



CARLOS RENATO SILVA ANDRADE



**MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Mansoa standleyi* (Steyermark.) A. H. Gentry  
(Bignoniaceae)**

**BELÉM – PA  
2008**

**CARLOS RENATO SILVA ANDRADE**

**MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Mansoa standleyi* (Steyerm.) A. H. Gentry**  
**(Bignoniaceae)**

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia e ao Museu Paraense Emílio Goeldi, como parte das exigências do Curso de Mestrado em Botânica, área de concentração Biologia Vegetal Tropical, para obtenção do título de **Mestre**.

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Raimunda da Conceição de Vilhena Potiguara  
Orientadora

**BELÉM – PA**

**2008**  
**CARLOS RENATO SILVA ANDRADE**

**MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Mansoa standleyi* (Steyermark.) A. H. Gentry  
(Bignoniaceae)**

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia e ao Museu Paraense Emílio Goeldi como parte das exigências do Curso de Mestrado em Botânica, para obtenção do título de **Mestre**.

Aprovada em

**BANCA EXAMINADORA**

---

Dr<sup>a</sup>. Raimunda da Conceição de Vilhena Potiguara  
Orientadora  
Museu Paraense Emílio Goeldi-MPEG

---

Dr<sup>a</sup>. Maria das Graças Bichara Zoghbi  
( 1ºexaminador )  
Museu Paraense Emílio Goeldi - MPEG

---

Dr<sup>a</sup>. Fernanda Ilkiu Borges de Souza  
( 2ºexaminador )  
EMBRAPA-CPATU

---

Dr. Marco Antônio Menezes Neto  
( 3ºexaminador )  
Universidade Federal do Pará - UFPA

---

Dr. Benedito Gomes Filho  
Universidade Federal Rural da Amazônia-UFRA  
( Suplente )

BELÉM-PA

2008

**DEDICO**

Aos meus pais: **ZENAIDE SILVA DE ANDRADE E DOUGLAS MATIAS**

**alicerce de minha vida agradeço o carinho e a oportunidade  
de me darem a vida.**

Aos meus Pais e avós: **Alfredo Gomes da Silva e Zuila Vieira  
(in memoriam), pelos ensinamentos ao longo da vida.**

**OFEREÇO**

À minha orientadora **Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. RAIMUNDA DA  
CONCEIÇÃO DE VILHENA POTIGUARA** por toda  
pacientia, dedicação, aprendizado, confiança.

À minha grande e eterna amiga e **Prof<sup>a</sup>. Mestre ANA  
MARIA CRISTINA DE MELLO MENDES** por toda  
pacientia durante esses anos todos.

**MUITO, MUITO OBRIGADO E DEUS AS PROTEJA !**

## AGRADECIMENTOS

Ao *Nosso Senhor Jesus Cristo*, força motriz que me impulsiona o caminhar cotidiano *pari- passu* e que tem mantido-me em retos pensamentos.

À Unidade de Apoio à Pesquisa e Pós-graduação da Universidade Federal Rural da Amazônia - UFRA e Museu Paraense Emílio Goeldi - MPEG, pela oportunidade concedida.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela concessão de bolsa de mestrado.

Ao projeto de pesquisa Biodisponibilidade e avaliação química dos componentes voláteis do cipó-de-alho (*Mansoa alliacea*) no processo 557135/ 2005-2-PPG-7.

Ao Coordenador do Curso de Pós-graduação, Prof. Dr. João Ubiratan dos Santos, por toda a sua dedicação e empenho para com os docentes, discentes e ao próprio curso.

À Chefe da Coordenação de Botânica (CBO) do MPEG, na pessoa da Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Maria de Nazaré Bastos e ao Dr. Mário Augusto Jardim (MPEG), pelo apoio logístico proporcionado à realização desta dissertação.

À Prof<sup>a</sup>. Mestre Ana Maria Cristina de Mello Mendes que me suscitou, na graduação, o interesse por esta bela ciência: a Botânica, e em especial, a Anatomia Vegetal. Minha mãe na Botânica agradeço todos os dias pela sua existência, pelo seu carinho e seus ensinamentos durante todos esses anos de amizade e respeito. Que sorte tê-la conhecido. Muito obrigado!!!

À Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Raimunda Conceição de Vilhena Potiguara: mais que orientadora, cujos ensinamentos e convivência nestes dois anos têm me enriquecido cada vez mais.

À Prof<sup>a</sup>. Mestre Margareth Maia, pelas correções e sugestões ao longo dessa dissertação.

A Pós graduanda Maria José Trindade pelos momentos de amizade, descontração e apoio durante essa caminhada, Avê que bom tê-la como amiga !!!!

Aos Professores que não mediram esforços para atender e transmitir conhecimentos, em especial: Dr. Mário Augusto Jardim (MPEG), Dr. Moacir Dias Filho (EMBRAPA/CPATU), Dr. Ricardo Secco (MPEG), Dr. João Ubiratan (MPEG), Dr<sup>a</sup>. Nazaré Bastos (MPEG), Dr<sup>a</sup>. Léa Carreira e Dr<sup>a</sup>. Raimunda da Conceição de Vilhena Potiguara e Dr<sup>a</sup>. Manoela F. F. Silva (MPEG).

Ao Prof. Dr. Marco Antônio Menezes Neto (UFPA) por ter permitido a utilização dos microscópios e câmara fotográfica do Herbário Normélia Vasconcelos/HF-UFPA.

Ao apoio, incentivo e amizade da Mestre Adalgisa Alvarez (Pesquisadora visitante do MPEG).

À Prof<sup>a</sup>. Mestre Eunice Macedo (UEPA), pelos momentos de descontração e pela co - orientação durante a parte de descrição das lâminas, onde foram tiradas todas as dúvidas observadas e não observadas. Obrigado por tê-la como uma amiga e pela co-orientação.

Ao biólogo, mestrando e amigo Pedro Paulo dos Santos, pelas lâminas histológicas e apoio na realização de uma técnica e outra, além das discussões e sugestões de grande importância para construção dessa dissertação, muito obrigado.

Ao Mestre Rolf Junior Silva, pelo auxílio e dedicação na obtenção das imagens em Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV).

Ao Luiz Cláudio, pela produção do summary.

Ao ilustrador científico Carlos Alvarez, pelos desenhos em planta baixa.

À Irene Penna, pelas cópias ao longo dessa dissertação, muito obrigado.

As Sras. Lúcia Ramos e Wanda Santos, pela a incorporação das exsicatas no Herbário João Murça Pires/MG (MPEG).

À secretaria Dagmar Mariano (Curso de Pós-graduação em Botânica Tropical - MPEG) pela atenção dispensada em todos os momentos solicitados.

Às bibliotecárias Edna Pinheiro e Graça Figueiredo (MPEG)), pela atenção e excelente atendimento.

E a todos aqueles que de alguma maneira contribuíram para a finalização desta pesquisa.

*Muito obrigado!*

*Carlos Renato Silva Andrade*

## SUMÁRIO

<b>LISTA DE FIGURAS</b>	<b>IX</b>
<b>LISTA DE QUADROS</b>	<b>XIV</b>
<b>RESUMO</b>	<b>15</b>
<b>SUMMARY</b>	<b>16</b>
<b>1. INTRODUÇÃO</b>	<b>17</b>
<b>2. REVISÃO DE LITERATURA</b>	<b>21</b>
2.1. DISTRIBUIÇÃO, DIVERSIDADE E IMPORTÂNCIA DA FAMÍLIA BIGNONIACEAE	21
2.1.2. ASPECTOS ANATÔMICOS DA FAMÍLIA BIGNONIACEAE	22
2.1.3. HÁBITO E ASPECTOS ECOLÓGICOS DA FAMÍLIA BIGNONIACEAE	24
2.1.4. ASPECTOS MORFOLÓGICOS DA FAMÍLIA BIGNONIACEAE	25
2.1.5. INFORMAÇÕES TAXONÔMICAS E ETNOBOTÂNICAS SOBRE <i>Mansoa standleyi</i>	26
<b>3. MATERIAL E MÉTODO</b>	<b>28</b>
3.1. ÁREA DE ESTUDO	28
3.2. Coleta do material	28
3.3. Análise morfológica	28
3.3.4. Análise anatômica	29
3.4.1. Diafanização	29
3.4.2. Dissociação de epidermes	29
3.4.3. Secções histológicas	30
3.4.4. Maceração	33
3.5.1. Microscopia fotônica	33
3.5.2. Microscopia eletrônica de varredura	33
3.5.3. Testes histoquímicos	34
3.5.4. Índice quantitativo das estruturas secretoras	34
<b>4. RESULTADOS E DISCUSSÃO</b>	<b>36</b>
4.1. ASPECTOS DA MORFOLOGIA DE <i>Mansoa standleyi</i>	36
<b>4.2. ASPECTOS ANATÔMICOS DE <i>Mansoa standleyi</i></b>	<b>40</b>

<b>4.2.1. RAIZ</b>	40
<b>4.2.2. CAULE</b>	45
<b>4.2.3. PADRÃO DE VENAÇÃO</b>	50
<b>4.2.4. SUPERFÍCIE DA LÂMINA FOLIOLAR</b>	52
<b>4.2.5. NERVURA CENTRAL</b>	62
<b>4.2.6. MARGEM</b>	68
<b>4.2.7. PECÍOLO</b>	71
<b>4.2.8. PECIÓLULO</b>	76
<b>4.2.9. GAVINHAS</b>	80
<b>4.2.10. ÍNDICE QUANTITATIVO DAS ESTRUTURAS SECRETORAS</b>	82
<b>5. CONCLUSÃO</b>	85
<b>6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	86

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 01. Mapa dos locais de coletas de *Mansoa standleyi*. 31
- Figura 02. **A:** Hábito de *Mansoa standleyi* e secções histológicas das regiões para estudos anatômicos nos órgãos vegetativos, **B:** detalhes das secções histológicas nos folíolos e seus componentes. 32
- Figura 03. Quadrantes utilizados para análise quantitativa em MEV das estruturas secretoras de *Mansoa standleyi*. 35
- Figura 04. *Mansoa standleyi* - **A:** visão geral da flor Andrógina de *Mansoa standleyi*, **B:** inflorescência axial, **C:** cálice gamossépalo, **D:** estames homodínamos e estaminóides, **E:** estiletes e discos nectaríferos, **F:** ovário com lóculos biloculares, **G:** fruto capsular oblongo, **H:** gavinhas espiraladas. 37
- Figura 05. *Mansoa standleyi* - **A:** detalhe da corola gamopétala, **B:** disposição da inflorescência do tipo cacho, **C:** inflorescência axial. 39
- Figura 06. Raiz em corte tangencial e transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** periderme (Pe), lenticelas (Le) (40x) **B:** região cortical com raios parenquimáticos (Rp), poros solitários (Ps), parênquima paratraqueal escasso (Pp) (40x), **C:** medula com poros (Po) (40X), **D:** amido nos raios parenquimáticos (10x). 40
- Figura 07. Corte transversal e tangencial da raiz de *Mansoa standleyi* - **A:** amido nos raios parenquimáticos (Am) (100x), **B:** pontuações intervaseculares (Pi) (40X), **C:** fibras libriformes, **D - E:** macerado de raiz placas de perfurações simples (Pl) sem apêndice e com apêndices bifurcados (100x), **F:** células procumbentes, quadradas e eretas (40x). 43
- Figura 08. Caule em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** revestimento epiderme (Ep) periderme (Pe) (40X), **B:** detalhe da epiderme e periderme (40X), **C:** região cortical (RCo) (100X), **D:** felogênio(Fl) e feloderme (Fe), ninhos de fibras (Nf) (100X), **E:** região medular (rm) e cortical (100X). 46

Figura 09. Caule em corte longitudinal de *Mansoa standleyi*. - **A:** tricoma tector (Tt), epiderme (Ep); súber (S) e camada de células colenquimáticas (Co), **B:** células parenquimáticas (Cp), **C:** fibras libriformes (Fl) (40X); **D:** macerado de elementos de vaso com placas de perfurações simples (Pps) e fibras libriformes (Fli) (40X).

Figura 10. *Mansoa standleyi* - padrão de venação (arquitetura foliolar), **A:** aspecto geral padrão broquidodrómo, nervuras primária (Np), secundária (Ns), terciária (Nt) e nervura pseudo-secundárias (Nps), **B:** aréolas (Ar), **C:** nervuras secundárias (Ns), **D:** nervuras secundárias formando arcos (arc), **E:** terminações dicotômicas (Td).

Figura 11. Corte transversal da epiderme abaxial de *Mansoa standleyi* - **A:** detalhe das paredes heterodimensionais, **B:** depósito de cera conspícua (Ce), **C:** estrutura secretora tricomas glandular (Tg); em aspecto de roseta sobre as nervuras secundárias e cutícula estriada, **D:** detalhe da estrutura secretora e de suas células contendo conteúdos lipofílicos (40X).

Figura 12. **A:** Vista frontal da epiderme adaxial de *Mansoa standleyi* em MEV do tricoma com cera, **B:** tricoma tector tricelular com revestimento e parede espessa (40X).

Figura 13. Corte transversal da epiderme abaxial de *Mansoa standleyi* - **A:** detalhe dos estômatos anomocítico (Ea) em contraste de fase (40X), **B:** poro estomático (Po) e depósito de cera (Ce) sobre as células companheiras.

Figura 14. Corte transversal da lâmina foliolar de *Mansoa standleyi* - **A:** visão geral (Me) (10X), **B:** macroesclereídeos (Ma) (20x), **C:** tricoma glandular constituído por pé, cabeça, base (Tr) (100X), **D:** cutícula estriada, câmera subestomática (CSe) estômato anomocítico (Ea), em corte transversal (100X), **E:** mesofilo do tipo dorsiventral, feixe vascular colateral fechado (Fvc), bainha parenquimática (Bp) e bainha esclerenquimática (Be) (40X), **F:** detalhe do parênquima lacunoso (Pl)(40X), **G:** amido no parênquima amilífero distribuído linearmente entre as células do parênquima paliçádico e lacunoso (40X).

Figura 15. Macerado de folíolo de *Mansoa standleyi*, **A**; macroesclereídeo, **B**: esclereídeo em aspecto de foice, **C**: osteoesclereídeo, **D**: astroesclereídeo, **E**: macroesclereídeo duplamente bifurcado, **F**: fibras libriformes.

60

Figura 16. Nervura central em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A**: visão geral da nervura central (NC) (4X), **B**: fusão da NC com o mesofilo (10X), **C**: revestimento, região cortical (rc) e medular (rm), traços foliares (Trf) (40X), **D**: revestimento com células de aspecto papiloso, colênquima anelar (co) na região adaxial (40X), **E**: região cortical com células de aspecto lobado (40X), **F**: distribuição da camada amilífera ao longo da lâmina foliolar e nervura central (40X).

63

Figura 17. Nervura central em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A**: região cortical (RCo), feixes vasculares colaterais fechados (Fx) (10X), **B**: epiderme abaxial epiderme com espessa cutícula revestimento, colênquima anelar (Ca), células parenquimáticas (cp) (40X), **C**: câmbio em divisão (Câ), metaxilema (Mt) e protofloema (Pf) (100X), **D**: detalhe do câmbio e floema segmentado (100X).

64

Figura 18. Cristais encontrados no mesofilo em *Mansoa standleyi* MEV - **A**: drusas, **B**: monocristais, **C**: estilóides, **D**: monocristais prismáticos observados em diafanização (40X).

65

Figura 19. Gráfico da composição química dos cristais Energy Dispersive Spectroscopy (EDS) encontrados em *Mansoa standleyi*.

66

Figura 20. Folíolo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A**: margem involuta (MI) (20X), **B**: tricoma glandular (TG) (20x), **C**: nectário em corte transversal com células em paliçadas (40X), **D**: MEV nectário incrustado na epiderme adaxial.

69

Figura 21. Pecíolo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A**: visão geral do pecíolo (10X), **B**: epiderme (ep), periderme (pe) e córtex (cort) (10X), **C**: cutícula estriada (cu) (100X), **D**: detalhe do tricoma tector tricelular com parede espessa (tt) (100X).

72

Figura 22. Pecíolo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** tricoma glandular (Tg) (100X) 73  
**B:** idioblastos (100X), **C:** parênquima frouxo (pf) (100x), **D:** feixe vasculares fundidos anfivasal (Fv).

Figura 23. Peciólulo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** detalhe da periderme de fora para dentro súber, felogênio e feloderma, **B:** região cortical com feixes colaterais abertos (Fx) (40X), **C:** detalhe da região cortical (Rc) (40X), **D:** formação do câmbio (Câ) com células em divisão (40X). 74

Figura 24. Peciólulo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A - B:** visão geral detalhe dos feixes variados proximal e distal, **C:** tricoma tector tricelular, **D:** revestimento uni - estratificado, tricomias glandulares (Tg) camada colenquimática anelar (Co), idioblastos fibrosos (I), **E:** feixes vasculares anfivasais (Fx), **F:** presença de substâncias lipofílicas. 76

Figura 25. Peciólulo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** revestimento (40X), **B - C:** detalhe da cutícula estriada (100X), **D:** região cortical (rc) (10X), **E:** região cortical (rc) e medular (rm) com feixes anfivasais, **F:** detalhe das fibras. 77

Figura 26. Peciólulo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** metaxilema interno (100X), **B:** células do câmbio em divisão (100X), **C:** células arredondadas da medula e metaxilema em divisão (Mt) (100x), **D:** feixes vasculares anfivasais (Fx) (100x). 78

Figura 27. Corte transversal das gavinhas em *Mansoa standleyi* - **A:** visão geral do corte anatômico visando o revestimento, região cortical e medular (10X), **B:** detalhe da epiderme (ep), lenticela (Le), periderme (pe), ninhos de fibras, raios parenquimáticos, região medular com células arredondadas (40X), **C:** detalhe das células do câmbio em plena divisão (cd) (100x). 80

Figura 28. Gráfico representando a distribuição quantitativa das estruturas secretoras nos órgãos vegetativos de *Mansoa standleyi*. 83

**LISTA DE QUADROS**

Quadro 1 Testes histoquímicos empregados nos órgãos vegetativos para identificação de 34 substâncias ergásticas.

**MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Mansoa standleyi* (Steyerm.)****A. H. Gentry (Bignoniaceae)****RESUMO :**

As espécies do gênero *Mansoa* A. H. Gentry (Bignoniaceae) são freqüentemente utilizadas na região amazônica, principalmente pela população ribeirinha, como plantas aromáticas. Este gênero apresenta uma grande complexidade taxonômica, devido às semelhanças morfológicas de suas espécies. A anatomia pode ser um recurso para auxiliar a distinção deste táxon. Com isso, o objetivo do presente trabalho foi caracterizar anatomicamente a espécie *Mansoa standleyi* (Bignoniaceae), através das técnicas usuais em anatomia vegetal, além de determinar o índice quantitativo das estruturas secretoras por meio de microscopia eletrônica de varredura (MEV). Os resultados obtidos indicaram que essa espécie possui depósitos de cera nos órgãos vegetativos: raiz, caule e folíolos, os quais são cobertos por cutícula estriada. Os feixes vasculares variam de colateral a bicolonial podendo ser abertos ou fechados, possuindo ou não bainhas parenquimáticas. Os tricomas podem ser glandulares ou não. Os glandulares são peltados constituídos por dezesseis células com conteúdos lipofílicos. O padrão de venação dos folíolos é do tipo broquidódromo. A raiz e o caule apresentam organização tecidual em crescimento secundário. As gavinhas possuem organização estrutural semelhante ao do caule. Para quantificar as estruturas secretoras utilizou-se a metodologia dos quadrantes em MEV, observando-se que as estruturas possuem uma ampla variação na distribuição, desde a margem até a nervura central. A morfologia mais comum dessas estruturas é a de roseta constituída geralmente de dezesseis células. Os maiores índices quantitativos de estruturas secretoras se encontram na região basal da epiderme abaxial principalmente nos folíolos. As características descritas, as mesmas poderão ser úteis como subsídios à identificação de táxons do gênero *Mansoa*.

**Palavras-Chave:** *Mansoa*, Amazônia, anatomia de órgãos vegetativos, índice de estruturas secretoras.

**ANATOMY OF THE VEGETATIVE PARTS OF *Mansoa standleyi* (Steyerm.)****A. H. Gentry (Bignoniaceae)****SUMMARY:**

The species of the genus *Mansoa* has been used by the Amazon's people mainly due to their aromatic properties. This genus shows a very complex taxonomy because of the morphological similarities of their species. The Anatomy can be a useful to help to distinguish this taxa. This fact prompted us to study the morphological and taxonomic aspects of *Mansoa standleyi* through the usual techniques used in scanning electron microscopy (SEM). The results indicated that this species has a great accumulation of wax in several vegetative parts of the plant: roots, stems and leaflets, that are covered by a striate cuticle in the leaflets closed the stomats; the vascular bundles changes from colateral to bicolateral, can be open or closed, and have or not parenchymatic sheats. Glandular trichomes are present or not. The glandular trichomes are peltate and showed sixteen cells containing lipophilic substances. The pattern of venation of the leaflets is of the broquidodromus-type. The root and stem have anatomic characteristics similar to the wood since it shows secondary growth. The tendrils have organization similar of the stems. To calculate the secretory structures index it was used the quadrant method in SEM noting the structures have a large variation in their distribution from the margin to the central rig. The most common morphology of this structures is like-rose that is usually composed by sixteen cells. It was observed that the major index of the secretory structures was found in the basal region of the abaxial epiderm mostly in the leaflets. According to the described characteristics we concluded that they can be useful on the identification of taxons of the genus *Mansoa*.

Key words: *Mansoa*, Amazon, anatomy of vegetative organs, index of secretory structures.

## 1. INTRODUÇÃO

A diversidade vegetal na floresta amazônica é uma das maiores do mundo e neste universo ocorrem várias espécies com diferentes propriedades, que são utilizadas de maneiras distintas pela população. Entre essas plantas destacam-se as aromáticas, as medicinais, as fibrosas, as oleaginosas, as ornamentais, além daquelas usadas como corantes na culinária.

Esse importante bioma amazônico constitui a maior reserva florestal primária do planeta, com número elevado de espécies endêmicas, que vêm sofrendo nas últimas décadas um intenso processo de degradação frente às intervenções antrópicas, geralmente de forma irracional e não sistematizada.

Na tentativa de diminuir a falta de conhecimento desse ecossistema, são necessárias ações diretas e indiretas direcionadas por várias áreas da ciência, onde se inclui a botânica e áreas afins, mais especificamente a anatomia vegetal, cujos estudos auxiliam no entendimento dos aspectos estruturais dos órgãos vegetativos e reprodutivos dessas espécies com propriedades aromáticas, possibilitando o melhor conhecimento sobre as adaptações da planta a diferentes condições ambientais e no auxílio na determinação das tendências evolutivas, principalmente das espécies aromáticas. Através da anatomia pode-se explicar as relações taxonômicas entre as espécies que sofreram modificações ao longo do tempo para garantir sua perpetuação e discriminação através de suas estruturas anatômicas. Monteiro (1986) descreveu a anatomia vegetal como uma ferramenta para caracterização ultra-estrutural de plantas medicinais e aromáticas, destacando as estruturas secretoras e seus componentes químicos exudados, como óleos presentes em tricomas glandulares, os quais podem ser utilizados no processo da industrialização.

Maia *et al.*, (1998), em trabalho pioneiro na região amazônica relataram cerca de 184 espécies de plantas aromáticas que são usadas popularmente em sachês, defumações e banhos aromáticos.

Vários caminhos evolutivos foram propostos em relação às estruturas onde ocorrem a biossíntese dos óleos, geralmente encontrados em células oleíferas e que são abundantes em angiospermas dicotiledôneas, principalmente nas famílias Asteraceae, Apiaceae, Lamiaceae, Lauraceae, Myrtaceae, Myristicaceae, Piperaceae, Rutaceae e Bignoniaceae (GOTTLIEB & SALATINO, 1987). Ainda nesta linha de pensamento Simões & Schenkel (2003) descreveram que

nas dicotiledôneas pode-se observar uma evolução morfológica, já que o acúmulo dos óleos essenciais passaram evolutivamente de célula oleífera à cavidade ou canal e tricomas glandulares.

Nas últimas décadas vários trabalhos sobre estruturas secretoras em plantas aromáticas foram realizados como: Strasburger (1924), Fahn (1979, 1988), Bentley & Elias (1983) e Rodriguez *et al.*, (1984). Outros trabalhos relevantes são de Monteiro (1986), Machado & Gregório (1992), Carmello *et al.*, (1995).

Para Esaú (1977) e Fahn (1979, 1988, 1990) as estruturas secretoras são células individualizadas ou agrupadas que variam quanto à morfologia, anatomia, função, posição e classe de substâncias que secretam e apresenta fisiologia complexa, o que dificulta sua classificação. Além disso, estes autores citam que morfologicamente as células excretoras apresentam núcleos relativamente grandes, vacúolos pequenos e numerosos, citoplasma denso com inúmeras mitocôndrias, sendo que a quantidade de outras organelas é relativa de acordo com a quantidade do produto secretado.

Esaú (1972) relatou que a classificação das estruturas exudantes pode ser externas ou internas de acordo com a posição que ocupam na planta. As externas são os tricomas glandulares, as glândulas, os nectários, os osmóforos e os hidatódios, enquanto que as internas são células secretoras individualizadas, cavidades e canais secretores e laticíferos.

Castro (1987) citou a importância de registrar o conhecimento das estruturas secretoras tanto do ponto de vista da sua organização, quanto do funcionamento no corpo do vegetal e do tipo de material eliminado.

