 Caracterização histoquímica

A verificação espectral química teve por objetivo a análise composicional predominante da estrutura geral e dos exsudatos da espécie alvo do estudo.

Os canais secretores estão associados ao floema de folhas totalmente expandidas do quarto nó e caule primário de baraúna. Tais estruturas de secreção são constituídas por um epitélio unisseriado com células retangulares levemente achatadas no sentido das paredes periclinais (Fig. 7). As células epiteliais são claramente circundadas por uma ou duas camadas de células que constituem a bainha do canal, podendo, algumas destas, ser idioblastos (Fig. 7).

A secreção dos canais mostrou-se reativa positivamente para lipídios quando dos testes histoquímicos realizados (Fig. 11, 15 e 16). O espectro de radiação visível flutuou entre tons de azul, mais ou menos intenso com relação ao Sulfato de Azul do Nilo (Fig. 8 a 13); já em se tratando do Negro Sudão B, foi evidenciada uma variação de marrom a negro (Fig. 14 a 19). A densidade do secretado mostrou-se bastante densa e lipofílica. Em material fresco ou fixado em FAA, a coloração do secretado varia em tons de amarelo a transparente, sendo claro, em determinados cortes, o caráter fragmentário do mesmo.

Idioblastos secretores foram diferenciados em meio às estruturas gerais da nervura central (córtex e associados aos canais) (Fig. 8 e 10) e do pecíolo (córtex, medula e associados aos canais) (Fig. 11 e 18). Tais estruturas secretoras demonstraram tamanhos iguais ou superiores às células parenquimáticas adjacentes; em relação ao córtex peciolar, se dispuseram em meio às fibras esclerenquimáticas.

Na nervura central, os idioblastos evidenciaram dimensões progressivamente menores em relação direta de proporcionalidade à associação com os canais secretores (Fig. 8 e 10).

A secreção dos idioblastos foi mais claramente identificada se comparada à dos canais secretores, mais sujeitos à perda por secção ou injúria. Seu espectro de radiação visível variou do negro (que indica alta concentração e alta reatividade ao corante) ao azul escuro (Sulfato de Azul do Nilo) (Fig. 8, 10 e 11) e do negro ao marrom (Negro Sudão B) (Fig. 18).

S. brasiliensis Engl. apresenta, no material fixado em FAA, idioblastos gerais de coloração variável em tons de marrom mais ou menos intenso. Estas células secretoras quase sempre apresentam conteúdo interno. Conteúdo este reativo para os testes realizados, corroborando seu caráter lipofílico.

Os resultados dos testes histoquímicos gerais de pecíolo e nervura central para Sudan Black B e Nile Blue estão sumarizados nas tabelas 1 e 2.

Tabela 1. Testes histoquímicos em estruturas secretoras e cutícula das folhas (nervura central e mesofilo) de *Schinopsis brasiliensis* Engler.

Estrutura	Lipídios Ácidos	Lipídios Totais
	<i>Nile Blue (NB)</i>	<i>Sudan Black B (SBB)</i>
Idioblasto Cortical	+ (Fig. 8)	+ (Fig. 17)
Idioblasto Medular	+ (Fig. 10)	+ (Fig. 14)
Canal Secretor (secreção)	+ (Fig. 8 e 9)	+ (Fig. 15 e 16)
Canal Secretor (células epiteliais)	+ (Fig. 9 e 10)	+ (Fig. 17)
Cutícula	+ (Fig. 8 e 9)	+ (Fig. 17)

**Cor (resultado positivo):
NB (Azul); SBB (Azul a Preto)*

Tabela 2. Testes histoquímicos em estruturas secretoras e cutícula do pecíolo de *Schinopsis brasiliensis* Engler.

Estrutura	Lipídios Ácidos	Lipídios Totais
	<i>Nile Blue (NB)</i>	<i>Sudan Black B (SBB)</i>
Idioblasto Cortical	+	+ (Fig. 19)
Idioblasto Medular	+ (Fig. 11)	+ (Fig. 18)
Canal Secretor (secreção)	+ (Fig. 11)	+
Canal Secretor (células epiteliais)	+ (Fig. 11)	+ (Fig. 19)
Cutícula	+ (Fig. 8 e 9)	-

**Cor (resultado positivo):
NB (Azul); SB (Azul a Preto)*

4.0 Discussão

A família Anacardiaceae compreende um táxon vegetal de importância crucial dos pontos de vista econômico e medicinal; encontra-se distribuída predominantemente na região pantropical, poucas de regiões temperadas (JUDD *et al.* 1999). Esta família apresenta potencial como causadora de sérios processos alérgicos, pela presença de um conjunto de metabólitos secundários complexo presentes principalmente no exsudato dos canais secretores (AGUILAR-ORTIGOZA *et al.* 2003; PELL, 2004). A presença de variados tipos de estruturas secretoras amplia o espectro de síntese de substâncias, tanto em órgãos vegetativos, quanto em reprodutivos: canais, cavidades, idioblastos, tricomas, coléteres, nectários, glândulas lipídicas e endocarpo secretor (SOLEREDER, 1908; METCALFE & CHALK, 1950, 1983; WUNNACHIT *et al.* 1992, JUDD *et al.* 1999; LACCHIA, 2006).