As substâncias responsáveis pelos odores, de origem natural ou sintética, são conhecidas como essência ou óleo essencial e ambas são utilizadas industrialmente na produção de perfumes e cosméticos. Os óleos essenciais têm sido utilizados como fármacos e no combate a fungos e bactérias (CARDOSO *et al.*, 2000).

Craveiro & Machado (1986) e Harbone (1993) relataram que os óleos essenciais são importantes na proteção contra predadores, atração de polinizadores, proteção contra perda de água e no aumento da temperatura. Por outro lado, a composição química do material produzido pelas estruturas secretoras é bastante complexa e discutida. Estruturas semelhantes podem eliminar tipos diferentes de compostos químicos há também o caso da mesma estrutura ter a capacidade de exudar mais de um tipo de substância.

Para Fahn (1979) os compostos semelhantes podem ser eliminados por diferentes tipos de estruturas secretoras, como é o caso de materiais lipofílicos, que podem ser excretados por tricomas ou canais. Sendo assim, estudos detalhados das células secretoras permitem avaliar tanto a dinâmica do processo secretor, como fazer a correlação entre a estrutura e o funcionamento de determinadas organelas envolvidas na eliminação de compostos.

Estudos realizados por Esaú (1972) e Fahn (1979) citaram que várias substâncias podem ser secretadas, tais como, açúcares, alcalóides, taninos, resinas, cristais, enzimas, hormônios além de terpenos (óleos essenciais), gorduras e flavonóides. Dentre esses compostos, destacam-se os terpenos como o grupo mais importante de substâncias secretadas. Segundo Costa *et al.*, (1999) a crescente demanda de plantas aromáticas e medicinais no país tem favorecido a entrada no mercado de um elevado número de marcas comerciais de drogas vegetais, fitoterápicos e fitocosméticos. Diante disso, Svoboda & Svoboda (2000) sugeriram que estudos sobre a descrição anatômica detalhada eram relevantes para verificar a autenticidade de uma espécie e detecção de substituição ou adulteração.

Levando em consideração, a escassez de estudos mais detalhados sobre as espécies aromáticas, pesquisadores do MPEG desenvolveram o projeto “Biodisponibilidade e avaliação química dos componentes voláteis do cipó-de-alho” (*Mansoa alliacea*) processo 557135/2005-2-PPG-7. Durante a execução do mesmo, não foi encontrado *Mansoa alliacea* nos municípios visitados do nordeste paraense, pois, até então só havia relatos de *Mansoa alliacea* como cipó de alho. Entretanto, observaram *Mansoa standleyi*, uma espécie estreitamente relacionada à *Mansoa alliacea* e que até então, não havia sido relatado a ocorrência no Pará (Zoghbi *et al.*, 2008). Diante dessa problemática *Mansoa standleyi* passou ser objeto desta dissertação. Ainda mais, que não havia informações anatômicas e muito menos sobre a organização estrutural dos órgãos vegetativos e das estruturas secretoras da mesma.

Neste trabalho foram visualizadas as seguintes hipóteses: - a organização estrutural da *Mansoa standleyi* é comum às características da família Bignoniaceae; - as estruturas secretoras distribuem-se uniformemente no corpo vegetativo da referida espécie. Norteando assim, os seguintes objetivos.

- 1) Descrever a organização estrutural dos órgãos vegetativos em nível de microscopia de luz e eletromicrografia.

2) Analisar e descrever a superfície do limbo foliolar, a organização dos tecidos do caule e da raiz.

3) Identificar por meio de testes histoquímicos, substâncias ergásticas e de outros compostos presentes nos tecidos vegetativos.

4) Quantificar através de MEV as estruturas secretoras.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. DISTRIBUIÇÃO, DIVERSIDADE E IMPORTÂNCIA DA FAMÍLIA BIGNONIACEAE.

A família Bignoniaceae, cujo nome se origina da homenagem realizada por Linneu ao padre e sábio francês João Paulo Bignon, bibliotecário de um rei francês do século XVII, comprehende cerca de 104 gêneros e 860 espécies distribuídas em regiões tropicais e subtropicais, com raros representantes em regiões temperadas (FISCHER *et al.*, 2004). Encontra-se dividida em oito tribos, das quais quatro ocorrem no Brasil, sendo representadas por 51 gêneros, dentre os quais 40 pertencentes à Bignonieae. Segundo Lohmann (2004), a maioria dos seus representantes encontra-se na região dos Neotrópicos, com cerca de 80 gêneros e 600 espécies.

Na região amazônica a família Bignoniaceae é referida entre as mais importantes e diversas (GENTRY 1982; LOHMAN *et al.*, 1999). Os trabalhos que se destacam na Amazônia são: Maia *et al.*, (2000) sobre a composição química dos óleos essenciais de 123 espécies aromáticas na Amazônia e o de Zoghbi *et al.*, (2000).

As Bignoniaceae figuram entre as principais famílias de árvores e lianas que contribuem com a riqueza nos Neotrópicos (GENTRY, 1988a). Em inventários realizados em parcelas de 0,1 ha em florestas secas de planície, Bignoniaceae foi à segunda família em número de espécies (depois de Leguminosae) e nestas áreas são predominantemente lianas (GENTRY, 1988a). Também na África e Ásia, as Bignoniaceae encontram-se entre as quinze famílias mais representativas das florestas tropicais de planície (GENTRY, 1988b). O número de espécies e gêneros da família é alto nas florestas tropicais com fortes estações secas decrescendo nas regiões de elevada altitude e nas zonas temperadas (GENTRY, 1992).

Do ponto de vista reprodutivo as Bignoniaceae estão caracterizadas principalmente pelos trabalhos pioneiros de Gentry (1974a; 1974b; 1976) que demonstraram os diferentes padrões da morfologia floral das Bignoniaceae estão vinculados a cinco grupos de vetores de pólen (morcegos, beija-flores, mariposas e borboletas, abelhas de pequeno, médio e grande porte). O referido autor, em seus estudos sobre padrões fenológicos, observou e descreveu quatro padrões distintos para as Bignoniaceae da América Central (posteriormente utilizados por diversos autores para outros grupos

vegetais), concluindo que a alta diversidade dessas espécies parece estar relacionada aos diferentes padrões fenológicos apresentados.

Paralelamente aos trabalhos de Gentry, destacam-se ainda estudos de biologia reprodutiva (VIEIRA & GOMES, 1992; GOBATTO-RODRIGUES & STORT, 1992), sobre o sistema de auto-incompatibilidade (GIBS & BIANCHI, 1993, 1999; BITTENCOURT JR. *et al.*, 2003) dos nectários extraflorais (ELIAS & GELBAND, 1975, 1977; ELIAS & PRANCE, 1978; ELIAS, 1983) e polinização (BARROWS, 1977; WHITHAM, 1977; STEPHENSON & THOMAS, 1977; BERTIN, 1982; BARROS, 2001). Os autores supracitados incluem maior número de lianas na Amazônia, sendo classificadas como euripolínicas, descrevendo que seus gêneros são de difícil identificação. Uma possível alternativa para solucionar essa problemática é a realização de estudo dos grãos de pólen que poderá fornecer importante subsídio a taxonomia.

A importância econômica da família está na horticultura, com muitas espécies cultivadas pelas suas flores; algumas espécies de *Tabebuia* e de outros gêneros são importantes para serem utilizadas em serrarias com potencial econômico e *Crescentia* onde a casca do fruto é utilizada na confecção de cuias (GENTRY, 1988a).

### 2.1.2. ASPECTOS ANATÔMICOS DA FAMÍLIA BIGNONIACEAE

Estudos realizados por Gentry (1974a, 1974b, 1976, 1980, 1990) e Gentry & Tomb (1979) correlacionam as estruturas taxonômicas de coleções de herbários.

Características anatômicas foram usadas como caracteres taxonômicos. Gentry (1974a) acreditava que estruturas anômalas de raízes eram um excelente indicador de afinidades entre as Bignoniaceae. Gentry (1980) também comentou a utilidade taxonômica dos caracteres das cascas de árvores, tais como a presença e tipo de lenticelas e nuances da textura. Para Fahn (1974) os caules de muitas espécies de lianas possuem anatomia pouco comum, resultado de um crescimento secundário anômalo.

A anatomia de plantas trepadeiras incluindo as lianas, é resultado de processo de seleção para o desenvolvimento de estruturas específicas, que facilitam o transporte eficiente e seguro de água e sais minerais a longa distância, além da flexibilidade e resistência que pode ocorrer devido a danos

ocasionados, como por exemplo, a quedas das árvores, a ação de animais ou qualquer outro fator. (LEV-YADUN, 1999).

Para Bamber & Welle (1994) a formação de tecidos anômalos surge como consequência das divisões cambiais irregulares. De acordo com Cutler & Cutler (1987) muitas dicotiledôneas, notavelmente as lianas, apresentam este tipo de estrutura secundária, tais como caules aplastados ou fissurados, floema intraxilar, grupos de vasos de xilema secundário dispostos em uma matriz de parênquima e cilindros concêntricos de xilema secundário rodeados por uma série de câmbios concêntricos que é chamada de anômala e que resulta de três possibilidades, além de câmbio do tipo normal que origina arranjos raros de xilema e floema secundários, ou um câmbio situado anormalmente e portanto, originando arranjos anormais dos tecidos, ou ainda a formação de câmbios acessórios ou adicionais.

Modesto & Siqueira (1981) consideraram que os tipos de crescimento secundário anômalo variam muito e embora sejam normais nas plantas em que ocorrem, não estão restritos aos caules, ocorrendo também em muitas raízes e caules tuberosos e rizomas, sendo que nos caules trepadores proporcionam maior resistência a deformações.

Os trabalhos relacionados à anatomia de lianas estão representados em nível de família e em alguns casos, de gêneros, como os realizados por Dadswell & Record (1936), Hess (1936), Chalk & Chattaway (1937), Record (1938a, 1938b), Williams (1938), Cockrell (1941), Record & Hess (1949), Metcalfe & Chalk (1950), Mennega (1997) e Carlquist (1988). Também foram realizados alguns estudos de anatomia comparativa entre anatomia xilemática de lianas e árvores (EWERS *et al.*, 1987; GASON & DOBBINS, 1991; BAMBER & WELLE, 1994; ARAQUES *et al.*, 2000).

Autores como Pianizza (1967) e Costa (1995) contribuíram com a descrição e a organização morfoanatômica do jacarandá (Bignoniaceae); Gason & Dobbins (1991) e Santos & Miller (1992) descreveram detalhadamente a organização anatômica de madeira da família Bignoniaceae, mostrando a organização morfoanatômica de algumas espécies de *Tabebuia*. Santos *et al.*, (2001) descreveram a anatomia da casca de *Tabebuia cassinoides* (Lam.) DC.; Costa (1995) descreveu a morfoanatomia da semente e plântula de *Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nicholson. Costa *et al.*, (2001) caracterizaram anatomia do desenvolvimento do pericarpo de *Tabebuia ochracea* (Cham.) Standl.

### 2.1.3. HÁBITO E ASPECTOS ECOLÓGICOS DA FAMÍLIA BIGNONIACEAE

As Bignoniaceae são trepadeiras lenhosas conhecidas comumente como cipós ou lianas, e seus ramos usam árvores ou outras lianas como suporte. Podem atingir o dossel da floresta e se desenvolver muito, entrelaçando-se em várias árvores (PUTZ *et al.*, 1984; PUTZ & CHAI, 1987) e podendo atingir diâmetro de aproximadamente 15 cm e comprimento de até 70 m (JACOBS, 1988), já que suas copas podem ser tão grandes como a das árvores que as sustentam. Constituem uma parte significativa da biomassa da floresta (ACEVEDO-RODRÍGUEZ & WOODBURY, 1983; GENTRY, 1983) e de sua área foliar (PUTZ, 1983) e, acabam competindo com as árvores, além de interferir na sua simetria de crescimento e taxas de mortalidade. Pelos efeitos potenciais sobre as árvores, as lianas sempre foram consideradas pragas do ponto de vista do manejo florestal e, além disso, as plantas trepadeiras são componentes importantes das comunidades florestais. Embora ocorram em praticamente qualquer tipo de clima e comunidade vegetal onde existiam árvores capazes de sustentá-las, as trepadeiras são mais abundantes e apresentam uma variedade maior de formas e tamanhos nos trópicos. Mais de 90 % de todas as espécies trepadeiras conhecidas no mundo estão restritas às regiões tropicais (WALTER, 1971).

O aspecto ecológico faz da Bignoniaceae uma das mais importante família de lianas da América tropical (GENTRY, 1990). Representantes desta família são particularmente freqüentes no norte da América do Sul, com poucos gêneros ocorrendo na África, Madagascar e Ásia; somente dois gêneros ocorrem simultaneamente no Novo e Velho Mundo-*Campsis* e *Catalpa* (SCHNEIDER & LONDERO, 1965). Ecologicamente, *Mansoa alliacea* pode ser cultivada em consórcio com *Cedrela odorata* L. (cedro), possibilitando ao controle biológico (74 %) do ataque por *Hipsiphyla grandella* Zeller (ARANA, 2005).

#### 2.1.4. ASPECTOS MORFOLÓGICOS DA FAMÍLIA BIGNONIACEAE

A família Bignoniaceae é caracterizada por possuir flores vistosas, corola e cálice do tipo simpétalo podendo ser única ou formar inflorescência do tipo axilar terminando em um tubo conspícuo. Apresentam cinco lóbulos geralmente imbricados, estames introduzidos no tubo da corola do tipo didinámos (2) 4 (5) e um estaminóide. Possuem geralmente anteras com uma ou duas tecas, são divergentes e encontram-se presos no lado adaxial do tubo da corola. O ovário é cilíndrico do tipo súpero. A maioria das espécies de Bignoniaceae possui flores com um disco anular nectarífero bem desenvolvido na base (GENTRY, 1982; THOMAS & DAVE, 1992; GALETTO, 1995; RIVERA, 2000). O fruto é capsular com deiscência perpendicular ou paralela ao septo, o fruto do tipo baga, as sementes sem endosperma com cotilédones do tipo foliáceos, as folhas opostas e compostas sem estípulas e com gavinhas. O caule possui freqüentemente zonas glandulares interpeciolares, escamas externas nas gemas axilares às vezes pseudoestipulares (GENTRY, 1992; BARROSO *et al.*, 1986, 1999; GENTRY, 1973).

## 2.2. INFORMAÇÕES TAXONÔMICAS E ETNOBOTÂNICAS SOBRE *Mansoa standleyi*.

Segundo Gentry (1980) a espécie *Mansoa standleyi* está situada nas seguintes categorias taxonômicas.

Reino: Plantae.

Subreino: Tracheobionta.

Superdivisão: Spermatophyta.

Divisão: Magnoliophyta.

Classe: Magnoliopsida.

Subclasse: Asteridae.

Ordem: Scrophulariales.

Tribo: Bignonieae.

Família: Bignoniaceae.

Gênero: *Mansoa* A. H. Gentry.

Espécie: *Mansoa standleyi* (Steyermark) A. H. Gentry.

De acordo com revisão recente realizada por Lohmann (2007) o gênero *Mansoa* é composto por 19 espécies: *Mansoa acuminatissima*, *Mansoa alliacea*, *Mansoa angustidens*, *Mansoa difficilis*, *Mansoa erythraea*, *Mansoa glaziovii*, *Mansoa hirsuta*, *Mansoa hymenaea*, *Mansoa kerere*, *Mansoa lanceolata*, *Mansoa laevis*, *Mansoa montecillensis*, *Mansoa onahualcoides*, *Mansoa onohualcoides*, *Mansoa parvifolia*, *Mansoa schwackei*, *Mansoa standleyi*, *Mansoa truncata* e *Mansoa ventricosa*, que ocorrem nas regiões temperadas e neotropicais. A espécie *Mansoa standleyi* possui três sinônimas: *Pseudocalymma standleyi* Steyermark 1947, *Pseudocalymma alliaceum* var. *macrocalyx* Sandw e *Pachyptera standleyi*.

*Mansoa standleyi* é conhecida no Pará pela denominação popular de “cipó d’alho”, sendo cultivada em quintais e jardins para uso medicinal e ornamental (ZOGHBI *et al.*, 2008). Nas Guianas

a decocção do seu caule tem sido usada em banhos para tratar fadiga ou lombalgia; na guiana Francesa os Wayapi usam o caule macerado como inseticida contra formigas; os Tikuna da Colômbia usam as folhas para tratar febres e dores de cabeça, enquanto os Waorani do Equador usam os caules e folhas para artrites, febres e dor muscular (De FILIPIPPS *et al.*, 2007).

### **3. MATERIAL E MÉTODOS**

#### **3.1. Área de estudo**

O material botânico foi coletado em três locais (Figura 01): Amostra A: na ilha de Cotijuba-Pa, Amostra B: no município de Santarém Novo-Pa e Amostra C: no bairro de Águas Lindas, localizado no município de Ananindeua -Pa.

A ilha de Cotijuba, está localizada no Estado do Pará, situada à margem direita do estuário do rio Pará, em meio às baías do Marajó e do Guajará, insere-se no polígono composto pelos paralelos  $1^{\circ}11'36''$  e  $1^{\circ}18'09''$  de Latitude Sul e pelos meridianos  $48^{\circ}35'29''$  e  $48^{\circ}31'12''$  de longitude Oeste de Greenwich. Localiza-se a 33 km de Belém. O município de Santarém Novo pertence a mesorregião Nordeste Paraense e a microrregião Bragantina. A sede municipal apresenta as seguintes coordenadas geográficas  $00^{\circ}55'45''$  de latitude sul e  $47^{\circ}23'55''$  de longitude WGr.

#### **3.2. Coleta do material**

O material coletado foi dividido em duas amostras: uma amostra para estudos anatômicos, as quais foram acondicionadas em recipientes contendo álcool 70 % ou FAA, com a finalidade de conservação e fixação e outra amostra para identificação por especialistas através do método usual em taxonomia. As exsicatas encontram-se depositadas nas coleções do Herbário João Murça Pires do Museu Emílio Goeldi. Amostra A: MG 182.821, sendo fértil com flores e frutos identificada pela especialista da família Bignoniaceae Dr<sup>a</sup> Lúcia Lohmann, Amostra B: MG 188.737, estéril, porém com caracteres que a identificam como *Mansoa standleyi*, tais como: a presença de glândulas e padrão de venação, Amostra C: MG 188.736, sendo fértil com flores.

### **3.3. Analise morfológica**

As descrições morfológicas e suas respectivas ilustrações foram realizadas com o auxílio de estereomicroscópio ZEISS equipado com câmara clara. As terminologias adotadas para descrever as formas e os indumentos das estruturas basearam-se nos trabalhos de Gentry (1980, 1990, 1992, 1988a, 1988b, 1983, 1974a, 1974b, 1976, 1973) e Gentry & Tomb (1979) e Lohmann *et al.*, (1999) e Lohmann (2004, 2007).

### **3.4. Análise anatômica**

Os folíolos adultos foram seccionados em região apical, basal, central, margem e intermediária, enquanto que o pecíolo, o peciolulo, as gavinhas, o caule e a raiz foram submetidos às etapas usuais em anatomia (Figura 02). Além dos protocolos usuais de laboratório, foi utilizada a metodologia de IAWA (1989), para a anatomia de raiz e caule devido à organização desses dois órgãos serem muito semelhante à de madeira, ou seja, com organização de crescimento secundário.

#### **3.4.1. Diafanização**

Os folíolos adultos foram seccionados nas regiões basais, mediana e ápice e em seguida fixadas em solução de hidróxido de sódio (NaOH) a 20 % (ARNOTT, 1959). A solução foi trocada diariamente até a completa clarificação do material e lavada em água corrente para a retirada de resíduos e em seguida coradas em safranina hidro-alcoólica 5 % (JOHANSEN, 1940), por 24 horas. Após essa etapa, o material foi desidratado pela série alcoólica crescente (50 %, 60 %, 70 %, 80 %, 90 % e 100 %) e em uma série de solução alcoólica aceto-butila 30 %, 50 %, 70 % e 100 % (KRAUS & ARDUIN, 1997). Os folíolos adultos inteiros foram montados em resina sintética entre lâminas de vidros e o restante do material seccionado foi também montado em resina sintética, entre lâmina e lamínula. A análise da descrição da arquitetura foliolar foi realizada segundo Handro (1964), Felipe & Alencastro (1966) e Hickey (1974).

### 3.4.2. Dissociação de epidermes

As secções dos folíolos adultos foram fervidas em solução aquosa de ácido nítrico 10% por 5 minutos. Após completa dissociação, as epidermes adaxial e abaxial foram lavadas em água destilada, retirando-se o mesofilo excedente com auxílio de pincéis. Posteriormente, foram coradas com azul de astra e fucsina básica 1 % (BRAGA, 1977), seguindo-se a desidratação pela série etanólica (JOHANSEN, 1940) e pós-desidratação pela série aceto-butílica (KRAUS & ARDUIN, 1997) crescentes, sendo montadas em bálsamo do canadá entre lâmina e lamínula.

### 3.4.3. Secções histológicas

Secções histológicas transversais e longitudinais foram realizadas nos folíolos adultos, caule e raiz, utilizando-se de duas técnicas:

❖ **Preparo de lâminas a fresco:** realizados com auxílio de lâmina de barbear, utilizando-se a cortiça como suporte. Em seguida as secções foram clarificadas em solução aquosa de hipoclorito de sódio comercial na diluição de 1:1 até total despigmentação; lavadas com água destilada e coradas com azul de astra, fucsina básica 1% (BRAGA, 1977), e azul de metileno 1 % (JOHANSEN, 1940). A montagem foi feita em glicerina aquosa 50 % entre lâmina e lamínula, isolando-se os bordos da lamínula com esmalte incolor segundo Purvis *et al.*, (1964).

❖ **Secções com micrótomo rotativo:** utilizados para folíolos adultos, pecíolo, peciolulo, gavinhas, caule e raiz, principalmente para os cinco últimos órgãos, devido ser regiões de grande rigidez. As amostras dessas regiões foram submetidas, previamente, ao amolecimento com solução de etilenodiamina 10 % (CARLQUIST, 1962), mantidas em estufa a 55° C por 24 horas. Após este período, as mesmas foram lavadas quatro vezes a cada 30 minutos com solução aquosa de glicerina 20 % até completa retirada do agente amolecedor. Posteriormente, seguiram-se as etapas de desidratação em série etanólica crescente, infiltração e inclusão em parafina (JOHANSEN, 1940). Os blocos de parafinas confeccionados foram desbastados na face a ser seccionada expondo o material incluído, com posterior imersão em solução de glicerina 10 % por 24 horas (JEWELL, 1958). As secções seriadas de 20 µm foram distendidas em banho-maria a 40° C, em seguida

depositadas por lâminas histológicas albuminadas e acondicionadas em estufas a 55º C por 24 horas. As secções foram desparafinadas pela série aceto-butílica e ou hidratadas pela série etanólica (JOHANSEN, 1940) decrescentes, posteriormente coradas com azul de Astra, fucsina básica 1 % (BRAGA, 1977) e azul de metileno 1 % (JOHANSEN, 1940), seguindo-se a desidratação e pós-desidratação de acordo com o mesmo autor, sendo montadas em bálsamo do canadá entre lâmina e lamínula.

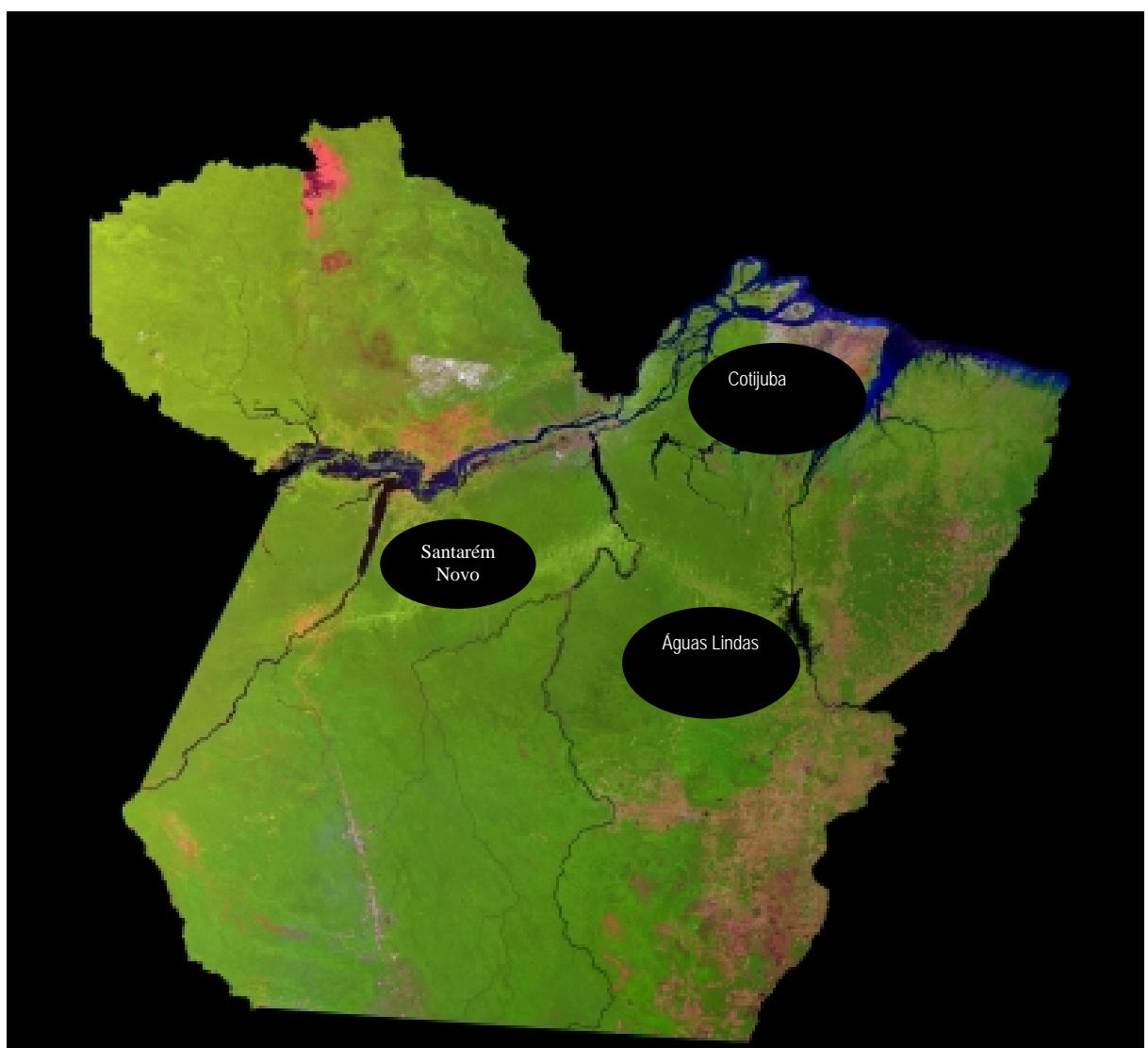


Figura 01- Mapa dos locais de coletas de *Mansoa standleyi*.



Figura 02 - **A:** Hábito de *Mansoa standleyi* e secções histológicas das regiões para estudos anatômicos nos órgãos vegetativos; **B:** detalhes das secções histológicas nos folíolos adultos e seus componentes.

### **3.4.4. Maceração**

Visou à observação individual dos elementos celulares, possibilitando a determinação das dimensões das fibras feitas de acordo com o método de Franklin (1945). O método é também conhecido como método de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ), é composto de água oxigenada 30% e ácido acético glacial na proporção de 1:1. O material permaneceu a temperatura ambiente por quatro semanas até a sua completa maceração e posteriormente foram montadas lâminas semipermanentes para mensuração. Estas foram obtidas com auxílio do microscópio Standart 25, utilizando-se objetivas de 10X e 40X, acoplado a câmara clara do laboratório de Anatomia Vegetal - MPEG, mensurando-se cinco campos.

### **3.5.1 Microscopia fotônica (FO)**

As lâminas foram fotomicrografadas com auxílio de câmera acoplada ao microscópio de luz modelo ZEISS nos laboratórios de Botânica da UFPa e de Anatomia Vegetal do MPEG.

### **3.3.4. Microscopia eletrônica de varredura (MEV)**

Os órgãos vegetativos “in natura” foram fixados em solução de glutaraldeído 2,5 % em tampão fosfato 0,1 M por 24 h (McDOWELL & TRUMP, 1976). Posteriormente, este material foi lavado três vezes na mesma solução tampão, desidratando-se em série etanólica crescente e em seguida foi substituído do álcool por  $CO_2$  líquido (ponto crítico) (BOZZOLA & RUSSEL, 1991), sendo montado em suporte metalizado com ouro. As imagens foram obtidas no Laboratório Institucional de Microscopia eletrônica de Varredura do Museu Paraense Emílio Goeldi, utilizando um microscópio eletrônico LEO modelo 1450 VP.

### 3.3.5. Testes histoquímicos

Para identificação dos conteúdos celulares seguiram-se os protocolos descritos no quadro 1.

Quadro 1: Testes histoquímicos empregados nos órgãos vegetativos para identificação de substâncias ergásticas.

SUBSTÂNCIAS	REAGENTES	COLORAÇÃO	AUTOR
Lipídios	Sudam III	Vermelho	Sass, 1951
Lignina	Floroglucina	Vermelho	Johansen, 1940
Amido	Lugol	Marrom escuro	Johansen, 1940
Lignina	Azul de toluidina	Azul-esverdeado	O'Brien <i>et al.</i> , 1964

### 3.3.6. Índice quantitativos das estruturas secretoras

A contagem das estruturas secretoras das secções foliolares dos folíolos adultos, de acordo com o protocolo de amostras para MEV e de Alvarez & Silva, (2008). As estruturas secretoras foram enquadradas em quatro quadrantes com superfície e densidade distintas (Figura 03). Em seguida, as estruturas secretoras foram contadas uma a uma para verificar os totais quantitativos, cujos resultados foram digitalizados no programa EXCEL para a construção dos gráficos em barras e formulação de médias simples dos quatro pontos sem repetições.

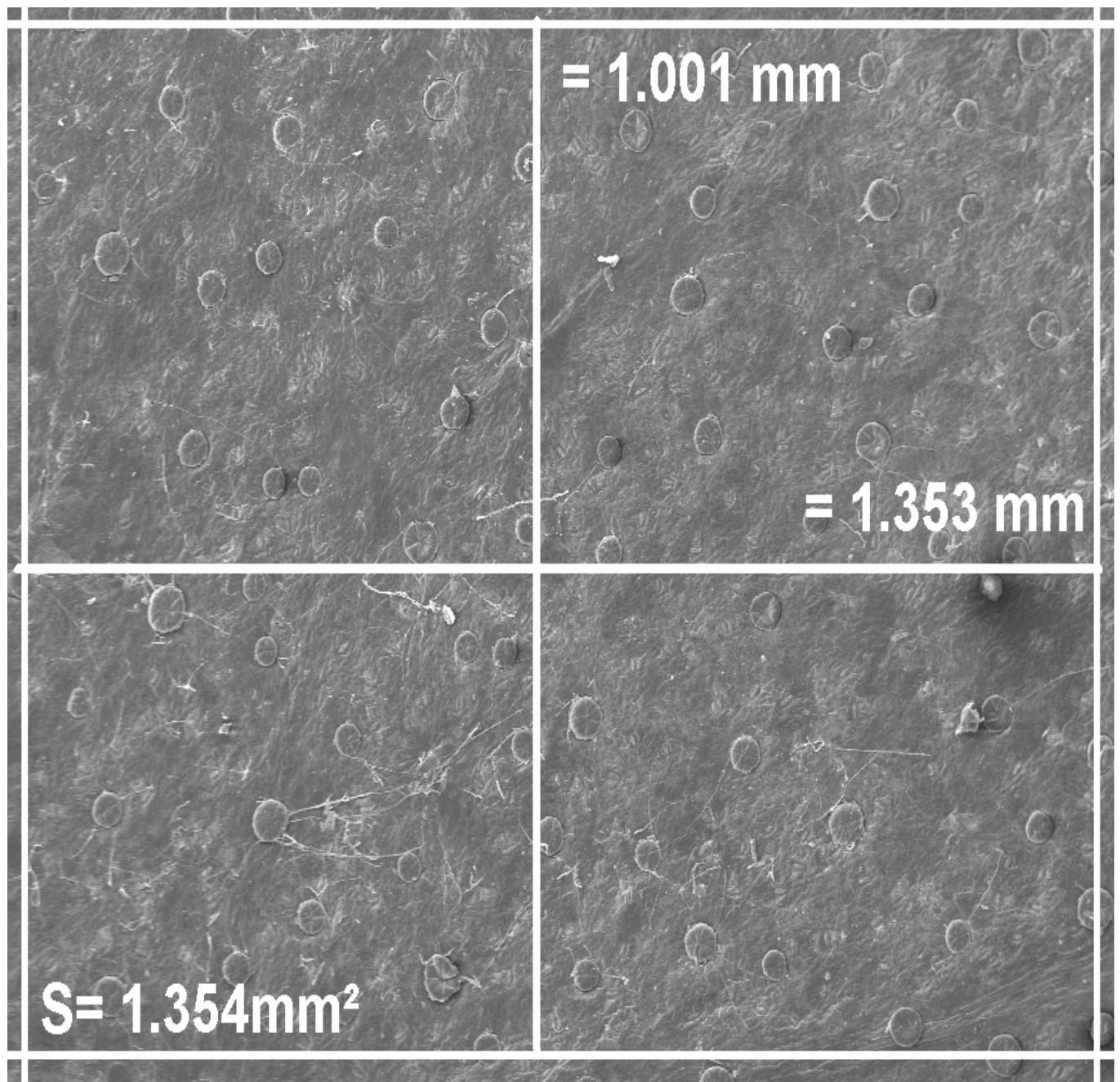


Figura 03 - Quadrantes utilizados para análise quantitativa em MEV das estruturas secretoras de *Mansoa standleyi*.

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

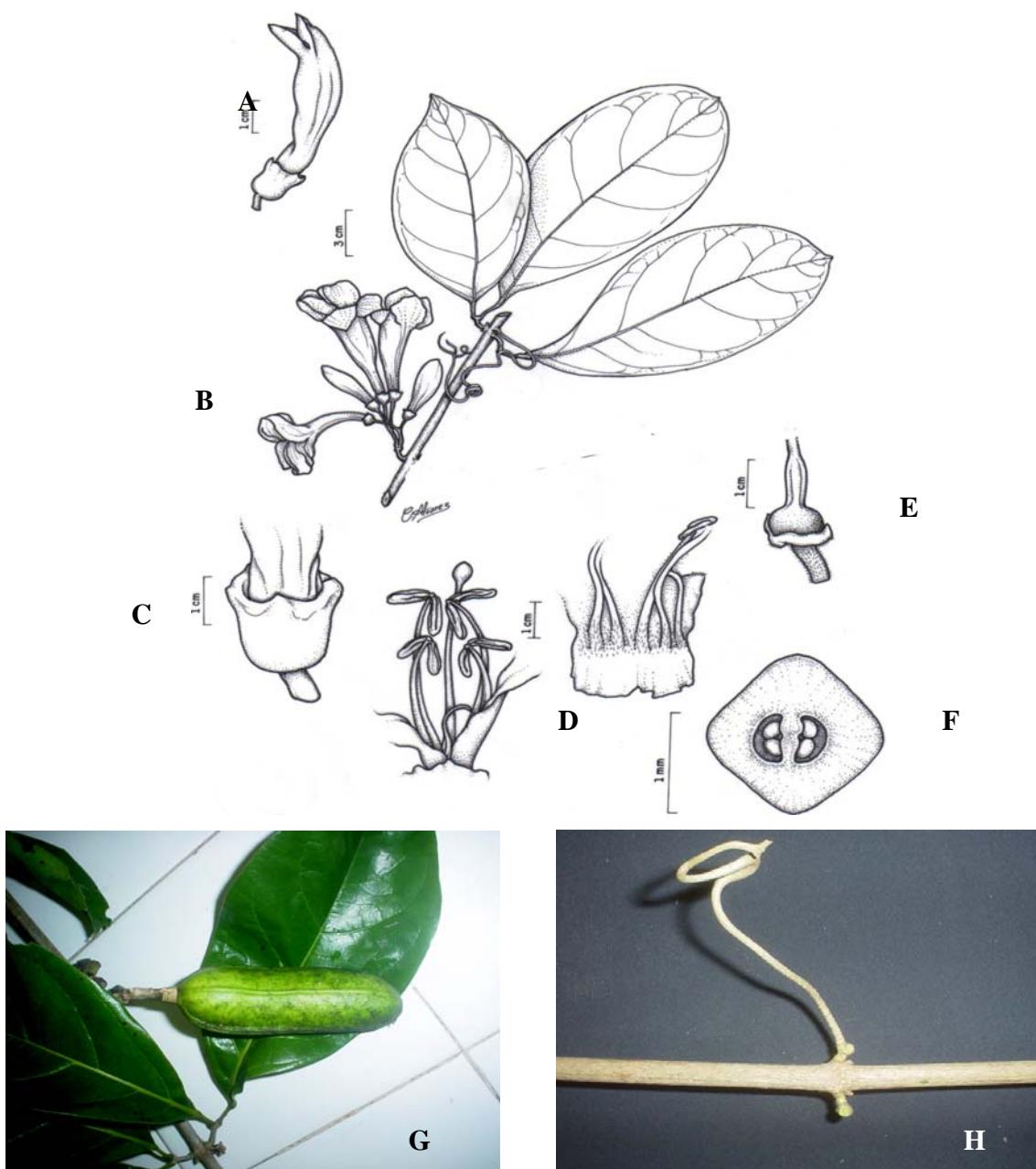
### 4.1. ASPECTOS DA MORFOLOGIA DE *Mansoa standleyi*

As amostras analisadas (A, B e C) são arbustos escandentes, cujo caule pode alcançar de 10 - 15 m de comprimento. Possuem zona interpeciolar glandular; apresentando pseudoestípulas ovadas com cerca de 5 mm; os folíolos são opostos, às vezes como uma tétrade terminal ou elípticos obovados com 17 x 7,5 cm, podendo o ápice ser obtuso a obtuso acuminado. A base pode ser aguda ou arredondada ou obtusa e às vezes desigual, as margens podem ser crenadas ou onduladas. A superfície superior é glabra, com a venação do tipo peninérvea. O pecíolo tem cerca de 1,5 x 2 cm. As flores são andróginas pediceladas dispostas em racemos axilares; os pedicelos possuem cerca de 7-10 mm, as gavinhas provavelmente são oriundas do caule, com aproximadamente 21 cm. O cálice é simples gamossépalo, puberoso com cerca de 5-8 mm, a corola é gamopétala, membranácea, produtora de néctar, actionomórfica com coloração violeta e aspecto infundibuliforme e possuem cerca de 7,5-9 cm. Os lóbulos são arredondados.

Os estames são em número de quatro e um estaminóide são homodínamos; com anteras conadas, basifixas, com pequeno prolongamento apical e deiscência longitudinal, os filetes estão soldados na metade inferior, algumas vezes apresentando um pistilo não fértil. O pedicelo da flor estaminada mede 0,5 mm; o estilete tem 1,8 mm de comprimento; o ovário é súpero, rudimentar e cilíndrico com 0,2 x 0,4 mm, bilocular com cerca de quatro óvulos, sendo distribuídos aos pares nos lóculos. O disco nectárico é arredondado e o fruto é do tipo alongado linear e plano (Figuras 04 e 05). As gavinhas de aspecto esverdeado se projetam de ambos os lados da região caulinar, espiralando-se em direção a região superior e possuem cerca de 10 cm de comprimento.

Algumas destas características morfológicas descritas anteriormente foram também observadas por Acevedo-Rodríguez (1983) e Gentry (1980), que utilizaram principalmente o fruto como caráter diferencial entre as espécies *Mansoa alliacea* e *Mansoa standleyi*. O fruto de *Mansoa alliacea* é do tipo capsular oblongo, enquanto que na segunda espécie o fruto é do tipo alongado linear e plano. Os estudos de revisões realizados por Lohmann (2004) relatam que as gavinhas da *Mansoa alliacea* em relação a *Mansoa standleyi* possuem respectivamente 20-25 cm e 9-12 cm, corroborando com os resultados descritos acima para *Mansoa standleyi*. As pétalas de *Mansoa standleyi* apresentam as bases amarelas enquanto que *Mansoa alliacea* as bases são róseas. Em

revisão taxonômica Lohmann (2007) observou que o ovário da *Mansoa alliacea* é cilíndrico enquanto que o da *Mansoa standleyi* é linear.



Fonte: Renato Andrade.

Figura 04 - *Mansoa standleyi* **A:** visão geral da flor andrógina de *Mansoa standleyi*, **B:** inflorescência axial, **C:** cálice gamossépalo, **D:** estames homodínamos e estaminóides, **E:** estiletes e discos nectaríferos, **F:** ovário com lóculos biloculares, **G:** fruto alongado linear e plano, **H:** gavinhas espiraladas.



Fonte: Renato Andrade.

Figura 05 - *Mansoa standleyi*- **A:** detalhe da corola gamopétala, **B:** disposição da inflorescência do tipo racemo, **C:** inflorescência axial.

## 4.2. ASPECTOS ANATÔMICOS DE *Mansoa standleyi*

### 4.2.1. RAIZ

A raiz, em corte transversal, é constituída de três regiões: periderme, córtex e medula (Figuras 06 A, B, C e D). A periderme ao longo de toda a superfície, é pluriestratificada e lignificada, com súber constituído por células retangulares e justapostas, de paredes retas e espessadas, tanto periclinalmente como anticlinalmente, estando dispostas paralelamente entre si, considerando o seu maior eixo na sua porção mais externa. Nas mais internas as paredes celulares são mais onduladas. Seqüencialmente visualizou-se a presença do felogênio, cujas células estão em divisão pericinal e subjacente a esse tecido, encontra-se a feloderma, a qual se confunde com o parênquima cortical, cujas células são irregulares com paredes delgadas e com pequenas lacunas. A periderme possui várias lenticelas resultantes do afrouxamento das células do súber cujas paredes são adelgaçadas (frágeis) (Figura 06 A). Nas adjacências, a região cortical com células de paredes delgadas, que anticlinalmente são onduladas e periclinalmente são quase retas com amplo lúmen (Figura 06 B). Entre as células parenquimáticas há a presença de fibras corticais de paredes espessadas e lúmen reduzido. Em determinadas regiões do parênquima há presença de raios constituídos de duas fileiras de células com aspecto quadrangular e paredes anticlinais e periclinais retas e levemente espessadas. Há alternância regular entre fileiras de fibras paralelas e de estratos de células parenquimáticas (Figura 06 C). Na presença dos testes histoquímicos os raios parenquimáticos da raiz, reagiram positivamente ao lugol, caracterizando a presença de amido entre as células (Figura 06 D).

Para Salisbury & Ross (1991) alguns órgãos permanecem ricos em amido durante o período em que o ambiente possui algum fator limitante para propagação da espécie, sendo consumido quando as condições ambientais estiverem desfavoráveis. A mesma hipótese foi citada por Apezzato -da-Glória & Carmello-Guerreiro (2003) para quem as reservas contidas nas células do parênquima amilífero podem servir de alimento as diversas espécies de animais ou como estratégia para a sobrevivência de plantas que habitam ambientes com sazonalidades bem definidas.

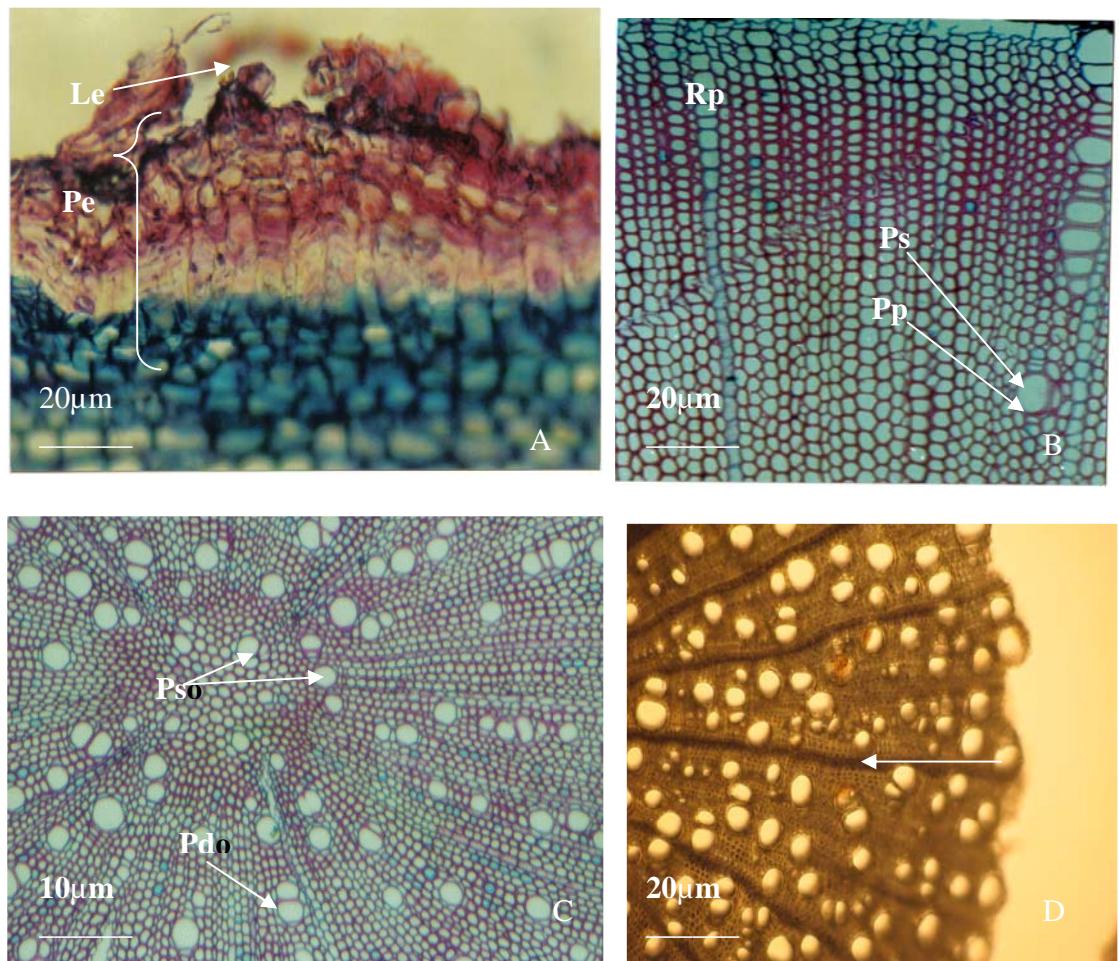


Figura 06 - Raiz em corte tangencial e transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** periderme (Pe), lenticelas (Le), (40x), **B:** região cortical com raios parenquimáticos (Rp), poros solitários (Ps) e duplos (Pd), parênquima paratraqueal escasso (Pp) (40x), **C:** medula com poros (Po), (40X), **D:** seta indicando a presença de amido nos raios parenquimáticos (10x).

Subjacente à periderme, em vista transversal, verificou-se a presença de anéis de crescimento em faixas distintas e individualizadas com zonas fibrosas. A porosidade desses anéis é do tipo difusa com poros com tendências radiais, arranjos predominantemente solitários e ocasionalmente múltiplos, com cerca de três células. A distribuição dos poros ocorre na forma radial e ao redor dos mesmos; a presença de parênquima axial paratraqueal é escasso ao longo de todo o corte transversal e longitudinal, constituídos por raios com uma a três células, sendo considerados uni ou multi-serializados e podendo ser classificados como heterogêneos (Figuras 06 B, C e D). Os dados obtidos para *Mansoa standleyi* são contraditórios aos de Burger & Richter (1991) que sugerem que lianas com densa folhagem e que crescem em regiões de estações definidas, apresentam porosidade em anel. Isso se deve por causa da necessidade de grandes poros no início do período vegetativo para suprir as exigências fisiológicas de uma grande copa.

Em corte longitudinal a espécie estudada apresenta placas com perfurações simples e acessórios bifurcados, vasos solitários de contorno arredondado e com pontuações intercelulares alternas, além de pontuações rádio-vasculares com aréolas distintas e semelhantes à intervaseulares (Figura 07 B). Placas do tipo simples, com ou sem apêndices bifurcados (Figuras 07 C, D e E) foram detectados em macerado da raiz.

Os raios heterocelulares são constituídos de células procumbentes em filas, de células quadradas e eretas e estrutura com raios desorganizados (não estratificado) (Figura 07 F). Estudos realizados por Gason & Dobbins (1991) e Metcalfe & Chalk (1950) demonstraram que trepadeiras pertencentes à família Bignoniaceae sempre possuem combinação de raios homocelulares de células procumbentes e heterocelulares. Em contrapartida, os dados obtidos para *Mansoa standleyi* realizados por Burger & Richter (1991), reportam-se ao fato de que a não estratificação dos elementos axiais, como, por exemplo, os raios são indicativos de espécies menos evoluídas. A presença de alguns caracteres anatômicos tais como, a placa de perfuração simples, pontuações intervaseulares alternas e as fibras libriformes atesta um alto grau de especialização filogenética, (CARNIELETTTO & MARCHIORI, 1993). Em relação ao parênquima a escassez deste tecido de armazenamento é provavelmente compensado pelo desenvolvimento das fibras semelhantes a parênquima e das fibras septadas, que poderão funcionar como séries de parênquima (RECORD, 1944; VAN VLIET, 1981). Em relação à forma e o tamanho das pontuações intervaseulares, os raios-vasculares e os parênquimas vasculares, assim como a largura e os tipos de células que

compõem os raios são considerados por Welle & Koek-Noorman (1978) de valor diagnóstico importante para os níveis de gênero ou espécie.

Para Metcalfe & Chalk (1983) e Botosso (1982) o tipo de placa de perfuração atua como um indicador mais convincente da especialização do que o comprimento dos elementos de vaso, e segundo Carlquist (1962), existe evidência da derivação das placas transversais a partir das placas de perfurações oblíquas. Por outro lado, a variação no formato da secção do elemento de vaso pode indicar avanço co-evolutivo, cuja característica em monocotiledônea e dicotiledônea tem mostrado uma transição do formato angular para aproximadamente circular. Importante exceção a esta tendência ocorre em alguns grupos altamente avançados, onde a característica angular pode ser alcançada secundariamente (CARLQUIST, 1962, 1988).