A abordagem descritiva de órgãos vegetativos de *Schinopsis brasiliensis* Engler, em termos anatômicos, a saber, folhas expandidas do quarto nó e pecíolos, compreendem características comuns às demais espécies da família Anacardiaceae.

Ambientes xéricos denotam a presença de conjuntos de caracteres adaptativos permissivos à sobrevivência e perpetuação dos táxons de modo que, ao passo em que as pressões seletivas atuam, estes se possam tornar anatômica e fisiologicamente otimizados. Dentre todo o modelamento ambiental, a proteção contra perdas excessivas de água e, da mesma forma, contra as altas incidências solares, conferem valor adaptativo fundamental à permanência da espécie em tal ambiente.

A cutícula de baraúna encontra-se bem definida e foi claramente detectada em todas as metodologias aplicadas de coloração e histoquímica. Desta forma, evidencia claramente o seu potencial hidrofóbico e, conseqüentemente o caráter próprio de impermeabilização e desempenho de função protetora contra perda de água (ALQUINI, 2003).

Segundo Oliveira 2005, a estrutura cuticular apresenta fisiologia relacionada na determinação quanti/qualitativa da radiação que chega ao mesófilo. Configurada em caráter de camada brilhante e refletora, atua como protetor contra a excessiva incidência de radiação solar (ALQUINI, 2003).

O mesófilo de baraúna, por se configurar como dorsiventral, corrobora a tipologia mais comum encontrada nas Eudicotiledôneas, caracterizando valor adaptativo frente às

limitações impostas pelo ambiente xérico às suas espécies vegetais (FAHN, 1990; MENTINK e BASS, 1992).

O parênquima lacunoso do mesófilo e bordo encontra-se associado a cristais em formato de drusas. Estes, segundo Fahn e Cutter (1992), denotam função importante como caráter adaptativo xeromorfo; potencial atuante contra herbivoria. Entretanto, seu número escasso na estrutura histológica em questão exclui, de certa forma, tal função, não podendo ser sua presença na espécie assim interpretada.

A coloração verde escuro obtida em reação à aplicação do corante Azul de Toluidina na epiderme papilosa do pecíolo, torna possível a comprovação da existência de compostos fenólicos neste tecido. Diversos compostos fenólicos exibem importância primordial nos vegetais, sendo funcionais como atrativo de animais polinizadores e/ou dispersores de frutos, proteção contra espectros radiativos UV (ultravioleta), redução do crescimento de plantas competidoras adjacentes, defesa contra insetos herbívoros e fungos (ROBARDS *et al.*, 1999; TAIZ e ZEIGER, 2004).

Em relação aos tricomas, principalmente aos tectores, a escassez destes em *S. brasiliensis* Engl. não permite o levantamento de hipóteses quanto a sua atuação como reguladores térmicos e de umidade superficiais de folhas saudáveis (FAHN, 1990; WOODMAN e FERNANDES, 1991; GUTSCHICK, 1999; PRESS, 1999); proteção contra perdas hídricas frente a condições atmosféricas desfavoráveis (KOLATTUKUDY, 1984; LARCHER, 2000) e contra doenças/pragas (JIMÉNEZ-DIAS, 1996).

Corroborando o que trás a literatura (METCALFE & CHALK, 1950), os canais secretores em *S. brasiliensis* Engl. seguem o padrão de posicionamento observado na maioria das espécies na família Anacardiaceae: canais sempre associados aos feixes vasculares (floema, especificamente – formados a partir de células procambiais), sendo ainda encontrados, em outras espécies, nas zonas medular (origem provável a partir do meristema fundamental) e cortical. Uma bainha dotada de estratificação considerável ao redor dos ductos secretores permite a inferência de que há uma produção constante de células epiteliais, possibilitando a renovação celular do canal e a consequente manutenção de sua atividade secretora (LACCHIA, 2006). Até o momento, canais secretores em órgãos vegetativos de anacardiáceas foram estudados em aproximadamente 25 espécies (HARADA, 1937; VENNING, 1948; PAVIANI, 1965; MORRETES, 1967; SZABÓ, 1971; FAHN & EVERT, 1974; TEWFIC & HABIB,

1977; JOEL & FAHN, 1980b; GIBSON, 1981; NAIR *et al.*, 1983; LUO & XU, 1984; VENKAI AH, 1992; TORRES & JÁUREGUI, 1999; SAWIDIS *et al.*, 2000; VASSILYEV, 2000 *apud* LACCHIA, 2006). Tais estudos são inconspícuos frente às cerca de 700 espécies atualmente descritas para a família.

Há, em meio à pesquisa com estruturas secretoras (especificamente canais secretores) em anacardiáceas, uma série de controvérsias referentes à definição química de resina, o que interfere na consolidação de estudos diversos sobre composição das secreções na família em questão. Dessa forma, mediante a reação positiva para lipídios totais (Sudan Black B) e ácidos (Nile Blue), pode-se inferir que a composição básica das secreções dos canais secretores observados na nervura central e pecíolo é essencialmente lipídica, podendo haver outras substâncias como compostos fenólicos e mucilagem, que só seriam detectados através da utilização de outros reagentes e corantes.

A química do secretado de um canal é variável quanto ao produto final das células epiteliais. Sendo assim, tais estruturas são passíveis de sintetizar resina, gomarresina ou óleorresina (LACCHIA, 2009).