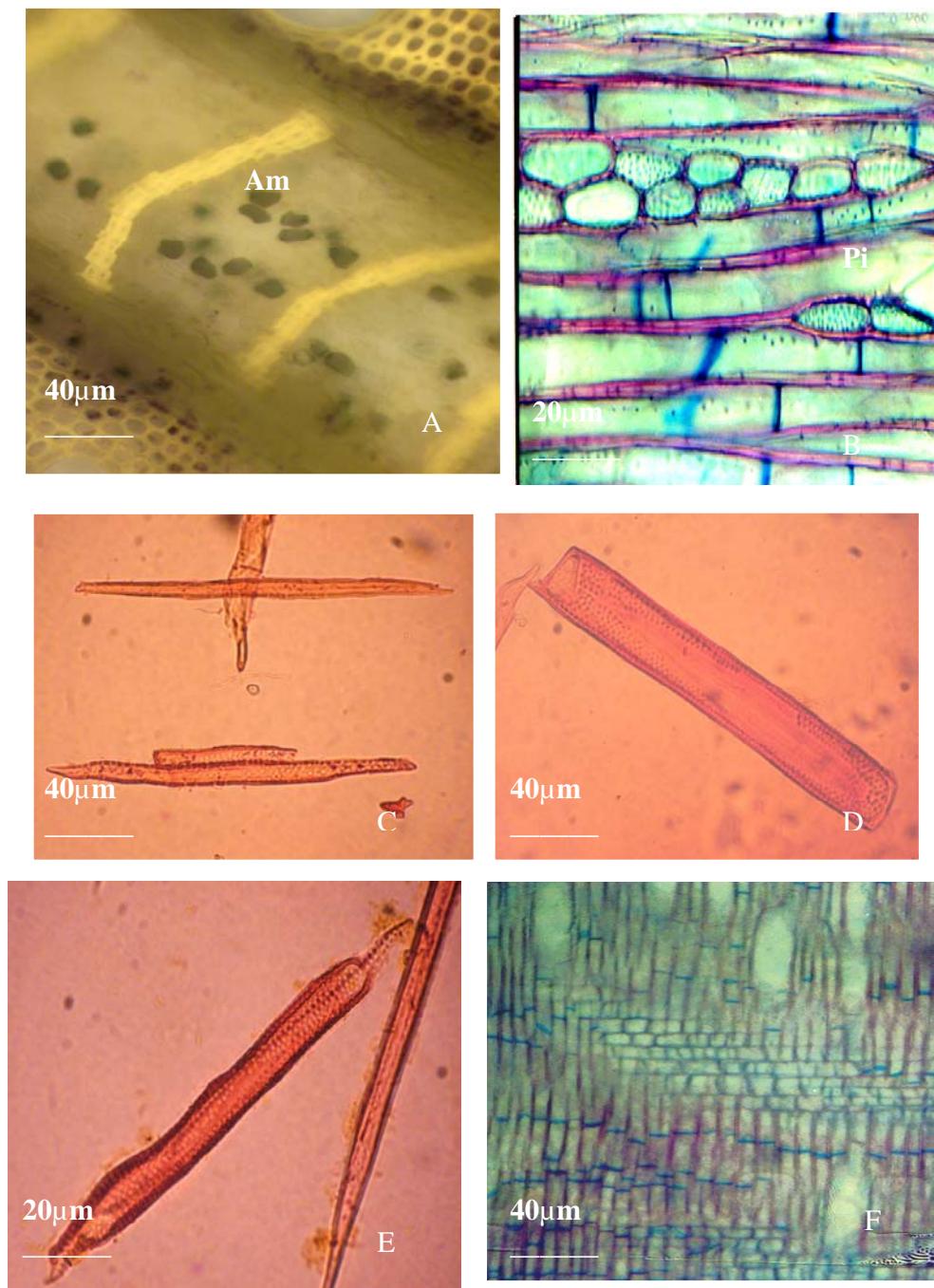


Figura 07 - Corte tangencial e macerado da raiz de *Mansoa standleyi* - **A:** amido nos raios parenquimáticos (Am) (100x), **B:** pontuações intervaseculares (Pi) (40X), **C:** fibras libriformes, **D – E:** macerado de raiz - placas de perfurações simples (Pl) (100x), **F:** células procumbentes, quadradas e eretas (40x).

#### 4.2.2. CAULE

Em corte transversal, o caule apresenta crescimento primário e secundário. Sendo que o primário é o tecido de revestimento representado pela epiderme que é uniestratificada e o secundário pela periderme lignificada e pluriestratificada com lentincelas ao longo de toda sua superfície (Figura 08 A). Ainda ao crescimento secundário o súber é constituído por células retangulares e justapostas de paredes retas lignificadas e espessadas, tanto periclinalmente como anticlinalmente e dispostas paralelamente entre si, considerando o seu maior eixo na sua porção mais externa. Nas mais internas as paredes são mais onduladas e em determinadas áreas do súber as células apresentam paredes adelgaçadas (frágeis) (Figura 08 B). Abaixo dessa região há a presença do felogênio cujas células estão em divisão periclinal. Subjacente a esse tecido encontra-se a feloderma que se confunde com o parênquima cortical, cujas células possuem forma irregular com paredes delgadas e com pequenas lacunas (Figura 08 D). Esaú (1977) cita que o tecido de revestimento secundário (periderme) é oriundo do felogênio. Trabalhos realizados por Mauseth (1988), Fahn (1990), Metcalfe & Chalk, (1950) e Kulkarni *et al.*, (1973) indicaram que na família Bignoniaceae, a periderme consiste tanto de células de paredes finas, quanto de paredes esclerificadas e que podem conter cristais, além de apresentar ou não impregnação de lignina na periderme. Entretanto, em *Mansoa standleyi*, não foi observado à presença de cristais e as paredes celulares são lignificadas e espessadas, contrapondo a idéia dos autores supracitados. Um fator importante está relacionado ao sistema vascular que é o responsável pela maior parte da variação na estrutura do caule. Segundo Esaú (1974), em Magnoliopsida, apresenta-se em forma cilíndrica entre o córtex e a medula.

O caule em crescimento primário apresenta a epiderme uniestratificada, formada por células de paredes anticlinais e periclinais externas ( contato com o meio) sendo levemente espessadas, entre essas células ocorre tricomas bicelulares simples e tectores constituídos geralmente por duas células: a basal e terminal, de morfologia pontiaguda, distribuídos de maneira aleatória na epiderme e quando sujeitos a testes histoquímicos, reagem positivamente para SUDAM III, indicando a presença de substâncias lipofílicas.

As células secretoras, segundo Metcalfe & Chalk (1950) ocorrem no caule e nas folhas de todos os gêneros de Bignoniaceae. Subjacente à epiderme há presença de células cujas paredes anticlinais e periclinais são espessadas, constituindo o súber, em seguida, identifica-se a presença do felogênio com células em divisão no sentido anticlinal, de parede celular delgada e lúmen amplo (Figura 09 A). Após essa região há presença de células parenquimáticas de aspecto cúbico de

paredes levemente onduladas, formando espaços intercelulares cujo lúmen é desenvolvido. Entre as células parenquimáticas há a presença de fibras de aspecto fusiforme, distribuídas em feixes. Anexo à essa região identifica-se o floema, formado por células alongadas, de paredes delgadas no sentido pericinal. Mais internamente, há a presença de fibras e anexo a essas, há elementos do xilema com perfurações simples. Abaixo dessa região, ocorre a presença de parênquima medular, cujas células são polimórficas e justapostas sendo que algumas possuem paredes delgadas e com lúmen desenvolvido. Na região medular, verifica-se a presença de parênquima frouxo e em macerado, diagnosticou-se a presença de elementos de vasos individualizados, com placas de perfurações simples pontuadas (Figura 09 C).

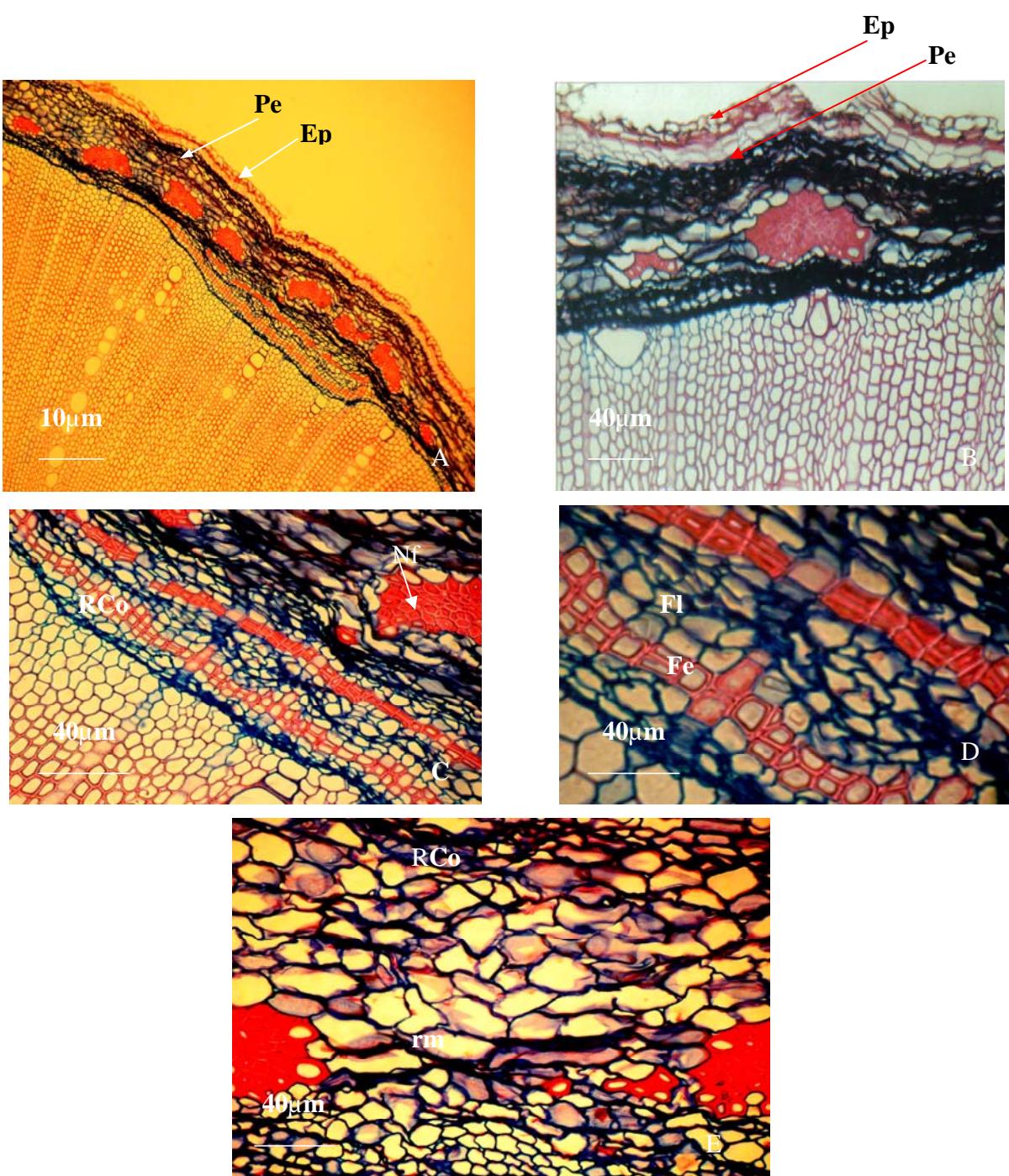


Figura 08 - Caule em corte transversal de *Mansoa standleyi* A: revestimento epiderme (Ep) periderme (Pe) (40X), B: detalhe da epiderme e periderme (40X), C: região cortical (RCo) (100X), D: felogênio (Fl) e feloderme (Fe), ninhos de fibras(Nf) (100X), E: região medular (rm) e cortical (100X).

Em corte transversal na região medular, observou-se que o xilema está distribuído de maneira radial, diferenciando-se em proto e metaxilema, além das células parenquimáticas radiais, mais internamente. Essas células apresentam forma irregular, com parede delgada, lúmen amplo e com espaços intercelulares constituindo a maior parte da medula caulinar. Para Cutler (1980), muitas dicotiledôneas e fundamentalmente as lianas, apresentam no caule estruturas secundárias sendo conhecidas como anômalas devidas não seguirem os padrões convencionais. Na espécie em estudo não se observou as características descritas pela autora.

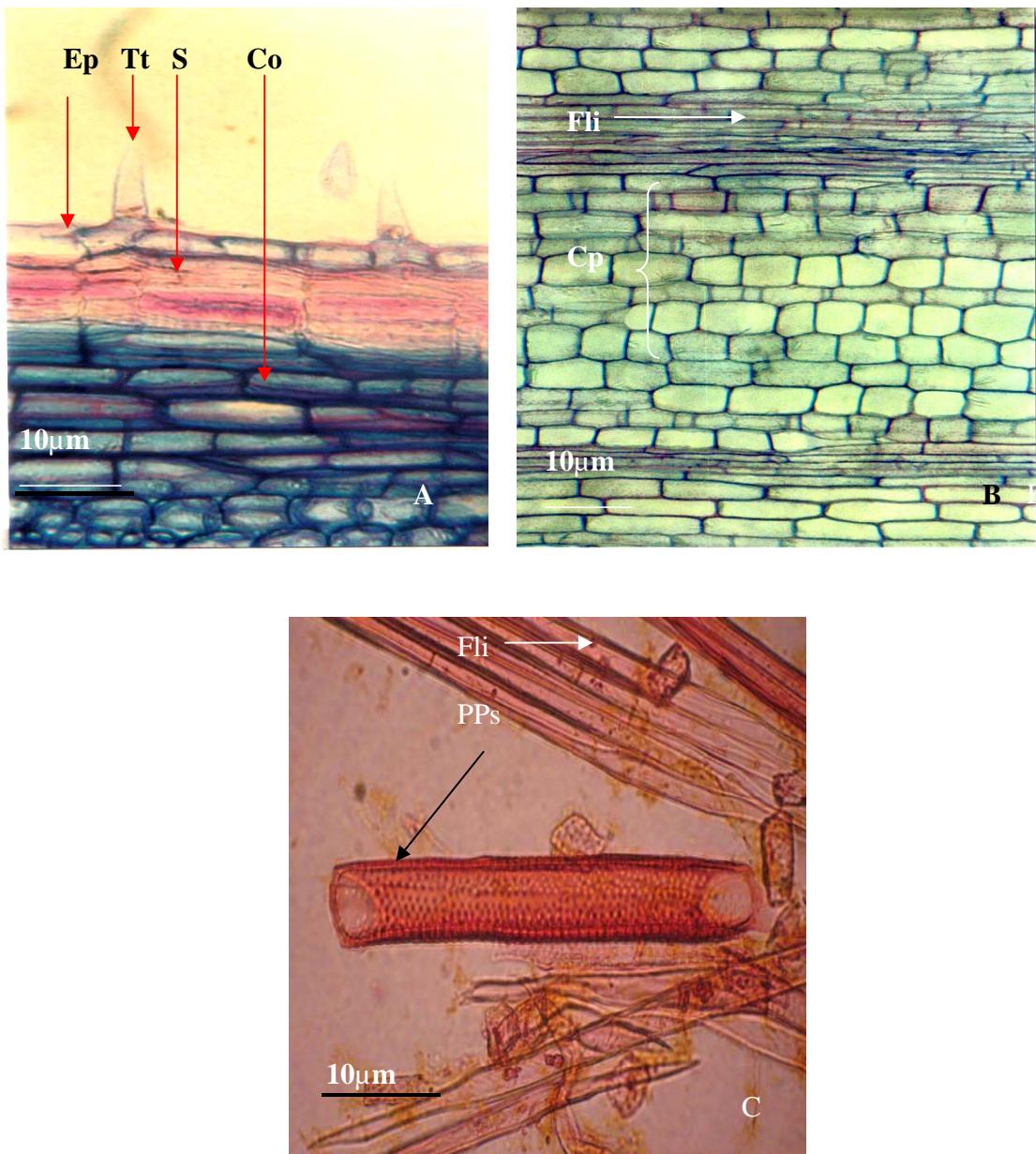


Figura 09 - Caule em corte longitudinal e macerado de folíolos de *Mansoa standleyi* – A: tricoma tector (Tt), epiderme (Ep); súber (S) e camada de células colenquimáticas (Co), B: células parenquimáticas (Cp); C: macerado de elementos de vaso com placas de perfurações simples (Pps) e fibras libriformes (Fli) (40X).

#### 4.2.3. PADRÃO DE VENAÇÃO

Os folíolos adultos de *Mansoa standleyi*, em posição ventral são levemente curvos para a esquerda, caracterizando aspecto levógiro. A rede de nervuras dessa espécie é laxa, e as ramificações chegam a alcançar a terceira grandeza. Além disso, a lâmina foliolar possui nervura primária única, proeminente que adelga-se em direção ao ápice, caracterizando o padrão pinada, dela partem de 6 a 8 secundárias de cada lado do folíolo que se projetam em direção a margem foliolar, sem tocá-la. Estas nervuras secundárias curvam-se, formando pequenos arcos anastomosados, definindo o padrão de venação como broquidódromo sendo classificada de acordo com Handro (1964), Felipe & Alencastro (1966) e Hickey (1974). Entre as nervuras citadas observa-se a presença de outras nervuras que se projetam da primária, não alcançando a margem, classificando-se como pseudo-secundárias as quais se encontram em torno de quatro a sete nervuras nos lados direito e esquerdo do folíolo respectivamente (Figura 10 A). Notou-se ainda a formação de aréolas resultantes da fusão das nervuras secundárias, podendo ser consideradas como perfeitas e fechadas. Dependendo da sua localização podem ser formadas de 4 a 8 nervuras secundárias, o que permite afirmar que as mesmas possuem dimensões e arranjos aleatórios (Figura 10 B). Das nervuras secundárias, há projeção de outras de pequeno calibre denominadas de nervuras terciárias, as quais se ramificam e subramificam caracterizando o tipo de venação alterna percorrente, ou ainda dicotômica ramificada, cujas terminações não são livres (Figura 10 D). As nervuras terciárias são ramificadas quando não se fundem às nervuras secundárias, embora ramificações derivadas delas possam fazê-lo, além de secundárias que se unem a primária (Figura 10 C).

Um outro aspecto importante é que após a anastomose das nervuras secundárias há a presença de ramificações de outras nervuras menos conspícuas denominadas de intramarginais que podem ou não tocar a margem do folíolo.

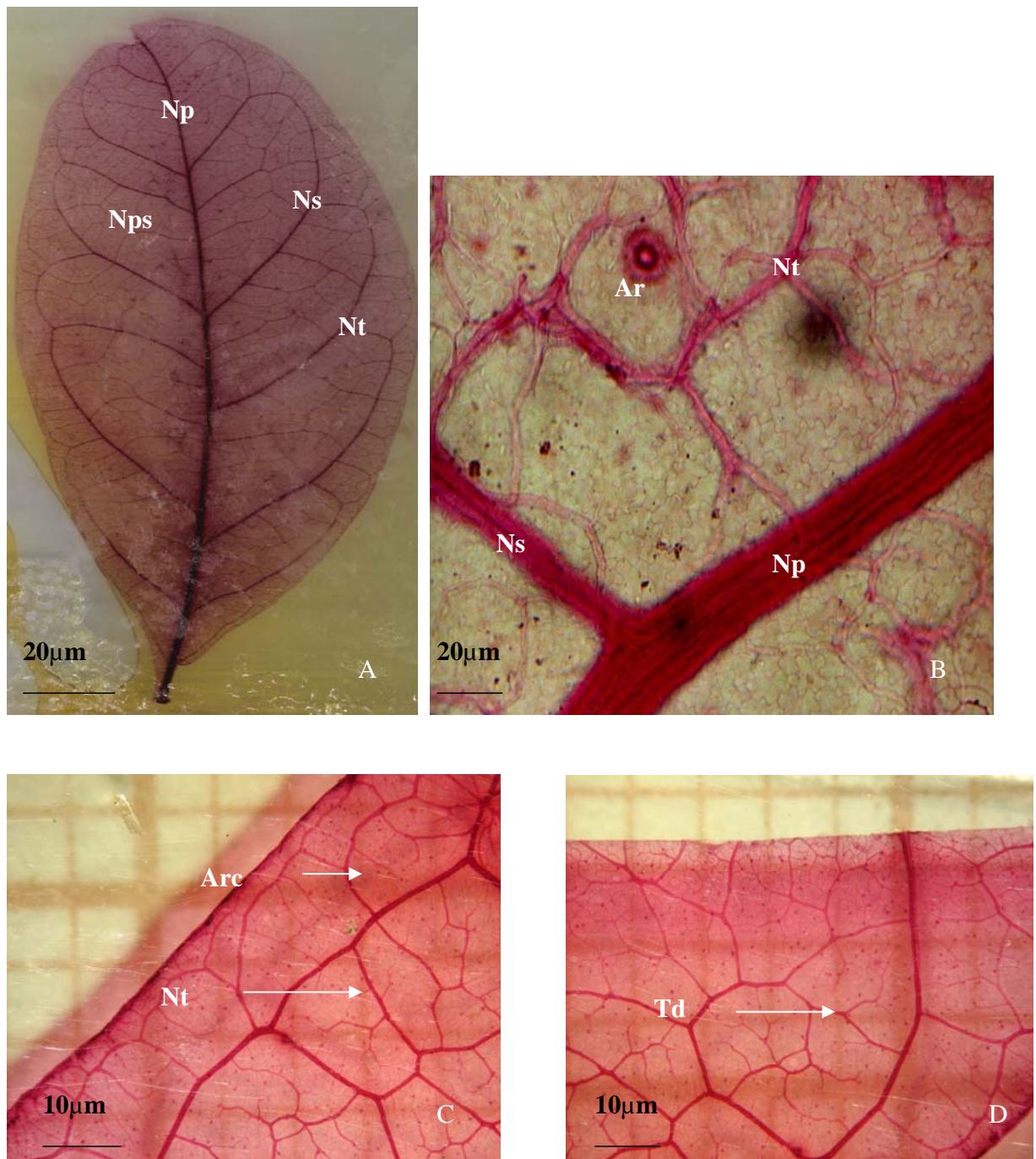


Figura 10 - *Mansoa standleyi* - padrão de venação (arquitetura foliolar) **A:** aspecto geral padrão broquidodrómo, nervuras primária (Np), secundária (Ns), terciária (Nt) e nervura pseudo-secundárias (Nps), **B:** aréolas (Ar), **C:** nervuras terciárias (NT) formando arcos (Arc), **D:** terminações dicotômicas (Td).

#### 4.2.4. SUPERFÍCIE DA LÂMINA FOLIOLAR

Na espécie estudada, a superfície foliolar adaxial apresenta em vista frontal, células epidérmicas heterodimensionais de paredes anticlinais sinuosas, levemente espessadas de contornos poligonais (Figura 11 A). De acordo com Esaú (1972) essas características são comuns a família Bignoniaceae, embora a causa desta ondulação das paredes das células epidérmicas ainda seja muito discutida e provavelmente segundo a autora citada está relacionada com o desenvolvimento de tensões durante a diferenciação foliar ou com o endurecimento da cutícula durante sua diferenciação. Fahn (1974) e Mauseth (1988) observaram que as células epidérmicas, de maneira geral, podem variar quanto à forma, tamanho e disposição, mas sempre se encontram intimamente unidas formando uma camada compacta, sem espaços intercelulares.

A superfície adaxial difere da abaxial devido às células de ambas as faces apresentarem características peculiares na distribuição, na forma e no espessamento de parede. Além disso, as mais próximas das margens tendem a ser mais alongadas e as que estão sobre as nervuras são geralmente paralelas possuem paredes retas e alongadas. Esaú (1972) citou que as principais funções da epiderme são: o controle dos movimentos de água para dentro e para fora da célula, proteção contra a radiação solar, proteção contra agentes herbívoros e fenômenos ambientais.

As células epidérmicas que estão sobre as redes de nervuras principalmente secundárias e terciárias, são morfologicamente diferentes das demais células do limbo foliolar. Tais células acompanham o sentido das nervuras e possuem paredes anticlinais retas, levemente espessadas, de contorno aproximadamente retangular e outras de aspecto triangular (Figura 11 C). Em MEV, no conte transversal, observou-se uma camada conspícuia de depósito de ceras, cujas células são retangulares e às vezes quadradas (Figura 11 B).

As células epidérmicas de *Mansoa standleyi* incluindo as das redes de nervuras, são cobertas por uma cutícula ornamentada com estriações paralelas umas às outras (Figura 11 D), o mesmo ocorrendo nas células basais de tricomas multicelulares heterodimensionais. Em *Mansoa standleyi* pode-se supor ou não que estas estriações cuticulares sejam um caráter específico ou adaptativo, uma vez que Fahn (1974) cita que essas estriações poderiam servir como um critério de identificação taxonômica.

Ao longo de toda a epiderme adaxial observou-se a presença de tricomas glandulares de aspectos arredondados semelhantes a rosetas, os quais em vista frontal são constituídos por

aproximadamente 16 células, que circundam uma região central, que é constituída por células diminutas e irregulares. No interior de cada célula há presença de gotículas de conteúdos lipofílicos que se acumulam no vértice medular (Figura 11 D).

Em MEV, detectou-se a ocorrência de tricomas tectores de aspecto alongado, revestidos por uma cutícula ornamentada (Figura 12 A). Em microscopia de luz, verificou-se que o tricoma tector é constituído por três células: uma basal formada por células diminutas, uma mediana e uma apical que possui como revestimento uma cutícula bastante espessa (Figura 12 B).

Em vista frontal, tanto para as células epidérmicas da face abaxial do limbo foliolar quanto as que recobrem as redes de nervuras apresentam características morfológicas semelhantes às da face adaxial. Nas células epidérmicas abaxiais as paredes celulares são acentuadamente sinuosas e cobertas por cutículas espessas. Tanto na face adaxial, quanto abaxial há presença de estruturas secretoras que possuem as mesmas características.

Em microscopia de luz, verificou-se que os complexos estomáticos em contraste de fases encontravam-se distribuídos ao acaso no limbo foliolar, mais especificamente na face abaxial, caracterizando a folha de *Mansoa standleyi* como hipoestomática e sendo classificados como anomocíticos (Figura 13 A). Em MEV, há a presença de uma vasta deposição de cera com estriações visíveis que estão localizadas próximas às células-guarda (Figura 13 B).

Para Cutter (2002) as folhas hipoestomáticas possuem características de plantas que crescem em ambientes mesofíticos. Porém, na espécie em estudo, as características das folhas hipoestomáticas, possibilitam concordar com os trabalhos da autora supracitada. Em relação à cera epicuticular, observada em *Mansoa standleyi*. Metcalfe & Chalk (1979) relataram que a forma da cera epicuticular constitui uma característica adicional útil ao diagnóstico taxonômico, já que a mesma permanece constante independente de mudanças da morfologia foliar. Entretanto, para alcançar o referido diagnóstico seria necessário um estudo detalhado com outras espécies de *Mansoa*, o que poderia ou não permitir a utilização em taxonomia.

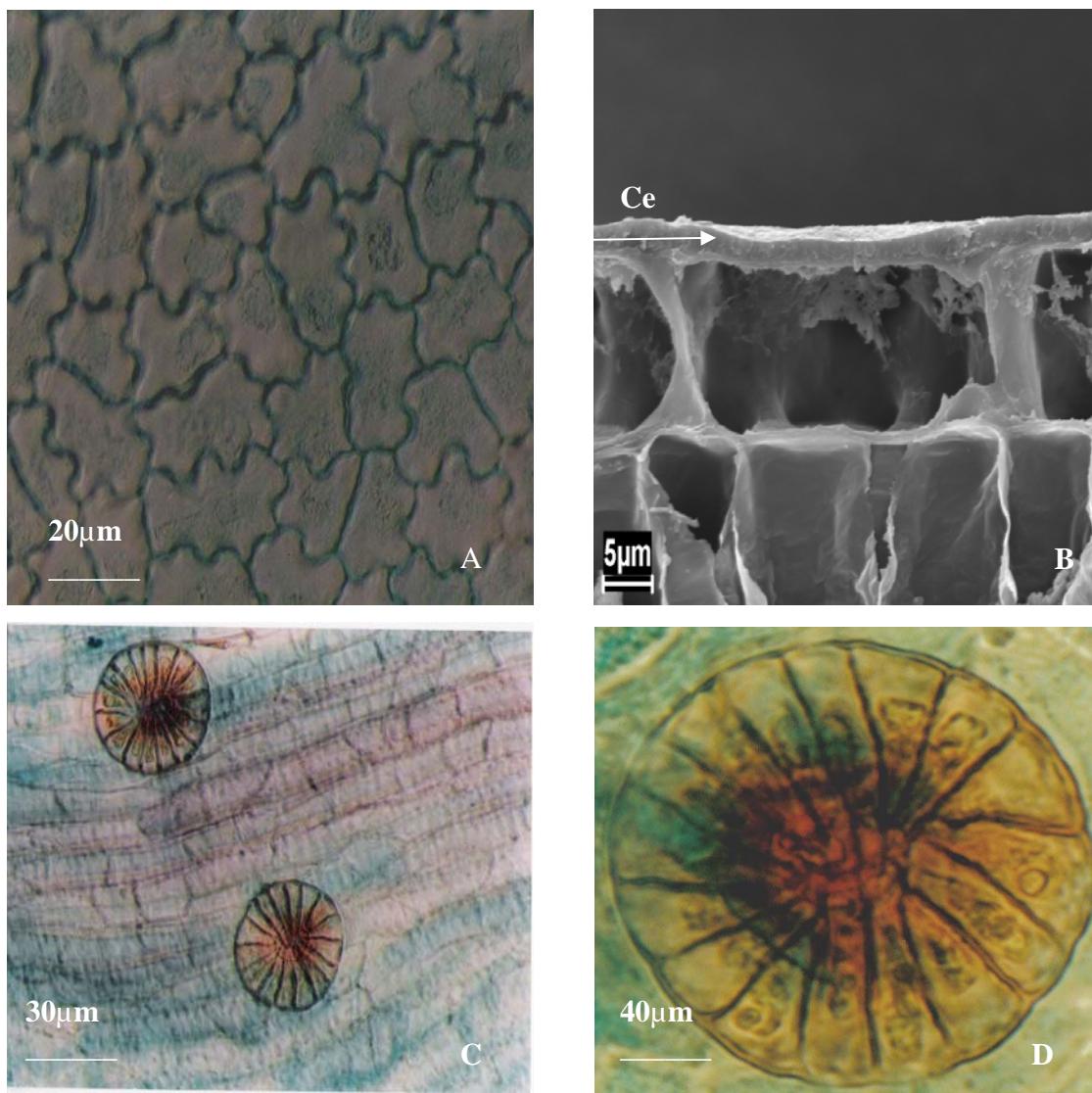


Figura 11 – Vista frontal da epiderme abaxial de *Mansoa standleyi* **A:** detalhe das paredes heterodimensionais, **B:** depósito de cera conspicua (Ce), **C:** estrutura secretora tricomas glandular (Tg); em aspecto de roseta sobre as nervuras secundárias e cutícula estriada, **D:** detalhe da estrutura secretora e de suas células contendo conteúdos lipofílicos (40X).

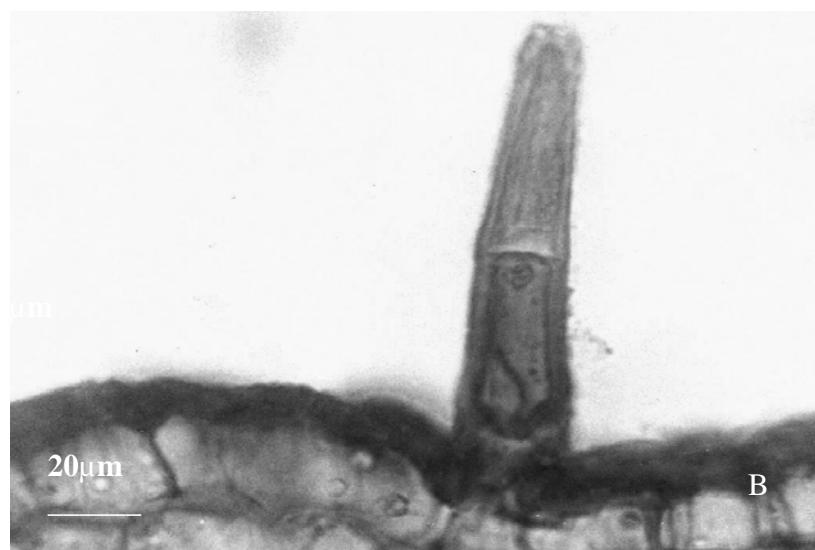
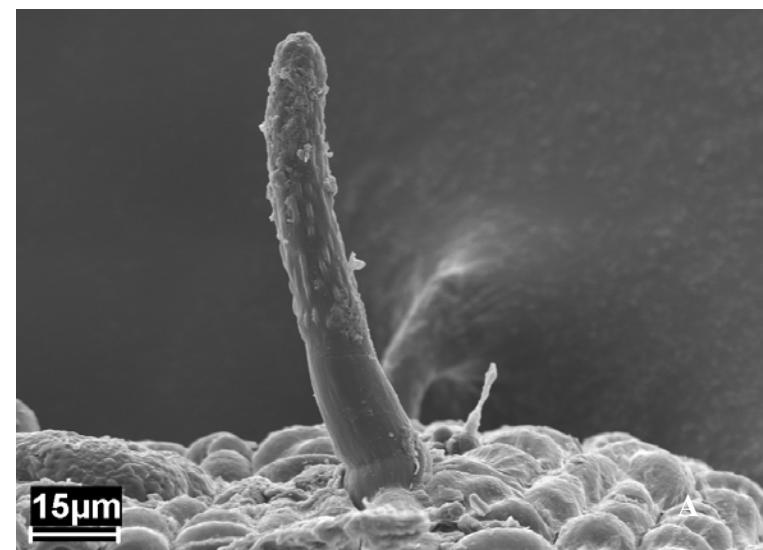


Figura 12 - Corte transversal da epiderme adaxial de *Mansoa standleyi* - A: vista frontal em MEV do tricoma com cera, B: tricoma tector tricelular com revestimento e parede espessa (40X).

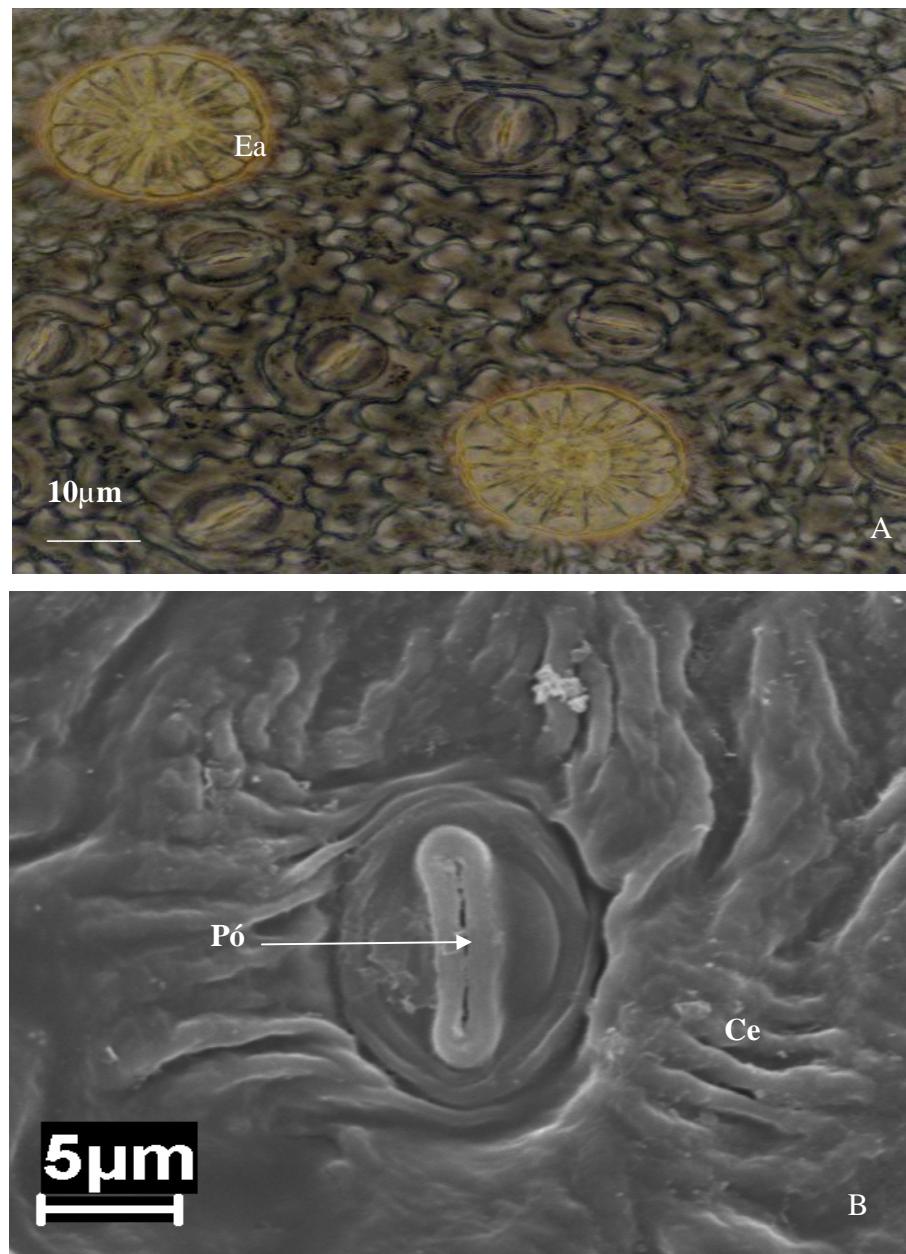


Figura 13 – Vista frontal da epiderme abaxial de *Mansoa standleyi* **A:** detalhe dos estômatos anomocítico (Ea) em contraste de fase (40X), **B:** poro estomático (Po) e depósito de cera (Ce) sobre as células companheiras.

Do ponto de vista fisiológico Gates (1968) considera que uma cobertura de cera, dentre outros fatores, confere resistência à difusão do vapor d'água do mesofilo para o ambiente externo, atuando de forma efetiva no controle da transpiração exercida pela cutícula. Para a espécie estudada, nada há descrito mesmo em hábitos diferenciados.

Contrapondo este autor Esaú (1974) e Cutter (2002) afirmaram que os depósitos de cera epicuticular parecem não desempenhar papel importante na redução da transpiração, mas afetam o grau de umidade da superfície. Para Rentschler (1974) densas coberturas de cera sobre os estômatos diminuem drasticamente a perda de água pelas folhas. Desta maneira, os depósitos de cera epicuticular verificados sobre as superfícies da *Mansoa standleyi* podem estar relacionados com a resistência à transpiração e desidratação foliares. Com relação à ornamentação cuticular, Metcalfe & Chalk (1979) verificaram que cutícula estriada ocorre na maioria das espécies de ambiente xérico ou em folhas de sol e cutícula lisa nas espécies mesófitas, hidrófitas ou em folhas de sombra. No entanto, Vieira & Gomes (1995) ao estudarem a superfície foliar de quatro espécies de *Psychotria* L. (Rubiaceae), encontraram cutícula lisa e estriada em folhas de sombra. Já Mantovani *et al.*, (1995) observaram estriações na cutícula foliar de duas espécies de *Rudgea* Salisb. (Rubiaceae) provenientes de ambiente mesofítico. O exposto nos leva a inferir que os fatores ambientais podem ou não influenciar os padrões de ornamentação cuticular, por isso são considerados por Stace (1965) de valor adicional à anatomia taxonômica.

As secções transversais da lâmina foliolar de *Mansoa standleyi* apresentaram o seguinte arranjo estrutural: o mesofilo dorsiventral sendo delimitado pelas epidermes adaxial e abaxial sendo essas uniestratificadas. As células epidérmicas adaxiais são poligonais sendo cobertas por uma fina cutícula que na região adaxial é estriada, porém a região abaxial é lisa (Figura 14 A). As paredes anticlinais e periclinais da face adaxial são retas com espessamentos bem evidentes geralmente as da face adaxial são maiores que a abaxial (Figura 14 B). Os estômatos estão localizados na face abaxial, subjacente à essas estruturas há ocorrência de cavidade subestomática (Figura 14 D). Entre as células epidérmicas há presença de tricomas que são constituídos por: pé composto por células diminutas e indiferenciadas, incrustado entre as células epidérmicas da face adaxial, possui um pESCOÇO constituído por duas células, sendo a região intermediária a qual é responsável por fazer a conexão com a cabeça multicelular, que é revestida por uma cutícula espessa (Figura 14 C). Constatou-se também, que a região em questão, quando submetida a testes histoquímicos, mostrou-se positiva para o lugol, caracterizando a presença de amido. Algumas características morfológicas

como estruturas dos tricomas foram registradas por Metcalfe & Chalk (1950) para a família Bignoniaceae.

O parênquima clorofílico no mesófilo é diferenciado em paliçádico e lacunoso e é dorsiventral, sendo que o parênquima paliçádico pode ser uni ou bi-estratificado formado por células colunares altas em paliçadas, de paredes tenuamente sinuosas que apresentam espaços intercelulares inconstantes (Figura 14 F). O parênquima lacunoso possui aproximadamente 4 a 5 camadas de células irregulares, com grandes espaços intercelulares. Ao longo do mesófilo há presença de vários feixes vasculares que estão envolvidos por uma bainha esclerenquimática e esta por uma outra bainha parenquimática. Devido a isso, os feixes são classificados como colaterais fechados (Figura 14 E). Esaú (1974), em seus estudos notou que as bainhas que envolvem as terminações vasculares principalmente as do floema e o xilema localizadas nas folhas, não ficam expostas ao ar presente nos espaços intercelulares.

Em corte transversal, no mesófilo, a presença de macroesclereídeos que estão dispostos entre as células do parênquima paliçádico ou entremeados com as do lacunoso, sempre voltados para a face adaxial ou também localizados somente entre as do paliçádico (Figuras 14 B-E). Em macerados de folíolos, os esclereídeos estão individualizados e encontram-se dispersos pelo mesófilo, ou seja, estão localizados entre as células do mesófilo e as epidérmicas, tanto transversalmente quanto longitudinalmente. Os esclereídeos podem apresentar morfologias variadas, com paredes lignificadas e espessadas, lúmen pouco desenvolvido e com ausência de pontuações.

Em macerado os esclereídeos observados possuíam vários aspectos: de ganchos com paredes irregulares, de ossos com extremidades diminutas e sem ramificações, filiformes curvos de aspecto amorfo. Podem conter terminações simples ou bifurcadas (Figura 15 A-D). Também há a presença de fibras libriformes, com paredes retas a ligeiramente sinuosas, delgadas e lignificadas (Figura 15 F).

De acordo com Solereder (1908) e Metcalfe & Chalk (1950), os esclereídeos podem estar dispersos no mesófilo nas direções: transversal, longitudinal e paralela à epiderme adaxial e são geralmente filiformes, tricoesclereídeos, lineares, em forma de “T”, estrelados e curvos apresentando desde terminações simples a bifurcadas. A parede celular é ligeiramente ondulada e fortemente lignificada e sem pontuações. Essas estruturas foram mencionadas por Blenk (1884) como células espiculares. Engler (1874) e Blenk (1884) referiram-se à mesma estrutura como fibras esclerenquimáticas. Metcalfe & Chalk (1957) fazem referência a estas estruturas como idioblastos de

esclereídeos esclerenquimáticos. Essas estruturas estavam em algumas regiões do caule da espécie em estudo.

No que diz respeito à função, acredita-se que a presença de esclereídeos ao longo das secções na espécie, pode ser interpretada como um reforço para aumentar a resistência mecânica das mesmas em decorrência do seu tipo de hábito, além dos esclereídeos. Do ponto de vista evolutivo, Fahn (1990) considerou que as fibras libriformes são as mais especializadas filogeneticamente, porém em relação ao desenvolvimento, Esaú (1974) comentou que a presença de curvas, bifurcações e ramificações nas células esclerenquimáticas constituem uma evidência de que as mesmas apresentam crescimento intrusivo ou interposicional, haja vista que quando a célula em desenvolvimento é impedida de sua progressão por outras células penetram por entre estas.

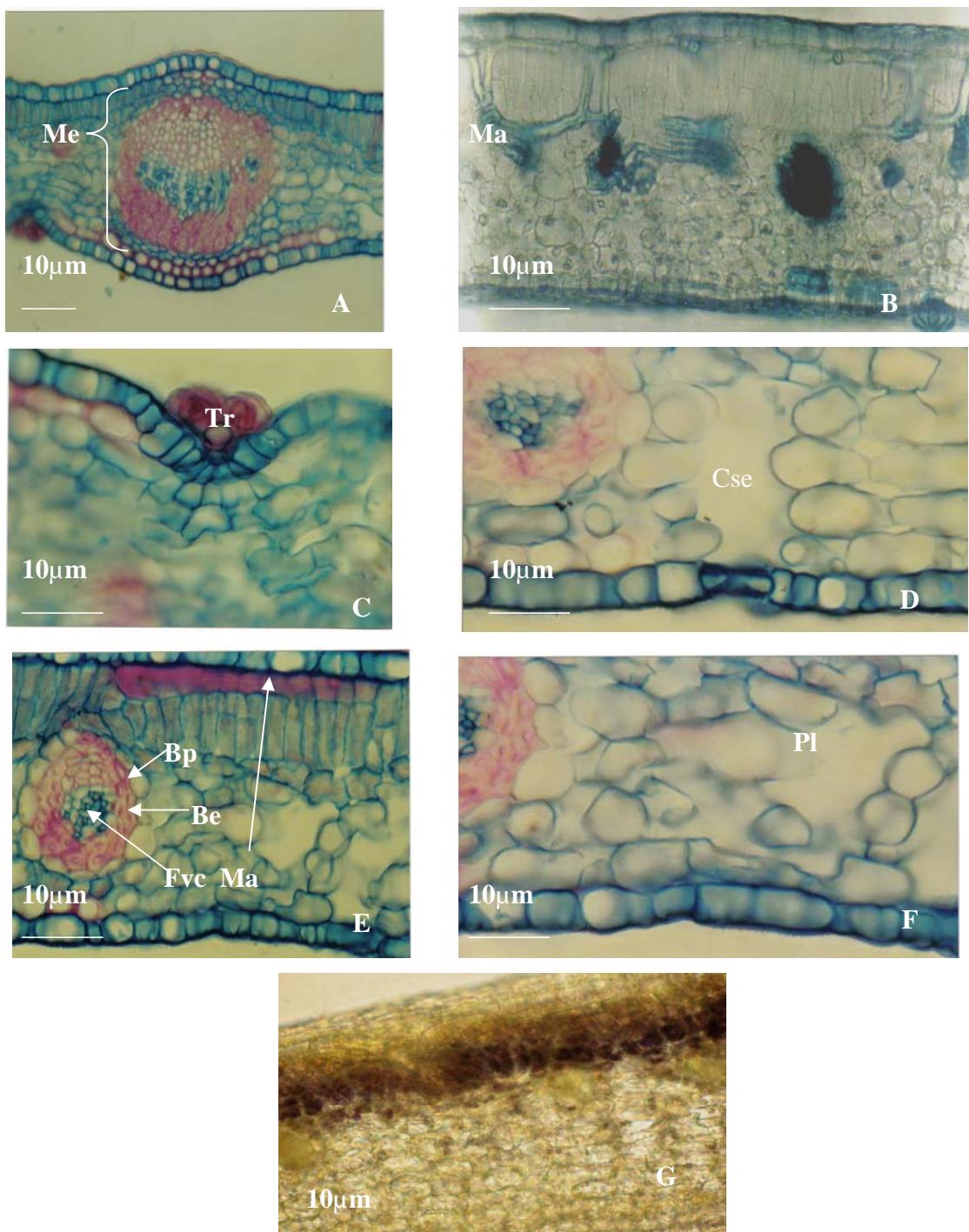


Figura 14 - Corte transversal da superfície da lâmina foliar de *Mansoa standleyi* A: visão geral (Me) (10X), B: macroesclereídeos (Ma) (20x), C: tricoma glandular constituído por pé, cabeça, base (Tr) (100X), D: cutícula estriada, câmera subestomática, (C.Se) em corte transversal (100X), E: mesofilo do tipo dorsiventral, feixe vascular colateral fechado (Fvc), bainha parenquimática (Bp) e bainha esclerenquimática (Be) (40X), F: detalhe do parênquima lacunoso (Pl) (40X), G: amido no parênquima amilífero distribuído linearmente entre as células do parênquima paliçádico e lacunoso (40X).

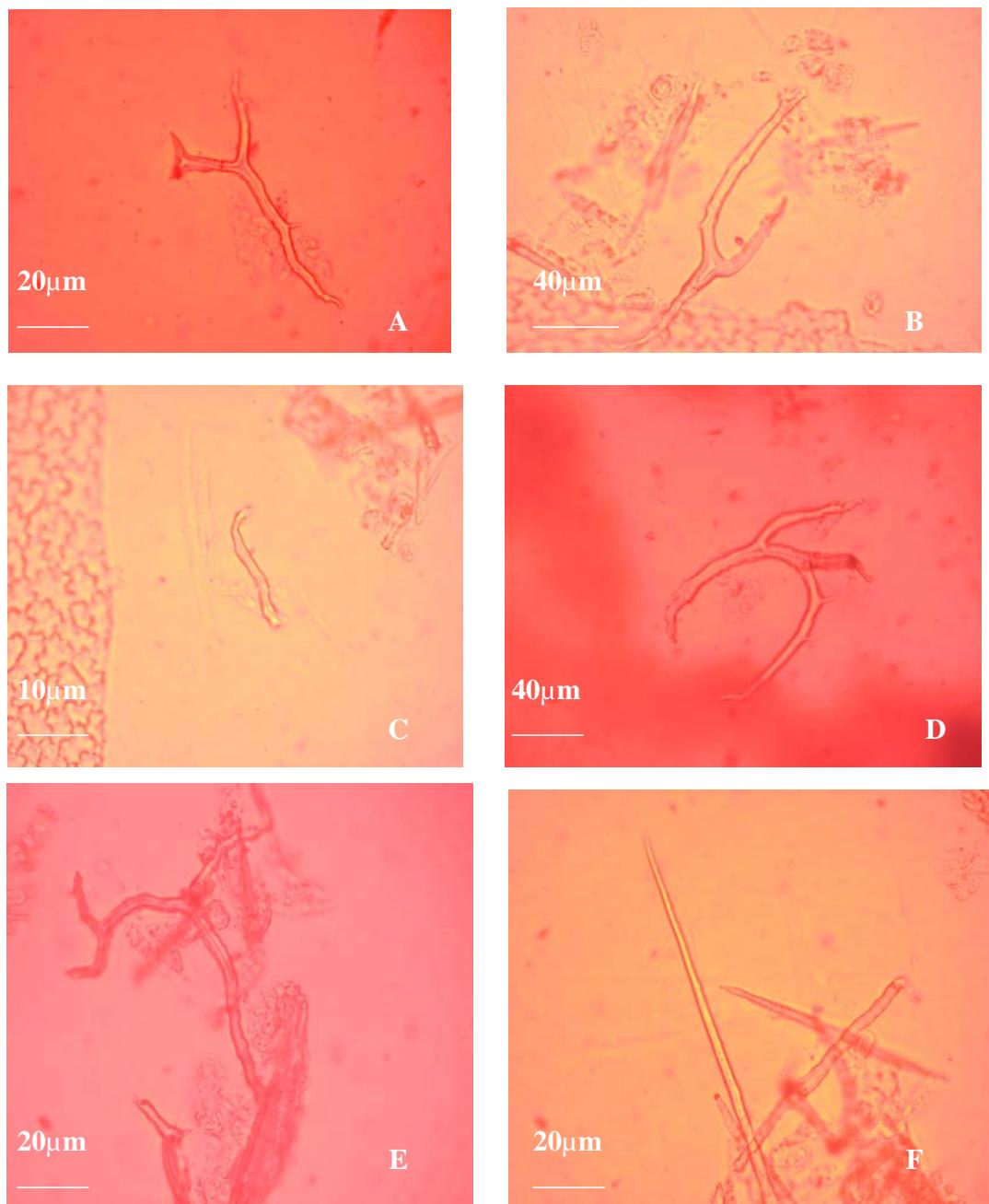


Figura 15 - Macerado de folíolo de *Mansoa standleyi* - **A:** macroesclereídeo, **B:** esclereídeo em aspecto de foice, **C:** osteoesclereídeo, **D:** astroesclereídeo, **E:** macroesclereídeo duplamente bifurcado, **F:** fibras libriformes.