Estudos mais abrangentes se fazem necessários quanto a *S. brasiliensis* Engl., entretanto, pode-se inferir o secretado dos canais desta espécie seja óleorresina, pela presença comprovada de cargas lipídicas. Valendo salientar que Fahn (1979) conceitua óleos essenciais como dotados de terpenos voláteis de baixo peso molecular; são terpenóides, podendo conter substâncias tais como, ésteres aromáticos e compostos fenólicos.

Os resultados obtidos por aplicação da técnica histoquímica de Sulfato de Azul do Nilo descrita por Cain (1947) indicam a presença de lipídios ácidos ou compostos basófilos (resultado positivo azul). Da mesma forma, a sensibilidade da coloração por Azul de Toluidina indica a possível presença de compostos fenólicos nas secreções dos canais (FEDER e O'BRIEN, 1968).

Estudos químicos de exsudato de canais em Anacardiaceae, foram produzidos desde os anos 1970. No entanto, a análise geralmente se volta a uma única classe de substâncias da secreção (não há caracterização composicional geral). Alguns testes histoquímicos foram ainda realizados, mesmo que sem o controle específico para tais substâncias (PAULA & ALVES, 1973; FAHN & EVERT, 1974; PAULA & HERINGER, 1978; JOEL & FAHN, 1980 b,c; CARMELLO *et al.*, 1995; VASSILYEV, 2000; *apud* LACCHIA, 2006). Todos esses fatores são limitantes quanto

ao andamento das pesquisas de comprovação da natureza química das substâncias produzidas e armazenadas nos canais secretores, como também, as inferências sobre as possíveis funções para estas estruturas.

Em ‘Anatomia foliar em *Schinopsis brasiliensis* Engl.’, espécie representativa da Caatinga, verifica-se a presença de espectro composicional de secreções de canais predominantemente lipídico, até o presente estudo. Vale salientar que alguns estudos (LACCHIA, 2006) esclarecem a natureza variável da produção de secreção por canais em um mesmo órgão ou em órgãos distintos. Tal fato fortalece a importância da realização de testes histoquímicos para a família Anacardiaceae, bem como, da complementação de testes histoquímicos para os canais secretores de *S. brasiliensis*.

No que concerne aos idioblastos secretores, está claro na literatura que estas estruturas estão presentes em órgãos vegetativos de inúmeras espécies de Anacardiaceae, sendo encontrados no córtex, medula ou associados aos canais em nervura central e pecíolo da folha (PAVIANI, 1965; SZABÓ, 1971; PAULA & ALVES, 1973; GIBSON, 1981; NARANJO & PERNÍA, 1990; SAWIDIS *et al.*, 2000; *apud* LACCHIA, 2006). Na baraúna o padrão da família foi seguido.

Fahn (1979) identifica uma série de erros e problemas constantemente verificados quanto à relação entre natureza química, estrutura e função dos idioblastos secretores. Estas questões ainda permanecem claramente sem solução, devido aos poucos estudos realizados para a caracterização das principais classes de metabólitos destas estruturas.

Os idioblastos, nas espécies de Anacardiaceae, são geralmente caracterizados como taníferos, mesmo que nenhum teste histoquímico comprove tal composição. Por vezes, esta classificação predominante culmina em interpretações errôneas quanto à fisiologia e ecologia das espécies anacardiáceas.

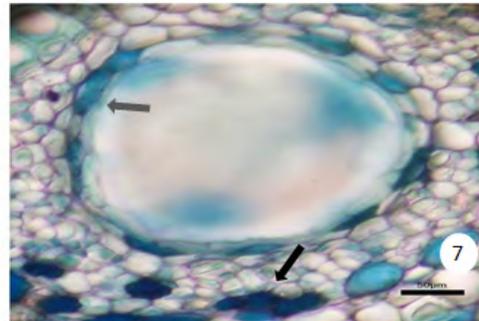
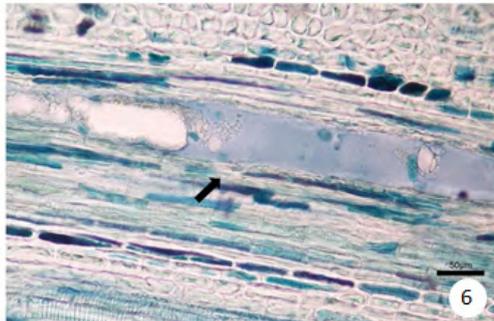
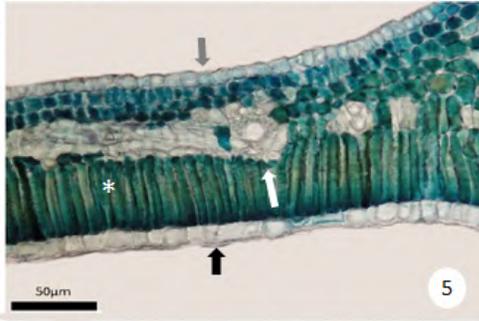
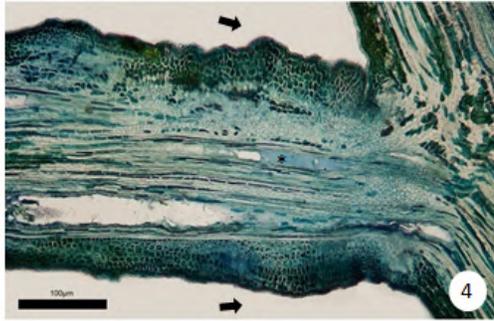
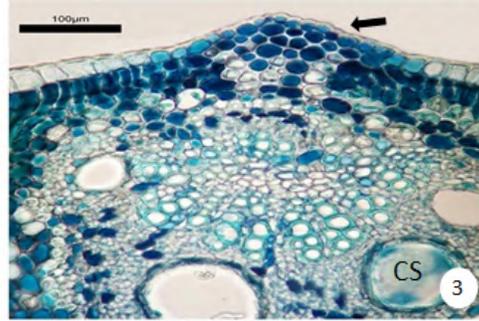
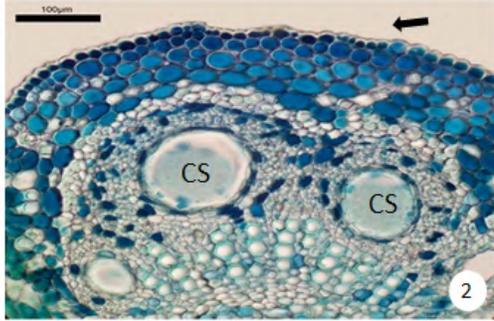
Os testes histoquímicos realizados neste estudo comprovam a não veracidade das generalizações feitas quanto à família vegetal em questão no que concerne a natureza química dos idioblastos secretores. Estes comprovadamente exibem uma composição essencialmente lipídica e de compostos fenólicos.