#### 4.2.5. NERVURA CENTRAL

Nas secções transversais da nervura central, as células epidérmicas adaxiais são retangulares e maiores que as células das abaxiais formando um único estrato de células. A região ventral é côncava e a dorsal convexa (Figuras 16 A e B). Na face abaxial as células possuem aspecto papilóide, com paredes anticlinais e periclinais externas sendo cobertas por uma delgada cutícula estriada e adjacente a ambas às epidermes foram encontradas de 1 a 4 camadas de células colenquimáticas com espessamento anelar (Figura 16 D). Esse órgão quando submetido aos testes histoquímicos, foi reativo ao lugol, caracterizando a presença de amido (Figura 16 F). Nas adjacências da epiderme há a presença de colênquima anelar constituído por três estratos celulares, voltados para a face abaxial da lâmina foliolar (Figura 17 B). Abaixo do estrato colenquimático há o parênquima fundamental contendo fibras isoladas ou em grupos.

O parênquima fundamental é formado por células arredondadas heterodimensionais ricas em cristais de várias formas e tamanhos, tais como estilóides, drusas e monocristais e cristais prismáticos (Figuras 18 A - D), cuja composição é de oxalato de cálcio e enxofre, o qual foi comprovado pelo diagnóstico do EDS em MEV (Figura 19). Estudos realizados por Solereder (1908) e Metcalfe & Chalk (1950) citaram que na família Bignoniaceae além desses tipos de cristais, podem ocorrer cristais em pequenos grãos cristalinos de várias formas, o que não foi observado na espécie em estudo. Esses mesmo autores ainda citam o fato de que em Bignoniaceae os cristais são ricos em oxalato de cálcio. Cristais sob as mais diversas formas são comuns no reino vegetal e representam um caráter marcante em diversas famílias. Milanez (1932) estabeleceu uma correlação entre a presença desses cristais e o espessamento das paredes celulares e sugere que os cristais sejam responsáveis pela formação de esclereídeos em algumas famílias de dicotiledôneas. Metcalfe & Chalk (1983) descreveram que cristais de oxalato de cálcio, geralmente localizados no lúmen celular estão entre as substâncias ergásticas mais difundidas nas angiospermas e que eles têm recebido atenção dos anatomicistas por anos e que os cristais solitários e drusas são tipos mais comuns entre as dicotiledôneas e que cada tipo pode ocorrer sozinho ou ambos podem estar presente. Segundo Paiva (2003) é provável que os mesmos estejam envolvidos na inativação do ácido oxálico tóxico, na proteção da planta contra ataque de herbívoros e no equilíbrio dos níveis de cálcio no citosol. De um modo geral, os cristais são úteis como suporte estrutural, na proteção contra herbívoros e na manutenção do balanço iônico, pelo armazenamento de oxalato e cálcio nos idioblastos (FRANCESCHI & HORNER JR., 1980).

Em relação aos feixes vasculares verificou-se que o floema circunda o xilema, supondo-se tratar de um feixe bicolateral, sendo que tais feixes ainda apresentam bainha esclerenquimática envolvendo externamente a bainha de células (Figura 17 C). Observou-se também a presença do câmbio em início de formação localizado entre o floema e xilema, sendo que o último forma raios circundando o parênquima medular no qual se encontram feixes de floema envolvidos por bainha esclerenquimática (Figura 17 D). Para Metcalfe & Chalk (1950), é comum nas Bignoniaceae a presença de feixes vasculares do tipo colateral nas folhas. Para Oliveira & Garcia (1993) uma característica relevante na diagnose da droga vegetal é a calota de fibras localizadas sobre os feixes vasculares. Em contrapartida, em muitas Magnoliophyta, os feixes vasculares são total ou parcialmente circundados por uma bainha morfológicamente distinta formada por uma ou mais camadas de células. Nas Magnoliopsida, os feixes de maior porte localizam-se na nervura central e os de pequeno porte estão imersos no mesófilo (ESAU, 1974; CUTTER, 1986). Para Metcalfe & Chalk (1950) e Cronquist (1981) na família Bignoniaceae pode haver a ocorrência de fibras que são ou não lignificadas, isoladas ou em grupos.

Nas regiões parenquimáticas medulares as células são maiores que as parenquimáticas corticais e formam lacunas entre as mesmas.

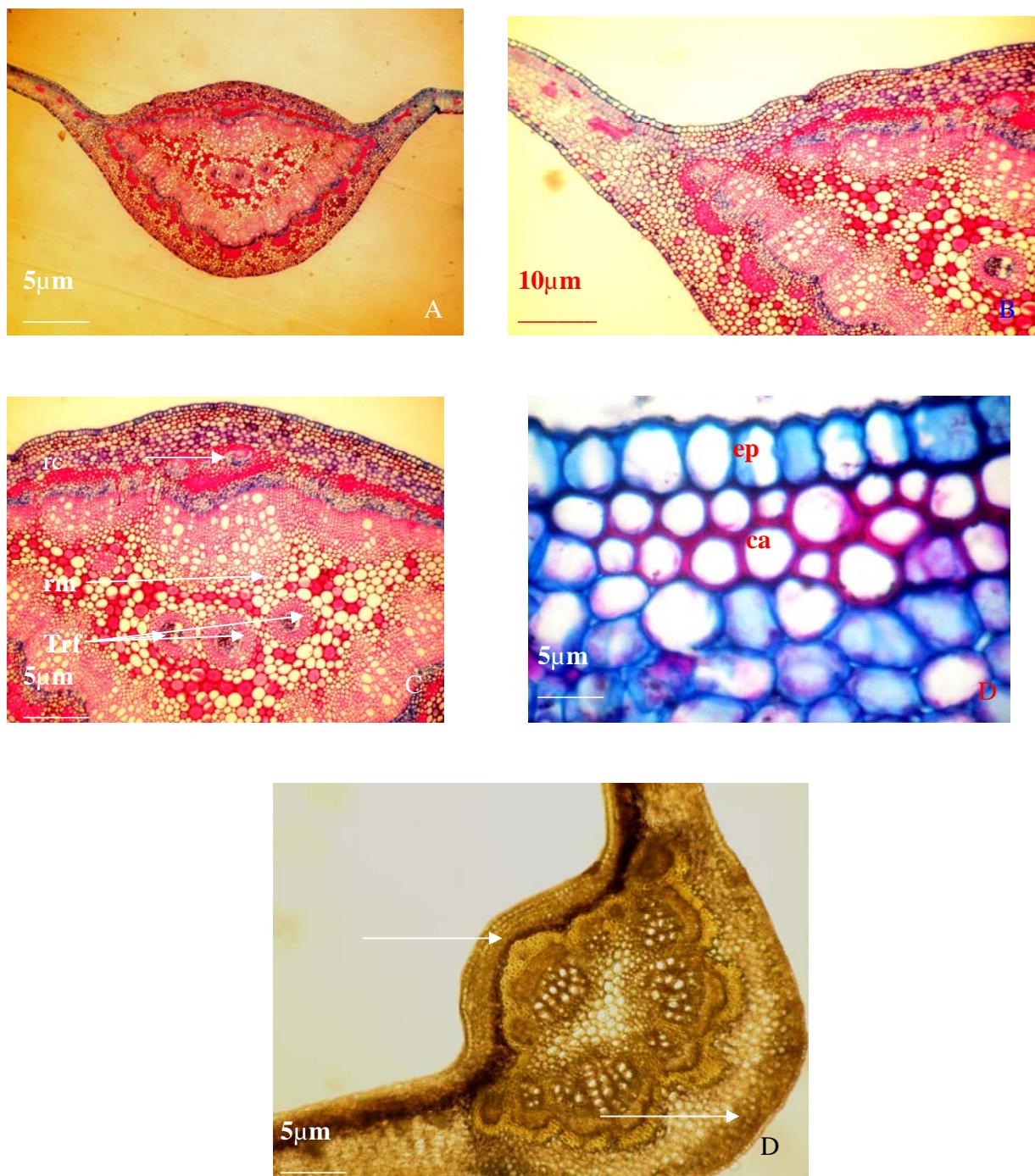


Figura 16 - Nervura central em corte transversal de *Mansoa standleyi* - A: visão geral da nervura central (NC) (40X), B: fusão da NC com o mesofilo (10X), C: revestimento, região cortical (rc) e medular (rm), traços foliares (Trf) (40X), D: revestimento com células de aspecto papiloso, colênquima anelar (co) na região adaxial (40X), D: distribuição da camada amilífera ao longo da lâmina foliolar e NC.

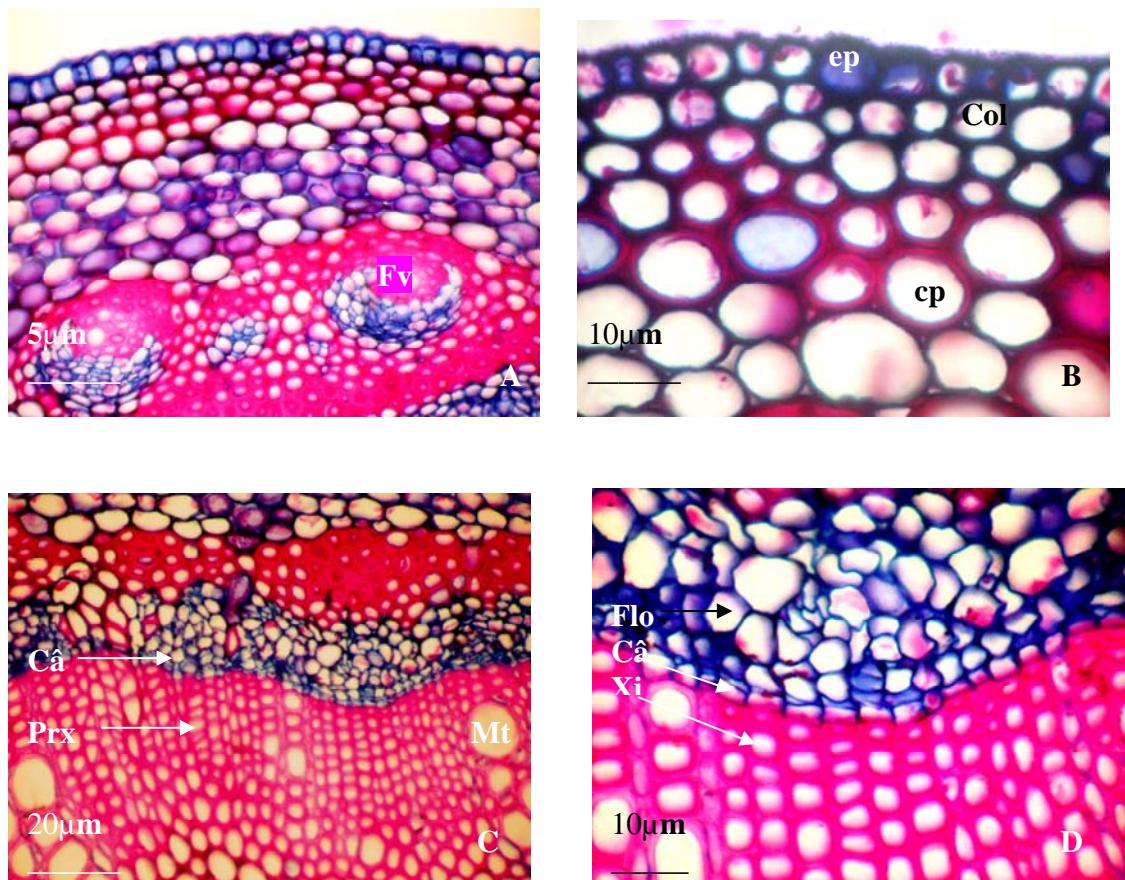


Figura 17 - Nervura central em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A**: região cortical (RCo), feixes vasculares colaterais fechados (Fx) (10X), **B**: epiderme abaxial com espessa cutícula revestimento, colênquima anelar (Ca), células parenquimáticas (cp) (40X), **C**: câmbio em divisão (Câ), metaxilema (Mt) e protofloema (Pf) (100X), **D**: detalhe do câmbio e floema segmentado (100X).

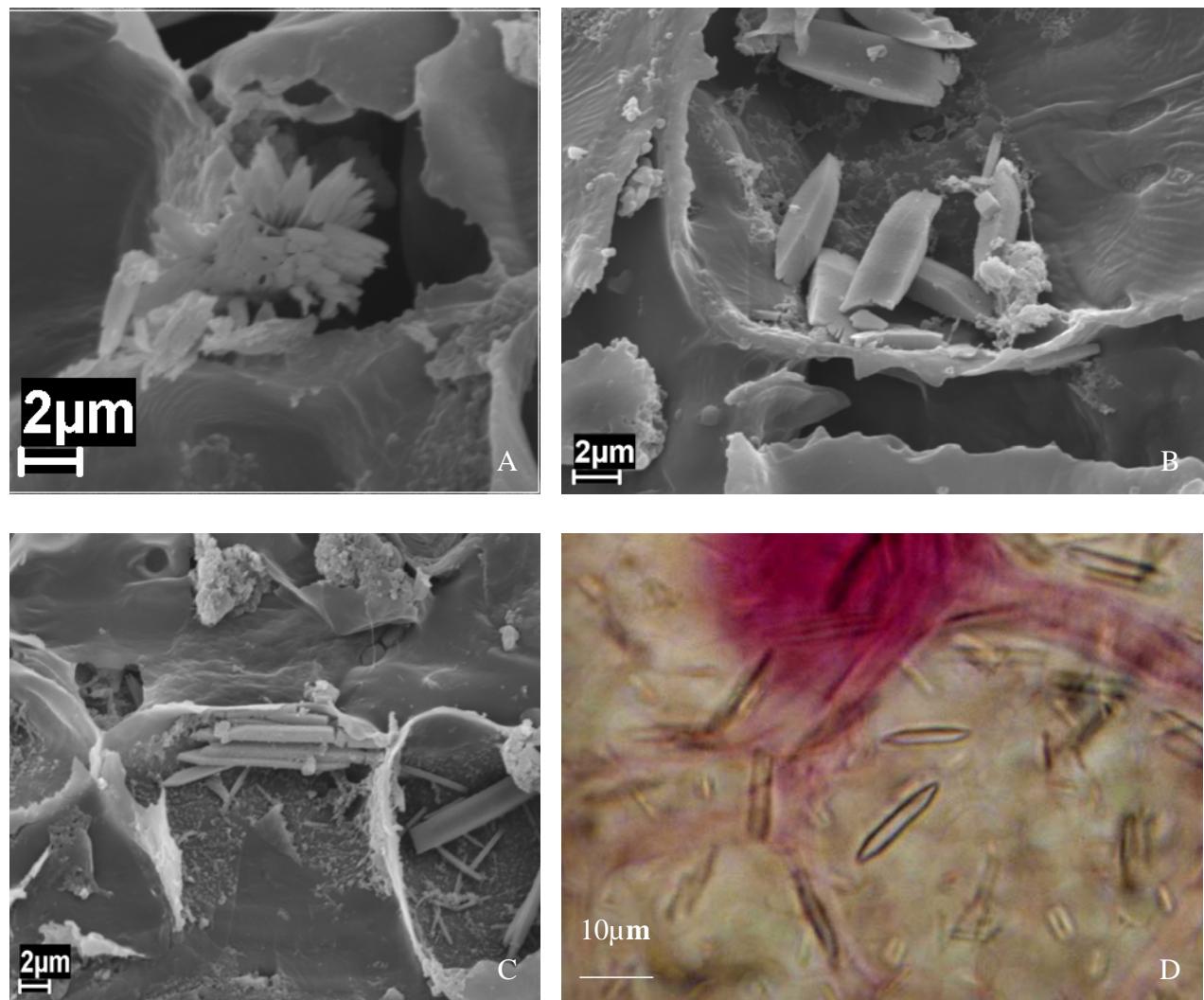


Figura 18 - Cristais encontrados no mesofilo de *Mansoa standleyi* MEV **A**: drusas; **B**: monocristais; **C**: estilóides; **D**: monocristais prismáticos observados em diafanização (40X).

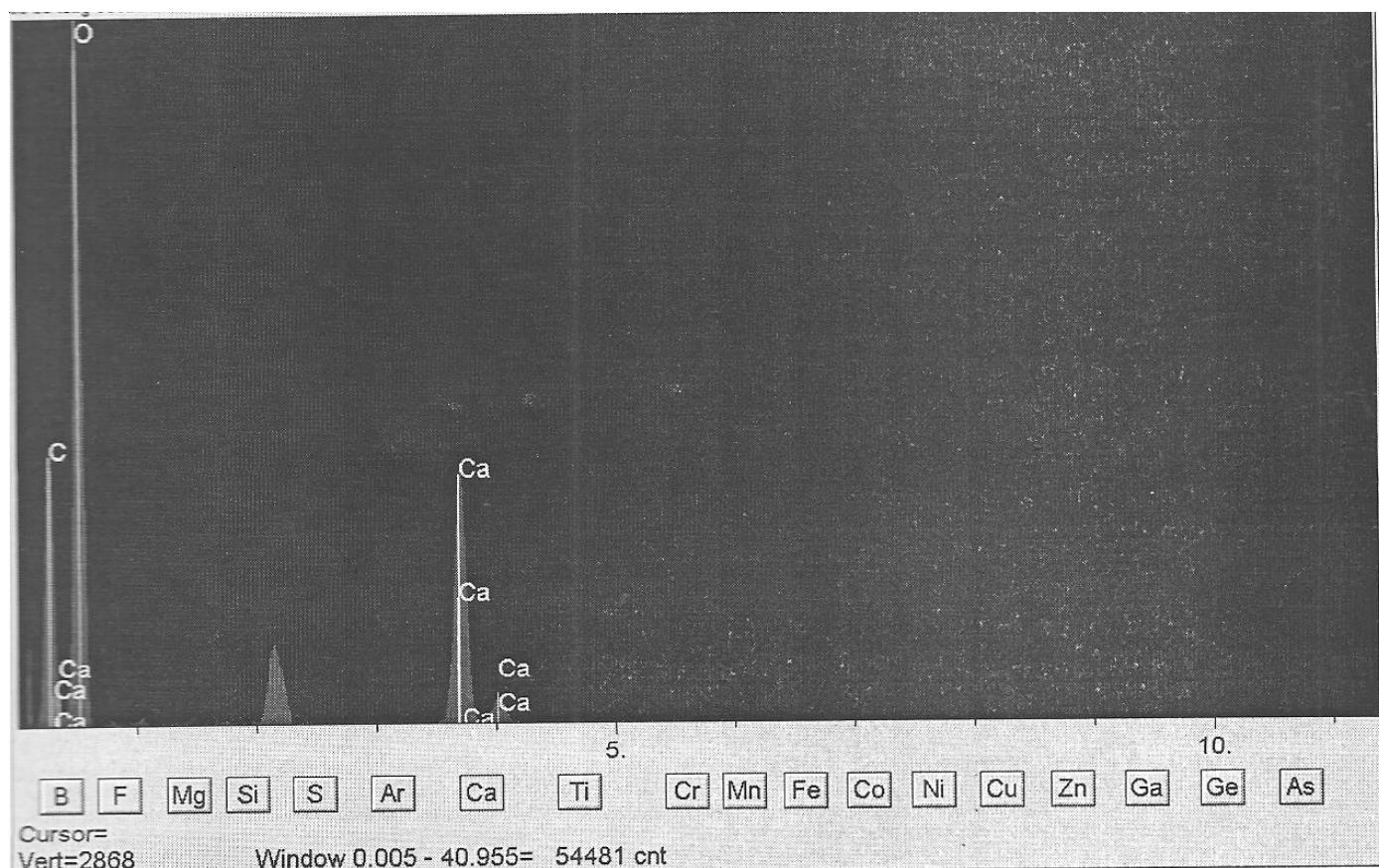


Figura 19 - Gráfico da composição química dos cristais em Energy Dispersive Spectroscopy (EDS) encontrados em *Mansoa standleyi*.

#### 4.2.6. MARGEM

A margem em corte transversal na espécie *Mansoa standleyi* encontra-se voltada para a face abaxial, ou seja, é involuta ou fletida. As células epidérmicas são poligonais sendo que as da superfície superior são maiores. Sobre a face adaxial há presença de uma camada cuticular estriada conspícuia e subjacente às epidermes e o mesofilo com nítida diferença entre o parênquima fundamental, o parênquima paliçádico e o lacunoso. Além disso, há a presença de uma camada de células esclereficadas que se encontra em toda extensão dos tecidos, acompanhado até o final da margem, onde também ocorre o término do parênquima paliçádico, no qual estão dispersos feixes vasculares colaterais fechados (Figura 20 A). Entre as células epidérmicas há a presença de tricomas glandulares constituídos por três regiões distintas: a base que é composta por células diminutas e indiferenciadas que estão incrustadas entre as células epidérmicas, uma região intermediária que representa o pescoço, o qual é constituído por duas a três células. Essa região é responsável pela união com a cabeça que é constituída por várias células e revestida por uma cutícula lisa e espessa. Estudos realizados por Metcalfe & Chalk (1979) relataram que a presença de tricomas pode ter valores taxonômicos, sendo a descrição destes, relevante.

À medida que se aproxima da região marginal as células epidérmicas adaxiais assumem formas elipsóides com paredes anticlinais retas, espessadas e cobertas por uma cutícula delgada estriada. O parênquima paliçádico e o lacunoso são interrompidos à medida que se aproximam da margem. Sendo a mesma preenchida por colênquima do tipo anelar que é constituído por duas a três camadas, além, de ninhos de células fibrosas localizados próximo a margem (Figura 20 A).

Próximo à epiderme e mais especificamente na periferia da margem a presença de nectários, sendo estes chamados de extraflorais (NEFS) que em vista frontal, apresentam-se constituídos por várias células paliçádicas, justapostas e poligonais que estão dispostas em um círculo, o qual se delimita com outras menores que se encontram abaixo do nível da epiderme (Figura 20 B). Em MEV, o nectário extrafloral encontra-se em uma depressão da epiderme e está recoberto por ceras, o que provavelmente possibilita a sua proteção (Figura 20 C). Autores como Solereder (1908), Metcalfe & Chalk (1950, 1979), Lewton (1925) e Butler *et al.*, (1972) descreveram que os NEFS localizados em depressões na face inferior da nervura mediana ou nas nervuras laterais das folhas para a família Bignoniaceae. Na espécie em estudo a localização dos NEFS são contrárias aos dos

autores citados, pois as referidas estruturas estão localizadas na região marginal da folha e na face adaxial.

Estudos realizados por Delpino (1874), Janzen (1966) e Elias & Gelband (1977) indicaram que os NEFS são estruturas atrativas de formigas, as quais seriam responsáveis pela proteção da planta, contra o ataque de herbívoros. Para Esaú (1974) o tecido secretor do nectário pode estar limitado à epiderme ou encontrar-se em células situadas em várias camadas abaixo. As células epidérmicas, dispostas em paliçádicas são interpretadas por Metcalfe & Chalk (1979), como uma adaptação para facilitar a saída de secreção. A função dos nectários extraflorais é descrita de diferentes maneiras por diversos autores. Os autores supracitados propõem que a função dos nectários extraflorais é de eliminar o excesso de açúcares da planta.

Para Esaú (1974) os nectários nos quais o xilema predomina no seu suprimento, representam estágios intermediários como os hidatódios, enquanto que para Fahn (1979) os nectários que secretam através de células epidérmicas ou tricomas funcionam similarmente como glândulas de sal. Metcalfe & Chalk (1979) afirmaram que nectários extraflorais com epiderme paliçádicas são estruturalmente similares aos hidatódios com epitema e a nectários florais. Por outro lado, do ponto de vista filogenético para Fahn (1979) os NEFS são mais primitivos que os nectários florais. Entretanto, Metcalfe & Chalk (1979) afirmaram que esses tipos de nectários são suficientemente importantes para ser diagnóstico em algumas famílias como nos exemplos das Bignoniaceae.

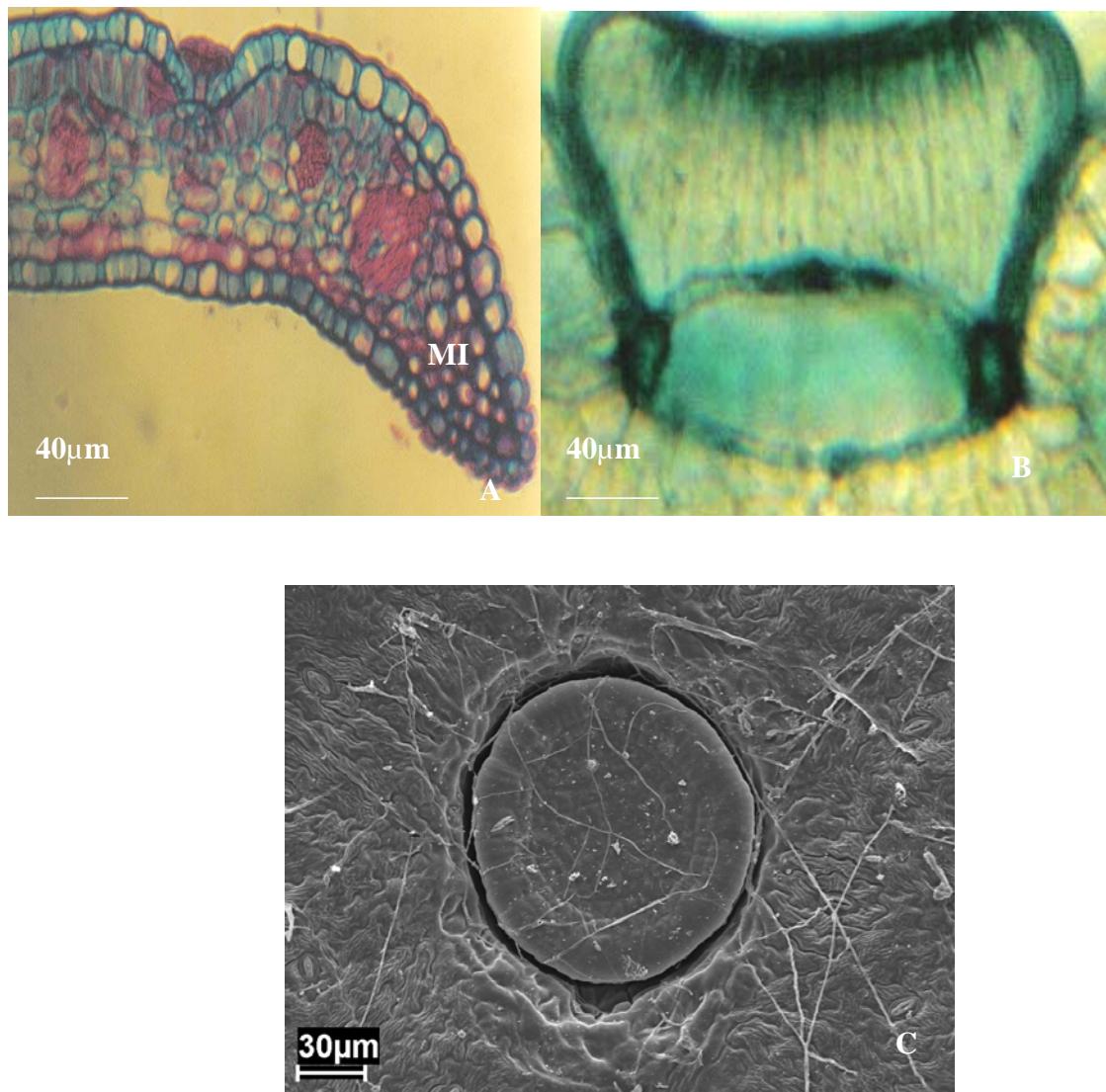


Figura 20 - Folíolo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** margem involuta (MI) (20X), **B:** nectário em vista frontal constituído por células justapostas e em paliçadas (40X), **C:** MEV nectário incrustado na epiderme adaxial.

#### 4.2.7. PECÍOLO

O pecíolo em corte transversal apresenta quatro regiões bem distintas: revestimento, cortical, vascular e medular. O seu formato é praticamente circular e levemente achatado na face adaxial, ou seja, convexa (Figura 21 A). Possuem como revestimento secundário à periderme ao longo de toda a sua extensão (Figuras 21 B - 23 A). O tecido de revestimento é representado pela epiderme e periderme. Em vista frontal, as células epidérmicas possuem formato poligonal e se dispõem em um único estrato (Figura 21 C). Verificou-se a presença de tricomas do tipo simples não glandular e glandular (Figuras 21 D - 22 A).

A periderme representa o crescimento secundário, que ao longo de toda superfície é pluriestratificada. O súber é constituído por células retangulares e justapostas de paredes retas lignificadas e espessadas, tanto periclinalmente como anticlinalmente e estando disposto paralelamente entre si, considerando o seu maior eixo na sua porção mais externa. Na mais interna as paredes são mais onduladas e que em determinadas áreas do súber as células apresentam paredes adelgaçadas (frágeis). Logo abaixo dessa região há a presença do felogênio, cujas células estão em divisão pericinal e subjacente a esse tecido encontra-se a feloderma que se confunde com o parênquima cortical, cujas células possuem formato irregular com paredes delgadas e pequenas lacunas, o que foi observado também na espécie em *Mansoa standleyi*. Segundo o tecido epidérmico e fazendo parte da região cortical, ocorre uma faixa contínua de colênquima anelar, composta por aproximadamente quatro estratos (Figura 23 A). Além disso, é comum a presença de idioblastos fibrosos (Figura 22 B). Nas adjacências do córtex, encontra-se a região vascular que é constituída de raios parenquimáticos e poros em faixas contínuas, além de conter um feixe vascular central do tipo colateral envolvendo um parênquima medular. Observou-se também, outros três feixes vasculares do tipo anfivasal (Figura 22 D). Esse feixe é envolvido por capas de células fibrosas com aproximadamente 53 células (Figura 23 D).

A região basal do pecíolo é côncavo-convexo e em seu trajeto para a base da lâmina foliolar, a concavidade vai se tornando menos acentuada, podendo ser considerado quase plano-convexo. O colênquima também é do tipo anelar, encontra-se presente em todo o contorno do pecíolo, é restrito as faces abaxial, adaxial e alas laterais. O parênquima fundamental é constituído por várias camadas de células. Nesse parênquima ocorrem células de tamanho e formato elíptico no sentido pericinal e frouxo (Figura 22 C). A estrutura anatômica do pecíolo para muitos autores é considerada uma importante ferramenta para identificação de táxons. Na espécie em estudo as características

observáveis poderão contribuir para identificação de outras espécies, pertencentes ao gênero *Mansoa*, uma vez que não há registros sobre as mesmas.

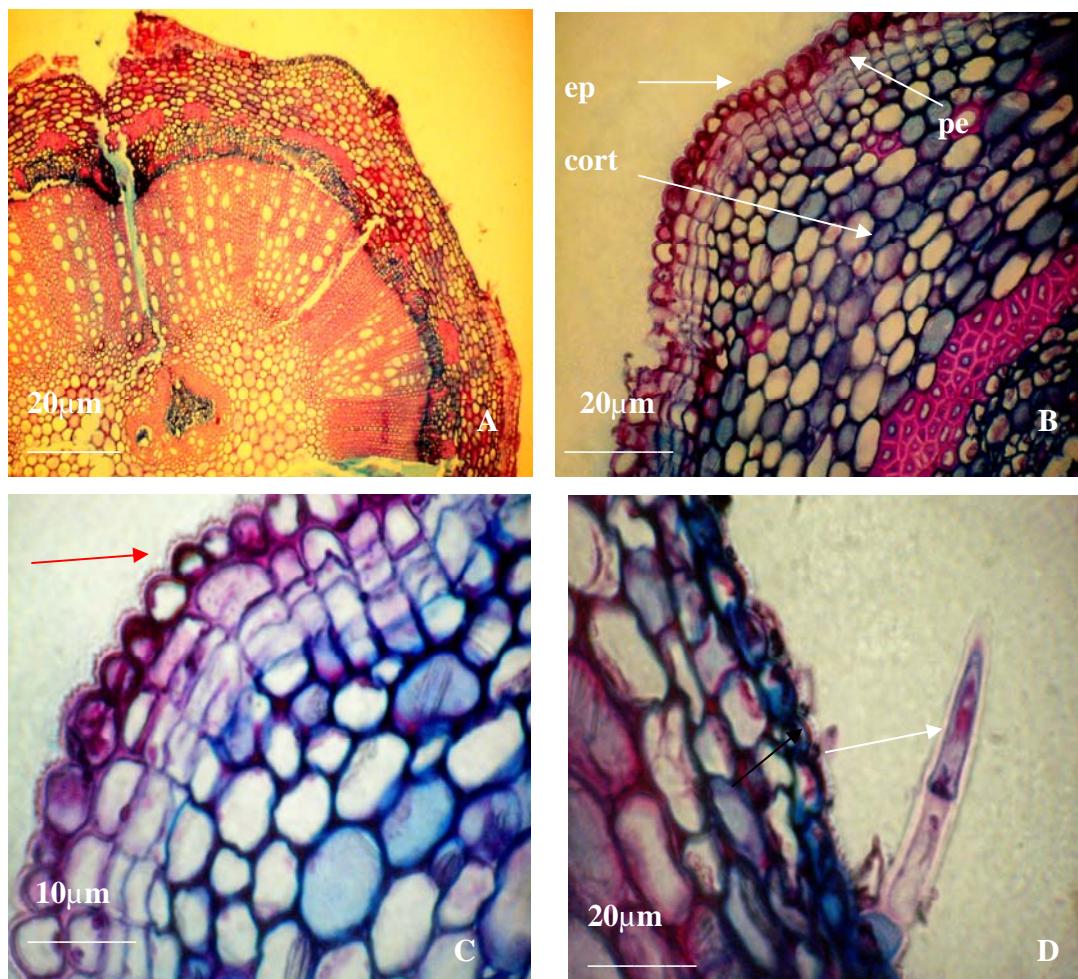


Figura 21 - Pecíolo em corte transversal de *Mansoa standleyi* A: visão geral do pecíolo (10X), B: epiderme (ep), periderme (pe) e córtex (cort) (10X), C: cutícula estriada (cu) (100X), D: detalhe do tricoma tector tricelular com parede espessa (tt) (100X).

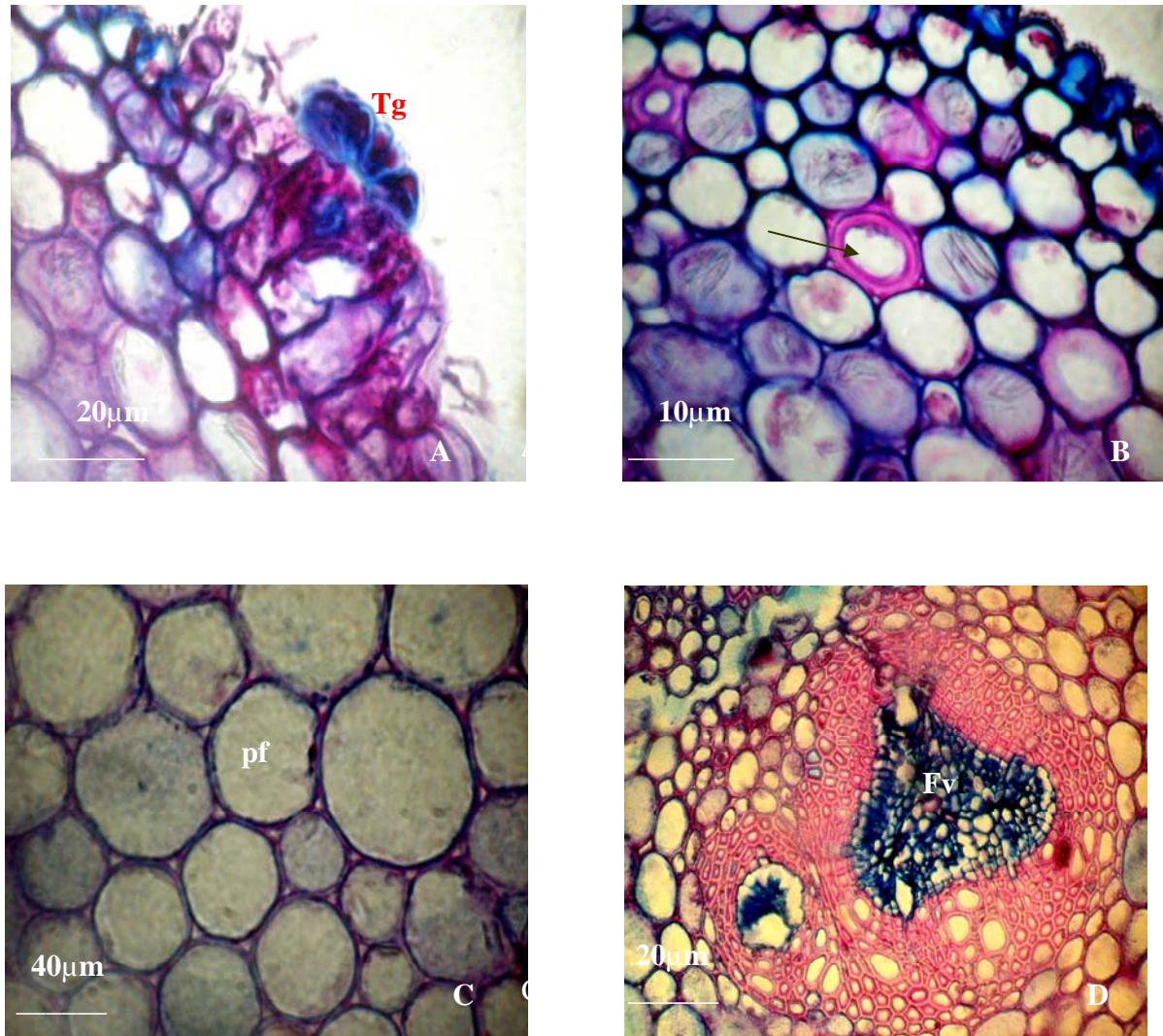


Figura 22 - Pecíolo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** tricoma glandular (Tg) (100X)  
**B:** idioblastos (100X), **C:** parênquima frouxo (pf) (100x), **D:** feixe vascular fundido do tipo anfivasal (Fv).

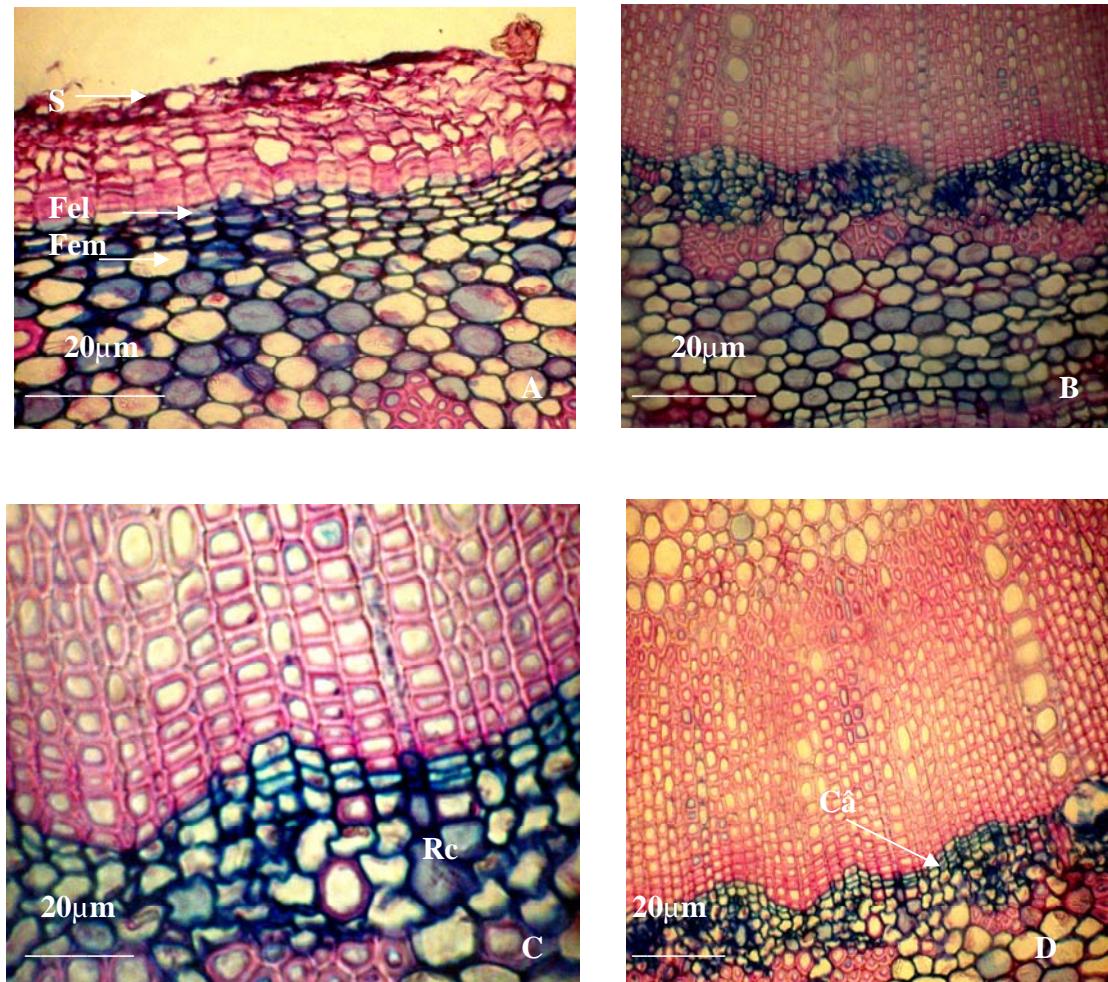


Figura 23 - Pecíolo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** detalhe da periderme de fora para dentro súber, felogênio e feloderma, **B:** região cortical com ninhos de fibras, metaxilema e floema (40X), **C:** detalhe da região cortical (Rc) (40X), **D:** formação do Câmbio (Câ) com células em divisão (40X).

#### 4.2.8. PECIÓLULO

O peciólulo alado em corte transversal apresenta quatro regiões bem distintas: tecido de revestimento, região cortical, região vascular e região medular (Figuras 24 A - B). O tecido epidérmico é uniestratificado sendo constituído por células regulares, revestido por uma cutícula espessada e estriada (Figuras 25 A - B). Os tricomas estão localizados na superfície côncava e na base do peciólulo (Figura 24 C-D), que quando submetidos aos testes histoquímicos reagiu positivamente para o SUDAM III, caracterizando a presença de compostos de natureza lípidica e polissacarídica ácida na cutícula (Figura 24 F). Anexo a este tecido e fazendo parte da região cortical, verificou-se a presença do colênquima anelar formado por aproximadamente de cinco a seis estratos de células e por entre essas células, a presença de idioblastos fibrosos (Figura 24 D). Há existência de fibras individualizadas que apresentam as áreas  $S_1$ ,  $S_2$  e  $S_3$  (Figuras 25 F). Subjacente ao colênquima percebeu-se aproximadamente sete camadas de células parenquimáticas de aspecto elipsóide, sendo este tecido contínuo na região basal do pecíolo e peciólulo. Abaixo da região cortical encontrou-se a região vascular que é representada por um feixe central do tipo anfivasal (Figuras 25 E - 25 D). O parênquima medular é constituído por células parenquimáticas arredondadas bem justapostas e imersas nesse parênquima há até sete feixes vasculares concêntricos do tipo anfivasal (Figura 24 E). A região medular é constituída de células arredondadas (Figura 25 C). Observou-se ainda, a presença do câmbio em ampla atividade celular (Figura 26 B) e metaxilemas internos (Figura 25 A)

Este tipo de organização vascular é citado por Solereder (1908) e Metcalfe & Chalk (1957), para alguns gêneros da família Bignoniaceae, entre eles *Mansoa*, que apresenta o sistema vascular circular, fibroso (externo) e um medular.



Figura 24 - Peciólulo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - A-B: visão geral detalhe dos feixes variados proximal e distal, C: tricoma tector tricelular, D: revestimento uniestratificado, tricomas glandulares (Tg) camada colenquimática anelar (Co), idioblastos fibrosos (I), E: feixes vasculares anfivasais (Fx), F: presença de substâncias lipofílicas.

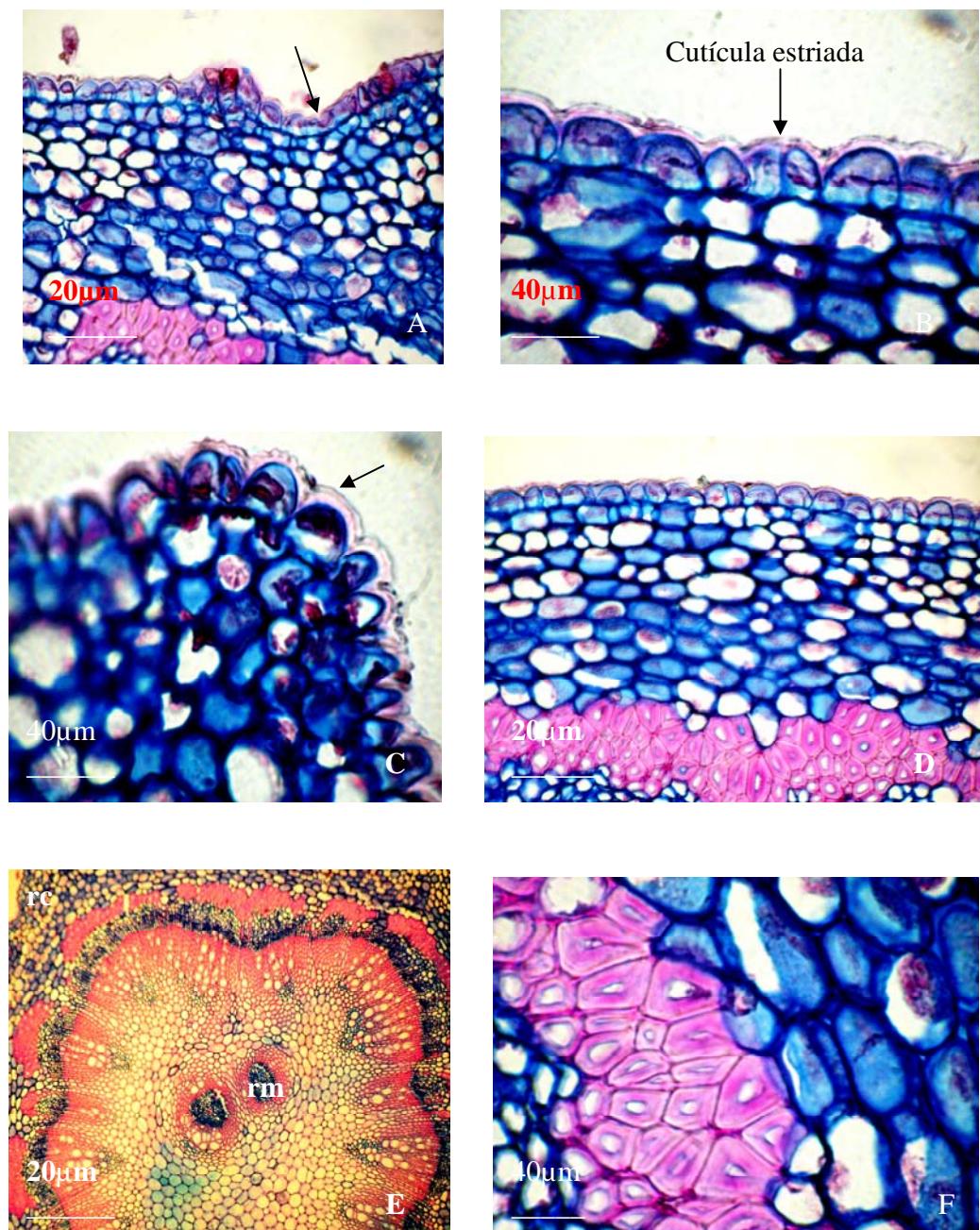


Figura 25 - Peciólulo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - A: revestimento (40X), B-C: detalhe da cutícula estriada (100X), D: região cortical (rc) e ninhos de fibras (10X), E: região cortical (rc) e medular (rm) com feixes anfivasais, F: detalhe das fibras.