Mudanças de fase sutis foram verificadas ao conteúdo dos idioblastos, tanto corticais quanto medulares, o que pode ser interpretado como a capacidade de secreção de substâncias distintas. Não há, entretanto, a certeza no que concerne ao estágio de desenvolvimento no qual há a síntese destas substâncias distintas. Tal resultado foi obtido para todos os testes realizados.

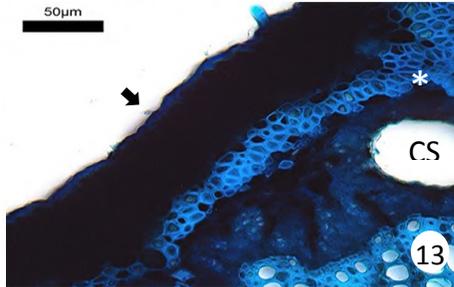
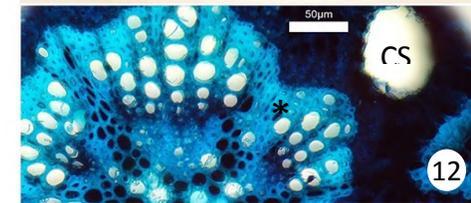
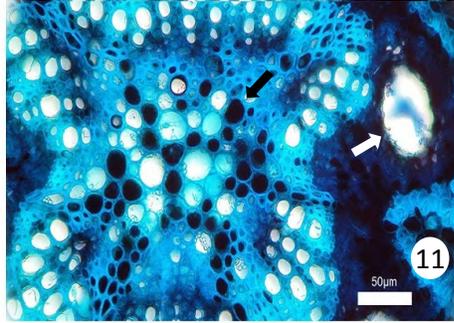
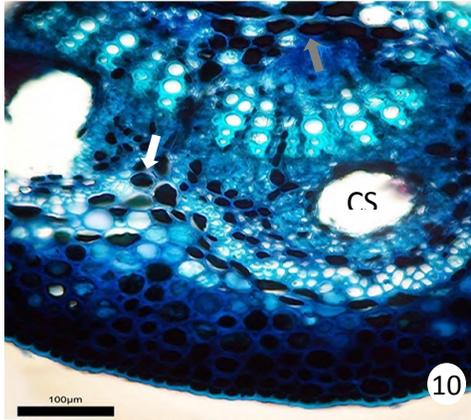
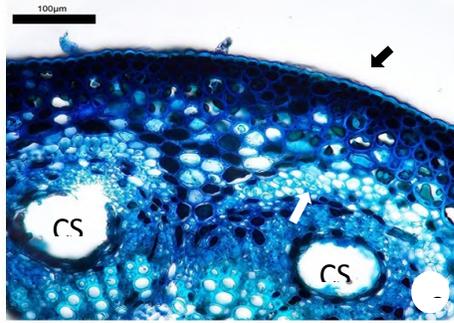
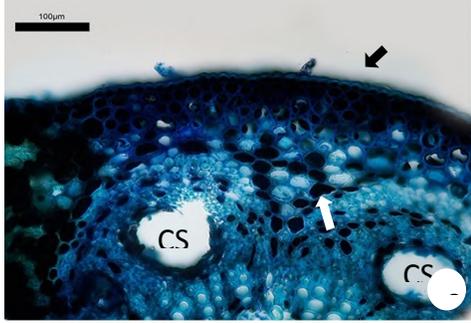
Muito provavelmente, a função desempenhada pelos idioblastos, em suas secreções, seja a mesma dos canais. Assim, ambos poderiam ser responsáveis pelos processos alérgicos causados por espécies de anacardiáceas, pois os compostos fenólicos detectados (principais causadores de efeitos alergênicos em *Anacardiaceae*), são encontrados em abundância nas secreções dos idioblastos e canais.

A descrição, processos de coloração, testes histoquímicos, inferências adaptativas e interpretações dos resultados obtidos até o momento figura entre as primeiras referências de estudos anatômicos e histoquímicos mais abrangentes para o estado da Paraíba. Dessa forma há a consolidação de um subsídio auxiliar a estudos posteriores em anatomia e micromorfologia vegetais em espécies da Caatinga paraibana, bem como ecologia e fisiologia vegetal. A partir da confluência dos conhecimentos produzidos por essas áreas, se tornará efetivado o processo de descoberta do semiárido, base para a criação de programas de conservação das áreas essencialmente caatingueiras.

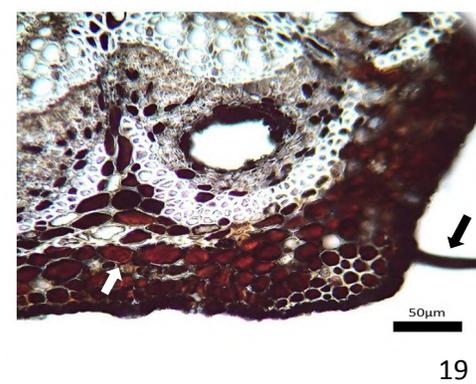
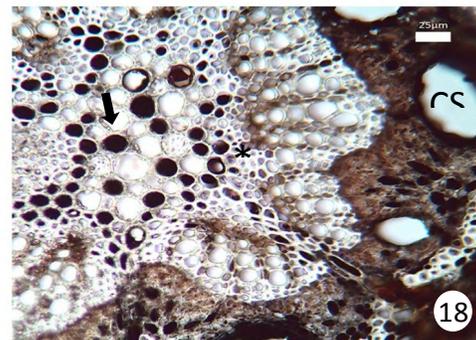
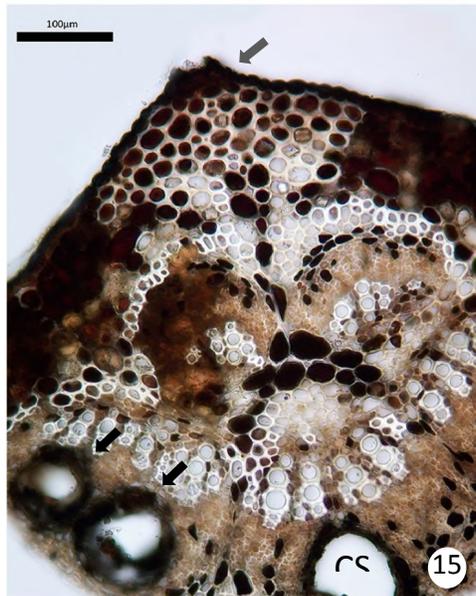
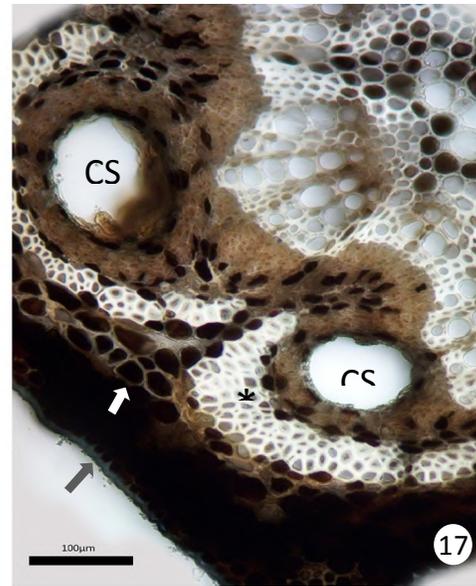
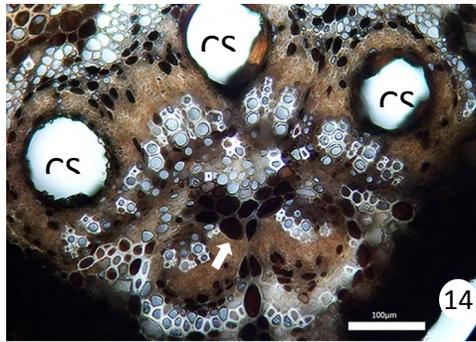
Figuras 1 a 7: *Schinopsis brasiliensis*. Material fixado em FAA e corado com Azul de Toluidina. 1: Secção transversal (Nervura Central e Mesofilo). 2, 3 e 7: Secções transversais (Nervura Central – NC). 4 e 6: Secções longitudinais (Pecíolo). 5: Secção transversal.(Mesofilo). 1. Visão geral da NC, parênquima paliçádico (* - face adaxial). 2. Visão ampliada da face abaxial, canais secretores com secreção azulada (associados a idioblastos secretores), epiderme papilosa (seta). 3. Visão ampliada da face adaxial, epiderme papilosa (seta), canais secretores com secreção azulada (associados a idioblastos secretores). 4. Visão geral do pecíolo, epiderme papilosa (seta), canal secretor (*). 5. Visão geral do mesofilo, parênquima paliçádico (*), nervura lateral (seta branca), células isodiamétricas da epiderme da face abaxial (seta cinza), células isodiamétricas da epiderme da face adaxial (seta preta). 6. Visão ampliada do pecíolo, canal secretor com secreção azulada homogênea (seta). 7. Visão ampliada de uma cavidade secretora, células epiteliais (seta cinza), idioblasto (seta preta). CS = Cavidade Secretora.



Figuras 8 a 13: *Schinopsis brasiliensis*. Material fixado em FAA e corado com Sulfato de Azul do Nilo (Nile Blue). 8, 9 e 10: Secções transversais (Nervura Central). 8. Visão ampliada da face abaxial, epiderme papilosa (seta preta), idioblasto cortical (seta branca). 9. Visão ampliada da face abaxial, fibras (seta branca), cutícula espessa (seta preta). 10. Visão ampliada da face abaxial, idioblasto cortical (seta branca) em meio a fibras e idioblasto medular (seta cinza). 11, 12 e 13: Secções transversais (Pecíolo). 11. Visão ampliada do pecíolo, idioblasto medular (seta preta), canal secretor com secreção reativa positivamente para lipídios. 12. Visão ampliada do pecíolo, cavidade secretora, fibras medulares (*). 13. Visão ampliada do pecíolo, córtex, epiderme papilosa (seta), fibras (*). CS = Cavidade Secretora.



Figuras 14 a 19: *Schinopsis brasiliensis*. Material fixado em FAA e corado com Negro Sudão B (Sudan Black B). 14, 15, 16 e 17: Secções transversais (Nervura Central). 14. Visão ampliada da nervura central, padrão organizacional geral (feixe colateral), idioblasto medular (seta). 15. Face adaxial ampliada, cavidades secretoras com secreção densa (setas pretas), epiderme papilosa (seta cinza). 16. Visão ampliada da face abaxial, cavidades secretoras com secreção densa e heterogênea (*). 17. Visão ampliada da face abaxial, fibras (*), idioblasto cortical (seta branca), cutícula (seta cinza). 18 e 19: Secções transversais (Pecíolo). 18. Visão ampliada do cilindro vascular, idioblasto medular (seta). 19. Epiderme papilosa, tricoma tector (seta preta), idioblasto cortical (seta branca). CS = Cavidade Secretora.



5.0 Conclusões

A Caatinga, representante exclusivamente brasileiro do bioma Savana, encontra-se completamente ignorado diante das políticas públicas de programas de conservação da biodiversidade. O elevado grau de endemismo, o valor adaptativo conferido as espécies

vegetais que lhe são exclusivas, denota a importância ecológica e de patrimônio filogenético propriamente catingueiros.

Estudos relacionados à Anatomia e micromorfologia de órgãos vegetativos são escassos para o Estado da Paraíba, fato este promotor da construção das bases firmadoras dos estudos de espécies da família Anacardiaceae na arquitetura anatômica geral de órgãos vegetativos, bem como na especificidade de estruturas secretoras, caráter composicional químico e inferências adaptativas ao condicionamento ambiental da Caatinga.

O nosso estudo confere o primeiro referencial para a Paraíba na descrição estrutural anatômica de órgãos vegetativos, análise histoquímica e inferências adaptativas às elevadas incidências de radiação solar e déficit hídrico. Nesse caso, há uma clara contribuição aos conhecimentos botânicos referentes às espécies da família Anacardiaceae na Caatinga.

Não apenas importância dos pontos de vista anatômico e micromorfológico podem ser enfatizados neste trabalho, mas o respaldo taxonômico é claro, pois a anatomia vegetal é plenamente funcional quanto a diferenciação entre espécies, gêneros e famílias.

O detalhamento através de estudos bioquímicos mais profundos se faz necessário, pois apenas por meio destes torna-se possível o conhecimento geral sobre o espectro composicional químico de *Schinopsis brasiliensis* Engler.

6.0 Referências

AGUILAR-ORTIGOZA, C.J., SOSA, V. & AGUILAR-ORTIGOZA, M. 2003. **Toxic phenols in various Anacardiaceae species**. Economic Botany 57:354-364.

ALQUINI, Y.; BONA, C.; BOEGER, M. R. T.; COSTA, C. G.; BARROS, C. F. **Epiderme**. In Anatomia Vegetal (B. Appezzato-da-Gloria & S.M. Carmello-Guerreiro, eds.) UFV, Vicosá, p.87-107. 2003.

BARBOSA, D.C. de A.; BARBOSA, M.C. de A.; LIMA, L.C.M. de. Fenologia de Espécies Lenhosas da Caatinga.

BARROSO, G.M. *et al.* 2002. **Sistemática das Angiospermas do Brasil**. 2^a. ed. v. 1. Editora UFV, Viçosa-MG, p. 309.

CAIN, A. J. The use of Nile blue in the examination of lipids. **Quarterly Journal of Microscopical Science**, v. 88, p. 383-392, 1947.

CARMELLO, S.M., MACHADO, S.R. & GREGÓRIO, E.A.. **Ultrastructural aspects of the secretory duct development in *Lithraea molleoides* (Vell.) Engl. (Anacardiaceae)**. Revista Brasileira de Botânica 18:95-103. **Crypteroniaceae**. Blumea. v. 37, p. 189-225. 1992.

CARVALHO, P.E.R. **Comunicado Técnico**: Baraúna-do-sertão, *Schinopsis brasiliensis* Engl. ISSN 1517-5030. Colombo-Pr, Julho 2009.

CIRÍACO-DA-SILVA, E.; NOGUEIRA, R.J.M.G.; AZEVEDO-NETO, A.D. de; ZOE-DE-BRITO, J.; CABRAL, E.L. **Aspectos Ecofisiológicos de Dez Espécies em uma Área de Caatinga no Município de Cabaceiras, Paraíba, Brasil**. IHERINGIA, Sér. Bot., Porto Alegre, v. 59, n. 2, p. 201-205, jul./dez. 2004.

CGEE. **Parcerias Estratégias**. Vol.15. N.31. dez 2010. ISSN1413-9375.

FAHN, A. & EVERT, R.F. 1974. **Ultrastructure of secretory ducts of *Rhus glabra* L.** American Journal of Botany 61:1-14.

FAHN, A. 1979 - Secretory tissues in plants. London: Academic Press Inc., 1a. Ed.

FAHN, A. 1990. **Plant anatomy**. 4th ed., Pergamon Press, New York.

FAHN, A.; CUTTER, D. F. **Xerophytes**. Ed. Gerbruder orntraeger, Berlin, p. 176. 1992.

FEDER, N. & O'BRIEN, T.P. 1968. Plant microtechnique: some principles and new methods. *American Journal of Botany* 55 (1): 123-142.

GIULIETTI, A.M.; CONCEIÇÃO, A.A.; QUEIROZ, L.P. (Ed.). 2006. Diversidade e caracterização das fanerógamas do Semiárido brasileiro . Instituto do Milênio do Semiárido. Recife: APNE. p. 47-52.

GIBSON, A.C. 1981. **Vegetative anatomy of *Pachycormus* (Anacardiaceae).** *Botanical Journal of the Linnean Society* 83:273-284.

GUTSCHICK, V.P. **Research reviews:** biotic and abiotic consequences of differences in leaf structure. *New Phytology*. v. 143, p. 3-18. 1999.

HARADA, M. 1937. **On the distribution and construction of the resin canal in *Rhus succedanea*.** *Botanical Magazine* 51:846-56.

JIMENEZ-DIAZ, R. M. **Interacciones planta-hongos: mecanismos de infeccion, patogenesis y resistencia.** In: LLACER, G.; LOPEZ, M. M.; TRAPERO, A., BELLO, A. **Patología vegetal.** Valencia: Phytoma, p. 739-769. 1996.

JOEL, D.M. & FAHN, A. 1980b. Ultrastructure of resin ducts of *Mangifera indica* L. (Anacardiaceae). II. Resin secretion in the primary stem ducts. *Annals of Botany* 46: 779-783.

JOHANSEN, D.A. 1940. *Plant microtechnique.* McGraw-Hill, New York.

JUDD, W.S., CAMPBELL, C.S., KELLOGG, E.A. & STEVENS, P.S. 1999. **Plant systematics:** a phylogenetic approach. Sinauer Associates, Sunderland.

KILL, L.H.P. *et al.* **Biologia Reprodutiva de duas Espécies de Anacardiaceae da Caatinga Ameaçadas de Extinção.**

KOLATTUKUDY, P. E. **Biochemistry and function of cutin and suberin.** *Canadian Journal of Botany*. v. 62, p. 2918-2933. 1984. Laboratories of pure and applied Botany. Translated by L.A. Boodle & F.G. Fritsch, 2v.,

LACCHIA, A.P.S. **Estruturas Secretoras em Órgãos Vegetativos de Espécies de Anacardiaceae: Anatomia, Histoquímica e Ultraestrutura.** Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP). Instituto de Biologia. Campinas; s.n, [2006]. 262p.

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal** (C.H.B.A. Prado, trad.). RiMa Editora, Sao Carlos. 2000.

LEAL, I.R. *et al.* **Mudando o Curso da Conservação da Biodiversidade na Caatinga do Nordeste do Brasil**. MegaDiversidade, vol.1, nº1, Julho 2005.

LEAL, I.R.; SILVA, J.M.C.; TABARELLI, M. **Conservação da Biodiversidade na Caatinga**.

LILLIE, R.D. Acid-fast stains. In: Lillie, R.D. Histopathological technic and practical histochemistry. 3rd ed. London, McGraw-Hill 1965. p. 575-81.

LUO, D. & XU, Y.Y. 1984. **Preliminary study on the blocked laticiferous canals in the bark of *Rhus verniciflua* Stokes**. Scientia Silvae Sinicae 20(4):418-422.

MMARSH, Ministério do Meio Ambiente e Recursos Hídricos. **Programa de Ação Nacional de Combate à Desertificação e Mitigação dos Efeitos da Seca Pan-Brasil**. Convenção das Nações Unidas de Combate à Desertificação e Mitigação dos Efeitos da Seca-CCD. 2004.

MENTINK, H.; BASS, P. **Leaf anatomy of the Melastomataceae, Memecylacea and**

METCALFE, C .F.; CHALK, L. **Anatomy of the Dicotyledons: Leaves, Stem and Wood in Relation to Taxonomy with Notes on Economic Uses**. Vol. I. Oxford: Clarendon Press. p.724. 1950.

METCALFE, C.R, CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**: 2a. Ed.: vol. 2 Wood structure and conclusion of the general introduction. Oxford, Clarendon Press, VI, p. 297. Illus. En Anatomy and morphology. Anatomy and Morphology. 1983.

MORRETES, B. L. 1967. **Contribuição ao estudo da anatomia das folhas de plantas do Cerrado II**. Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade de São Paulo 305(Bot. 22):207-44.

NAIR, G.M.; VENKAIAH, K. & SHAH, J.J. 1983. **Ultrastructure of gum-resin ducts in cashew (*Anacardium occidentale*)**. Annals of Botany 51:297-305.

NARANJO, H.L. & PERNÍA, N.E. 1990. **Anatomia y Ecología de los organos subterrneos de *Anacardium humile* St. Hill. (Anacardiaceae)**. Revista Florestal Venezolana 24:55-76. Oxford, Clredon Press.

OLIVEIRA, M. da C.P. de; OLIVEIRA, G.J. de. **Superação da Dormência de Sementes de *Schinopsis brasiliensis***. *Ciência Rural*, v.38, n.1, p.251-254, jan-fev, 2008.

PAULA, J.E. & ALVES, J.L.H. 1973. **Anatomia de *Anacardium spruceanum* Benth. ex Engl. (Anacardiaceae da Amazônia)**. *Acta Amazonica* 3:39-53.

PAULA, J.E. & HERINGER, P.E. 1978. **Estudo anatômico do fruto *Anacardium curatellifolium* St. Hil. com vistas a sua forma e às bolsas oleíferas**. *Brasil Florestal* 9:33-39.

PAVIANI T. I. 1965. **Contribuição ao conhecimento do gênero *Schinus* L. Anatomia de quatro espécies e uma variedade**. *Revista da Faculdade de Farmácia e Bioquímica de Santa Maria* 11:91-110.

PELL, S.K. 2004. **Molecular Systematics of the cashew family (Anacardiaceae)**. Dissertation, Department of Biological Sciences, Faculty of the Louisiana State University, Louisiana.

PEARSE, A. G. E. *Histochemistry theoretical and applied: preparative and optical technology*. 4.ed. Edinburgh: Churchill Livingstone, 1980. 439 p. PRESS, M. C. **The functional significance of leaf structure: a search for generalizations**. *New Phytology*. v. 143, p. 213-230. 1999.

ROBARDS, K; PRENZLER, P. D.; TUCKER, G.; SWATSITANG, P.; GLOVER, W. **Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits**. *Food Chemistry*. v. 66, p. 401-436, 1999.

SANT'ANNA-SANTOS, B.F.; THADEO, M.; MEIRA, R.M.S.A.; ASCENSÃO, L. **Anatomia e Histoquímica de Estruturas Secretoras do Caule de *Spondias dulcis* Forst. F. (Anacardiaceae)**. *Rev. Árvore* vol.30 no.3 Viçosa May/June 2006.

SAWIDIS, T., DAFNIS, S. & WERYZKO-CHMIELEWSKA, E. 2000. **Distribution, development and structure of resin ducts in *Pistacia lentiscus* var. *chia* Duhamel**. *Flora* 195:83-94.

SOLEREDER, H. 1908. **Systematic anatomy of the dicotyledons**. A handbook for

SZABÓ, L. 1971. **Development of balsam canals and the localization of tannin in some organs of Sumac (*Cotinus coggygia* Scop).** Agrobotanika 11:219-233.

SZABÓ, L. 1971. **Development of balsam canals and the localization of tannin in some organs of Sumac (*Cotinus coggygia* Scop).** Agrobotanika 11:219-233.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal.** 3a. Ed. Porto Alegre: Artmed, 2004.

TEWFIC, H.A., HABIB, A. 1977. **Studies on gland development and distribution in Anacardiaceae: *Mangifera indica*.** Egyptian Journal of Horticulture 4:3-8

TORRES, M. & JÁUREGUI, D. 1999. **Caracterización anatómica foliar de cuatro especies de árboles frutales: *Anacardium occidentale* L. (meyer); *Mangifera indica* L. (mango); *Spondias purpurea* L. (ciruela de huesito) y *Psidium guajava* L. (guayaba).** Ernstia 9:155-173.

TROVÃO, D.M. de B.M.; FERNANDES, P.D.; ANDRADE, L.A. de; DANTAS-NETO, J. **Variações Sazonais de Aspectos Fisiológicos de Espécies da Caatinga.** Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental, v.11, n.3, p.307-311, 2007.

VASSILYEV, A.E. 2000. **Quantitative ultrastructural data of secretory duct epithelial cells in *Rhus toxicodendron*.** International Journal of Plant Sciences 161:615-630.

VENKAI AH, K. 1992. **Development, ultrastructure and secretion of gum ducts in *Lannea coromandelica* (Hout) Merrill (Anacardiaceae).** Annals of Botany 69:449-457.

VENNING, F.D. 1948. **The ontogeny of the laticiferous canals in the Anacardiaceae.** American Journal of Botany 35:637-644.

WOODMAN, R. L.; FERNANDES, G. W. **Differential mechanical defense: herbivory, evapotranspiration, and leaf-hairs.** Oikos. v. 60, p. 11-19. 1991.

WUNNACHIT, W., JENNER, C.F. & SEDGLEY, M. 1992. **Floral and extrafloral nectar production in *Anacardium occidentale*.** (Anacardiaceae): An andromonoecious species. International Journal of Plant Science 153:413-420.