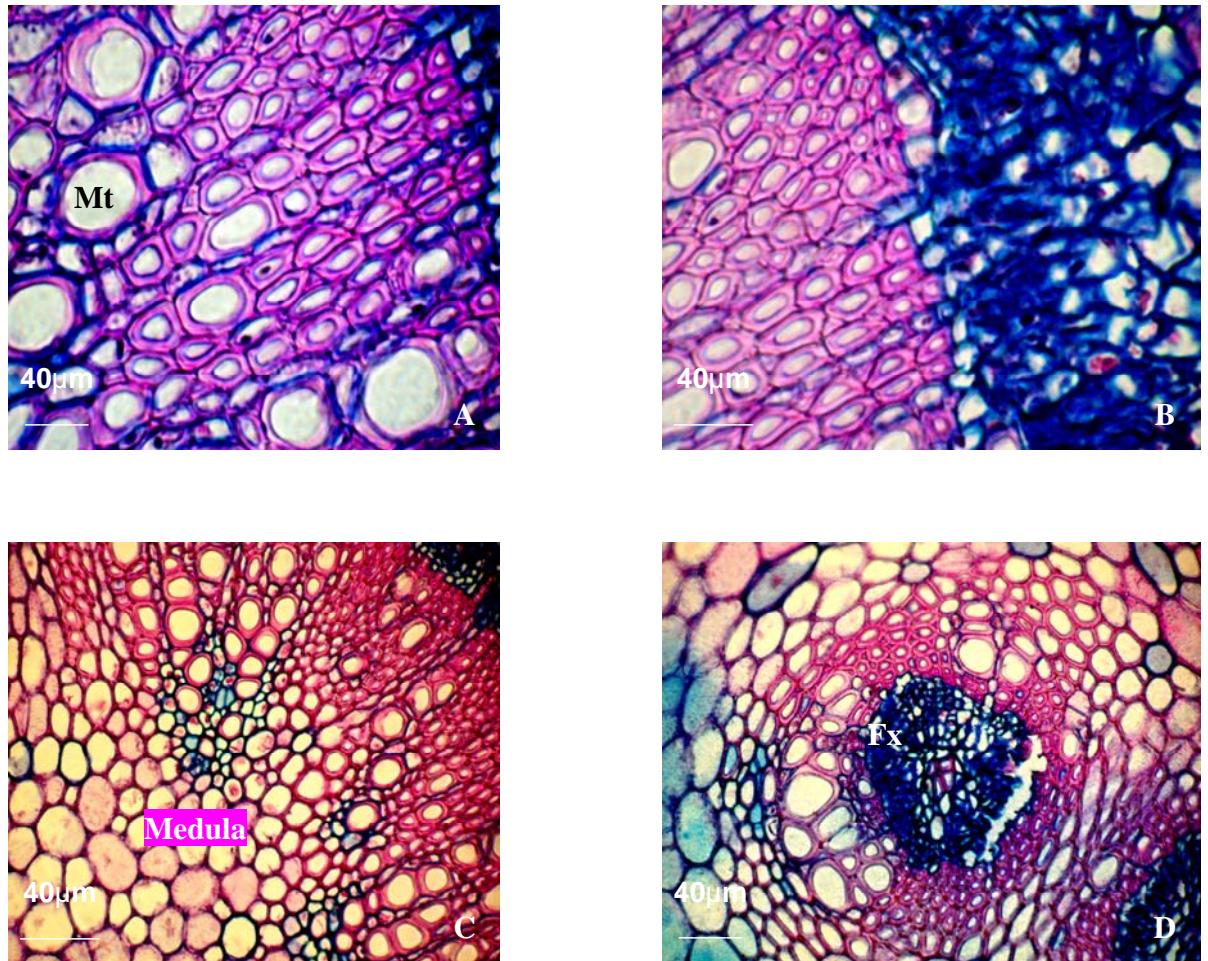


Figura 26 - Peciólulo em corte transversal de *Mansoa standleyi* - **A:** metaxilema interno (100X), **B:** células do câmbio em divisão (100X), **C:** células arredondadas da medula e metaxilema em divisão (Mt) (100x) **D:** feixes vasculares anfivasais (Fx) (100x).

#### 4.2.9. GAVINHAS

Em secções transversais nas gavinhas observou-se três regiões distintas: proximal, mediana e distal, nas quais, notou-se a presença de tecidos de revestimentos com natureza primária e secundária, onde a epiderme é uniestratificada constituída por células retangulares, de paredes anticlinais e periclinais externas retas (Figura 27 A). Subjacente à epiderme há a formação do súber, constituída por três camadas de células, felogênio com três camadas e a feloderma pluriestratificada, constituindo a periderme com várias lenticelas conspícuas (Figura 27 B). Anexo a esses revestimentos, há a presença do parênquima cortical com várias camadas de células com paredes delgadas entremeadas por calotas de fibras. Logo abaixo do parênquima há a presença de floema secundário pluriestratificado e de células amorfas. Adjacente à região medular encontra-se o parênquima medular com células heterodimensionais de paredes lignificadas sem conteúdos aparentes e entre essas células há o câmbio em ampla atividade celular (Figura 27 C). Entre a região proximal e mediana à descrição anatômica aparentemente é idêntica em todos os aspectos. Enquanto que na região distal observou-se que a diferença no felogênio está na quantidade de células do, ou seja, é constituído por duas camadas de células, enquanto que o feloderma tem três camadas.

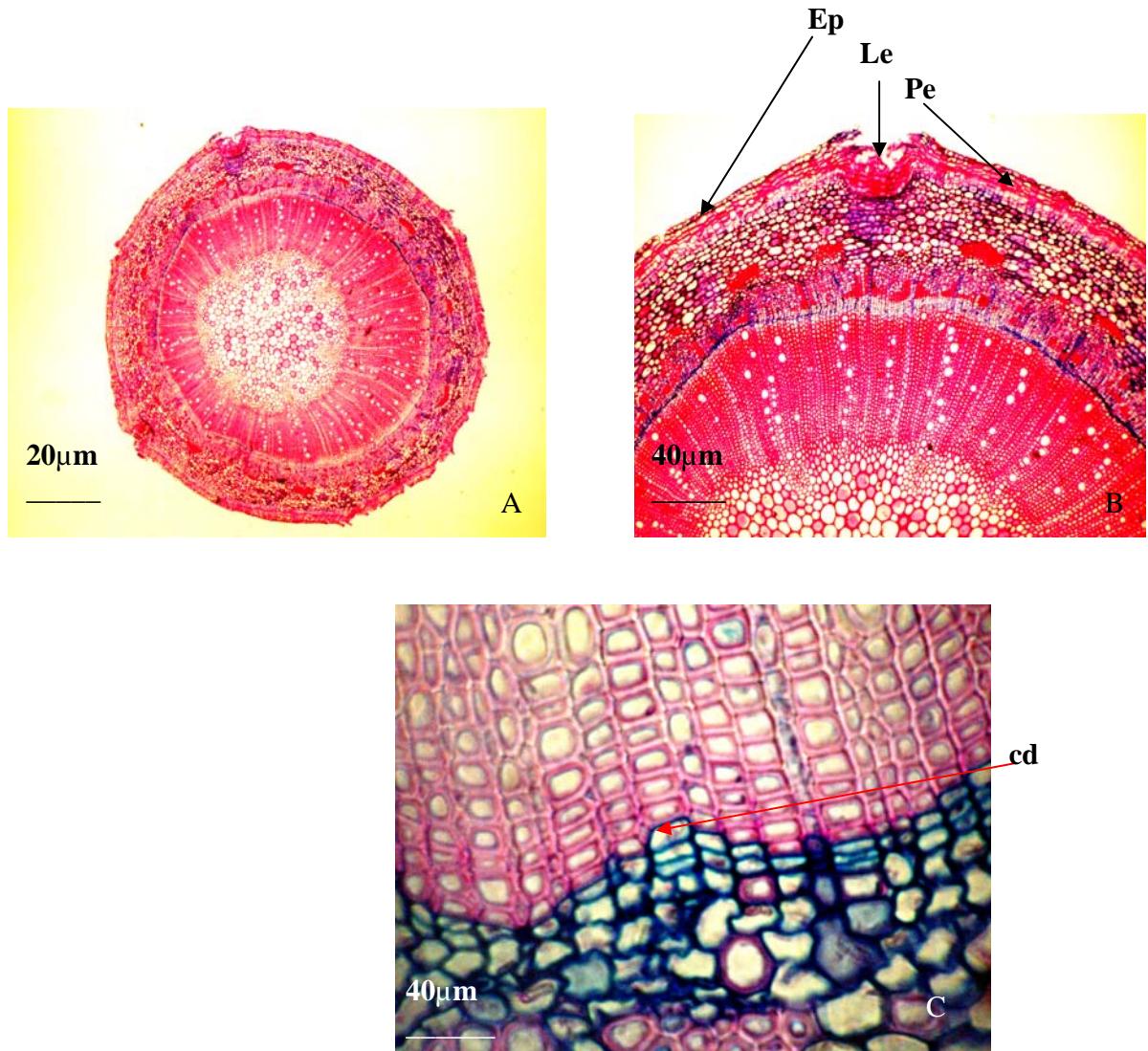


Figura 27 - Corte transversal das gavinhas em *Mansoa standleyi* - A: visão geral do corte anatômico visando o revestimento, região cortical e medular (10X), B: detalhe da epiderme (ep), lenticela (Le), periderme (pe), ninhos de fibras, raios parenquimáticos, região medular com células arredondadas (40X), C: detalhe das células do câmbio em plena divisão (cd) (100x).

#### **4.2.10. ÍNDICE QUANTITATIVO DAS ESTRUTURAS SECRETORAS**

As estruturas secretoras de *Mansoa standleyi* encontram-se localizados principalmente nos folíolos, sendo representadas por tricomas glandulares em aspecto de roseta. Para a verificação da distribuição dessas estruturas levou-se em consideração: regiões dos folíolos e locais de coletas. Obtendo-se assim as seguintes dados: na região apical da epiderme adaxial nos quatro quadrantes em MEV, as amostras de Cotijuba possuíam 16 estruturas secretoras, as de Águas Lindas 40 e as de Santarém Novo 21, com o valor médio de 26 estruturas secretoras. Em relação, à epiderme abaxial Cotijuba ocorreu 39, Águas Lindas 18 e no município de Santarém Novo 36, com o valor médio 31 estruturas secretoras. Para região basal da epiderme adaxial notou-se que para Cotijuba foi encontrado 17, Águas Lindas 19 e Santarém Novo 27, com o valor médio de 21 estruturas secretoras. Para a região basal da epiderme abaxial os valores foram Cotijuba 65, Águas Lindas 72 e Santarém Novo 37, com o valor médio de 58 estruturas secretoras. Em relação, a margem da epiderme abaxial, notou-se a seguinte distribuição para área de Cotijuba 58, Águas Lindas 41 e Santarém Novo 40, com o valor médio de 46. Para a margem adaxial a distribuição foi Cotijuba 19, Águas Lindas 18 e Santarém Novo com o valor médio de 21.

Na nervura central os valores dos índices das estruturas foram epiderme adaxial: Cotijuba 15, Águas Lindas 11 e Santarém Novo 16, com o valor médio de 14. Para a mesma região, mas da epiderme abaxial verificou-se que para Cotijuba o índice foi de 15, Águas Lindas 11 e Santarém Novo 16 com o valor médio de 14. O resultado pode ser expresso no gráfico de barras representado na (Figura 28). Com isso, a análise possibilitou os seguintes resultados:

Nos indivíduos coletados em Cotijuba, o índice de estruturas secretoras tanto para NC da face abaxial, quanto para adaxial foi maior, em Santarém Novo foi menor, para a face adaxial o índice de estruturas foi maior para Cotijuba e menor para Águas Lindas. Para as margens da face abaxial, o maior índice de estruturas secretoras foi encontrado nas espécies coletadas de Cotijuba e a menor em Santarém Novo, enquanto que para a margem da face adaxial, o menor índice foi observado nas amostras coletadas em Águas Lindas.

Considerando a base da face abaxial, o maior índice de estruturas foi observado nas espécies de Águas Lindas e o menor em Santarém Novo. Em relação à face adaxial observa-se que o maior índice está nas espécies de Santarém Novo e o menor está em Cotijuba.

Nas amostras de Águas Lindas, o maior índice de estruturas secretoras é da face adaxial e o menor nos exemplares coletados em Cotijuba. Nas amostras coletadas em Santarém Novo, houve maior índice de estruturas secretoras no ápice da face abaxial e menor nos indivíduos coletados em Águas Lindas.

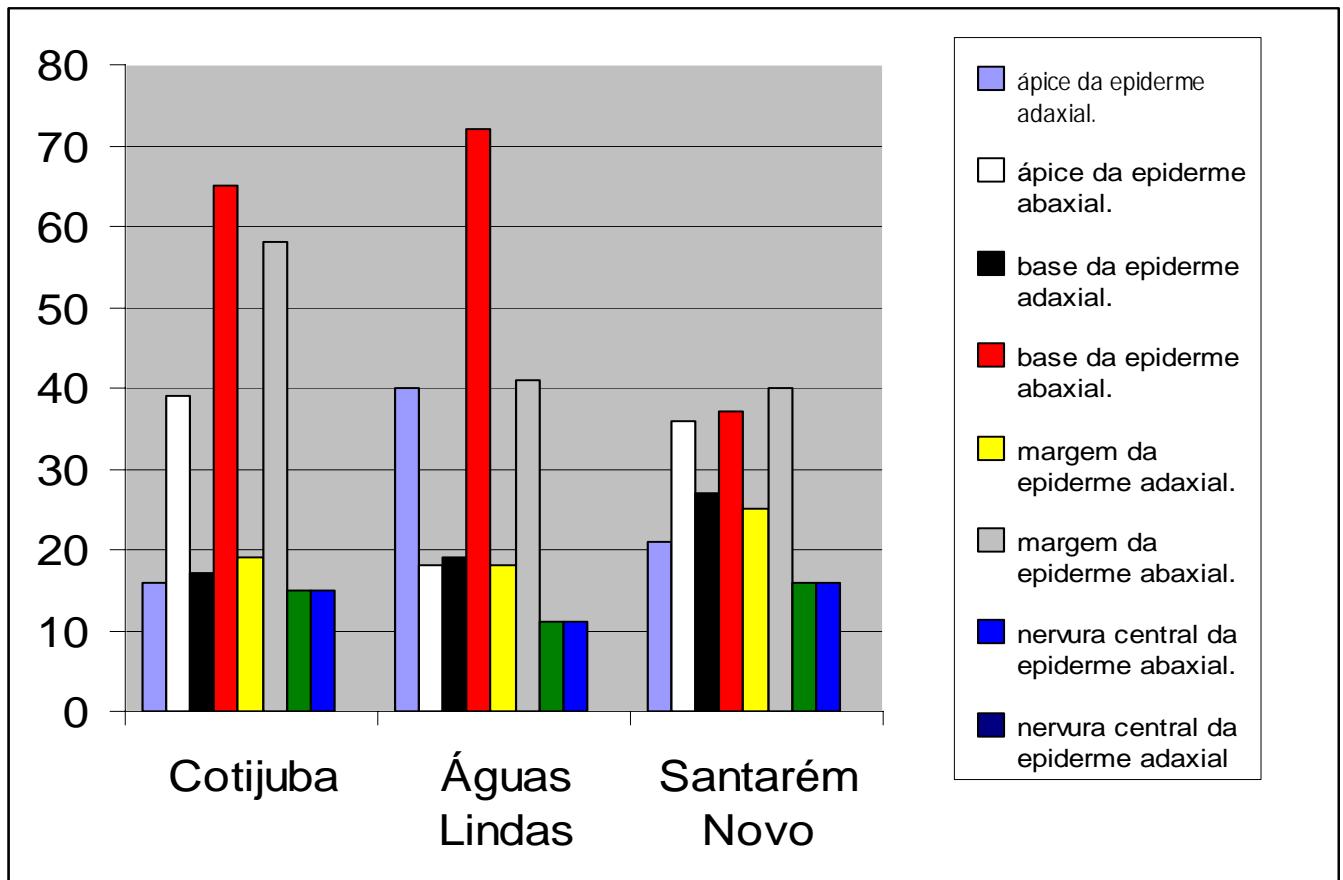


Figura 28 - Gráfico representando a distribuição quantitativa das estruturas secretoras nos órgãos vegetativos de *Mansoa standleyi*.

## 5. CONCLUSÃO

Deste estudo foi possível observar que muitas das características descritas nos órgãos vegetativos de *Mansoa standleyi*, são comuns à família como, a presença de estruturas secretoras, a distribuição dos elementos vasculares no caule caracterizando uma organização estrutural anômala. Entretanto, existem várias especificidades para a espécie *Mansoa standleyi* entre essas se destacam:

A presença de estruturas secretoras em aspecto de rosetas constituídas de 15 a 16 células que exudam substâncias de origem lipofílicas.

Em relação, a localização foi visto que não há uma uniformidade de distribuição das estruturas secretoras, embora ocorra à maior concentração na base e na epiderme abaxial dos folíolos nas amostras.

Os cristais são polimórficos de composição química de oxalato de cálcio.

A organização tecidual das gavinhas indica a sua origem caulinar.

A cera epicuticular ocorre em diferentes órgãos vegetativos com maior incidência na epiderme abaxial sobre as células-guarda dos estômatos anomocítico.

As características descritas poderão ser utilizadas como fatores de diferenciações taxonômicas que poderão subsidiar a identificação de diferentes táxons de *Mansoa*.

## 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

**ACEVEDO-RODRÍGUEZ, P. & WOODBURY, R. O.** 1983. **Los bejucos de Puerto Rico.** Rio Piedras: Institute of Tropical Forestry, s.d. v.1, 331p.

**ACEVEDO-RODRÍGUEZ, P.** 2005. Vines and climbing plants of Puerto Rico and the Virgin Islands. **Contr. U.S. Natl. Herb.** 51: 1-483. p. 123.

**ALVAREZ, A. & SILVA, R. J R.** 2008. **Metodologia de Mensuração e Contagem de Estruturas Secretoras Vegetais em MEV.** Belém, Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, no prelo.

**APEZZATTO-DA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, S. M.** 2003. **Anatomia Vegetal.** Viçosa: UFV. 90-119.

**ARANA, V. F.** 2005. Control de *Hipsiphylla grandella* Zeller em plantaciones de *Cedrela colorata* L. (cedro roxo) con *Mansoa alliacea* (Lam) A. H. Gentry (ajo sacha). **Conocimiento** 8: 56-67.

**ARAQUES, O. Z. PERNIA, N. E & LÉON. H.W. J.** 2000. Estudio anatómico del leño de seis especies de lianas. **Rev.Forest.Veneza** 44 (2): 39-48.

**ARNOTT, H. J.** 1959. Leaf clearings. **Turtox News.** 37, (8): 337-347.

**BAMBER, R. K. & WELLE, B. T. R** 1994. **Adaptive Trends in the Wood Anatomy of Lianas From Growth Patterns in Vascular Plants.** Portland, Oregon: Dioscorides Press

**BARROS, M. G.** 2001. Pollination ecology of *Tabebuia aurea* (Manso) Benth. & Hook. and *T. ochracea* (Cham.) Standl. (Bignoniaceae) in Central Brazil cerrado vegetation. **Rev. Bras. Bot.** 24(3): 255-261.

**BARROSO, G. M., et al.** 1986. **Sistemática de Angiospermas do Brasil.** Viçosa: UFV. Vol. 3, 147-165.

**BARROSO, G. M., GUIMARÃES, E. F. ICHASO, C. L. COSTA, C. G. PEIXOTO, A. L.** 1999. **Frutos e sementes. Morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas.** ed. Viçosa. UFV. 443p

**BARROWS, E. M.** 1977. Floral maturation and insect visitors of *Pachyptera hymenaea* (Bignoniaceae). ***Biotropica*** 99 (2): 133-134.

**BENTLEY, B. & ELIAS, T.** 1983. **The biology of nectaries.** New York. Columbia University. Press. 259 p.

**BERTIN, R.I.** 1982. Floral biology, hummingbird pollination and fruit production of trumpet creeper (*Campsis radicans*, Bignoniaceae). ***American Journal of Botany*** 69(1): 122-134.

**BITTENCOURT JR., N. S.; GIBBS, P.E. & SEMIR, J.** 2003. Histological study of post-pollination events in *Spathodea campanulata* Beauv. (Bignoniaceae), a species with late-acting self-incompatibility. ***Annals of Botany*** 91 (4): 827-834.

**BLENK,** 1884. Flora. In: SOLEREDER, H. **Systematic anatomy of the dicotyledons.** Oxford: Clarendon Press, v. 1. p. 182-188.

**BOTOSO, P. C.** 1982. **Anatomia e aspectos filogenéticos do xilema secundário de 10 Annonaceae do Estado de Santa Catarina.** Dissertação de Mestrado Universidade Federal do Paraná. 263p.

**BRAGA, M.** 1977. Anatomia foliar de Bromeliaceae da Campina. ***Acta Amazonica*,** Manaus, 7(3):1-74 (Suplemento).

**BOZZOLA, J. J. & RUSSEL, L. D.** 1991. **Electron microscopy: principles and techniques for biologists.** New York: Jones and Barlett Publishers, 452 p.

**BURGER, L. M. & RICHTER, H. G.** 1991. **Anatomia da madeira.** São Paulo: Nobel, 154p.

**BUTLER, G. D; LOPER, G. M; MCGREGOR, S. E; WEBSTER, J. L. & MARGOLIS, H.** 1972. Amounts and kinds of sugars in the nectars of cotton (*Gossypium* spp.) and the time of their secretion. **Agronomy Journal** 64: 364-368.

**CARDOSO, M. G.; GAVILANES, M. L.; MARQUES, M. C. S.; SHAN, A. Y. K. V.; SANTOS, B. R.; OLIVEIRA, A. C. B.; BERTOLUCCI, V. K. S & PINTO, A. P. S.** 2000. **Óleos essenciais.** Lavras: UFLA/PROEX. 42 p. (Boletim de Extensão, 73).

**CARLQUIST, 1962.** Comparative plant anatomy. A guide to taxonomic and evolutionary application of anatomical data in angiosperms. New York. Holt, Rinehart and Winston. 143p.

**CARLQUIST, 1988.** Comparative Wood Anatomy. Springer Verlag Series. New York, 8(4): 115-126.

**CARMELLO, S. M.; MACHADO, S. R. & GREGÓRIO, E. A.** 1995. Ultrastructural aspects of the secretory duct development in *Lithraea molleoides* (Vell.) Engl. (Anacardiaceae). **Rev. Bras. Bot.** 18: 95 - 103.

**CARNIELETTTO, C. & MARCHIORI, C.** 1993. Anatomia da madeira de *Mimosa eriocarpa* Benth. **Revista Ciência Florestal**, Santa Maria, v.3, n.1, 107-120.

**CASTRO, M. M.** 1987. Estruturas secretoras em folhas de espécies da família Asteraceae: aspectos estruturais e histoquímicos. São Paulo, 252 p. (Tese - Doutorado) - Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo.

**CHALK, L. & CHATTAWAY. M.** 1937. Identification of Woods with Included Phloem. **Tropical Woods**, 50: 1-31.

**COCKRELL, R.** 1941. A Comparative Study of the Wood Structure of Several South American Species of *Strychnos*. **American Journal of Botany**, 28: 32-41.

**COSTA, M. E.** 1995. **Morfo-anatomia da semente e plântula de *Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nicholson** (Bignoniaceae). Dissertação (mestrado). Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

**COSTA, C. C.; CASALI, V. W. D. & MACEDO, J. A. B.** 1999. Qualidade das folhas de guaco (*Mikania glomerata* Spreng) após secagem e embalagem. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais.** 1 (2): 1-6.

**COSTA, M. E, SAMAPIO, D. S & PAOLI, A. A. S.** 2001. Anatomia do desenvolvimento do pericarpo de *Tabebuia ochraceae* (chamisso) *stländleyi* e *Tabebuia velloso*; Toledo (Bignoniaceae). In: **Anais do 10º Congresso da Sociedade de Botânica de São Paulo:** 15-21.

**CRAVEIRO, A. A. & MACHADO, M. I. L.** 1986. De aromas, insetos e plantas. **Ciência Hoje**, São Paulo, v. 4, n. 23, p. 54-63.

**CRONQUIST, A.** 1981. **An integrated systemof classification of flowering plants.** N. York, Columbia Univ. Press. 1262 p.

**CUTLER, D. F.** 1980. **Applied plant anatomy.** London: Longman, 103p.

**CUTLER, E. B. & CUTLER, N. J.** 1987. Revision of the genus *Golfingia* (Sipuncula: Golfingiidae). **Proceedings of the Biological Society of Washington.** 100(4):735-761.

**CUTTER, E. G.** 1986. **Anatomia vegetal: células e tecidos.** 2<sup>a</sup> ed. São Paulo: Roca.

**CUTTER, E. G.** 2002. **Anatomia vegetal: Parte I - Células e tecidos.** 2<sup>a</sup> ed. Botucatu: Roca, 304p.

**DADSWELL, H. & RECORD, S.** 1936. Identification of Woods with Conspicuous Rays. **Tropical Woods,** 48:1-30.

**DELPINO, P.** 1874. Ulteriori osservazione e considerazione sulla dichogamia nel regno vegetale. **Atti Soc. Ital. Sci. Nat.** 16 (3-4): 151-349.

**De FILIPPS, R. A., MAINA, S. L. & CREPIN, J.** 2007. Medicinal plants of the Guianas (Guyana Surinam, French Guiana) [http://www.mnh.si.edu/biodiversity/bdl/medicinal/Med\\_Plants\\_Gui\\_1.pdf](http://www.mnh.si.edu/biodiversity/bdl/medicinal/Med_Plants_Gui_1.pdf). p. 52, accessed in Feb 23, 2008.

**ELIAS, T. S. & GELBAND, H.** 1975. Nectar: Its production and functions in trumpet creeper. **Science** 189: 289-291.

**ELIAS, T. S. & GELBAND, H.** 1977. Morphology, anatomy and relationship of extrafloral nectaries and hydathodes in two species of *Impatiens* (Balsaminaceae). **Bot. Gaz.** 138 (2): 206-212.

**ELIAS, T. S. & PRANCE, G. T.** 1978. Nectaries on the fruit of *Crescentia* and other Bignoniaceae. **Brittonia** 30(2): 175-181.

**ELIAS, T. S.** 1983. Extrafloral nectaries: their structure and distribution. p. 174-203. In: BENTLEY, B. & ELIAS, T. (Eds.). **The Biology of nectaries**. New York, Columbia University Press.

**ENGLER,** 1874. Verw.-Verh. d. Burserac. Halle a. a. S. In: SOLEREDER, H. **Systematic anatomy of the dicotyledons**. Oxford, Clarendon Press, v. 1, 182-188.

**ESAU, K.** 1972. **Anatomia vegetal**. Barcelona: Ômega, S. A. 779 p.

**ESAU, K.** 1974. **Anatomia de plantas com sementes**. São Paulo: Edgard Blücher, 293p.

**ESAU, K.** 1976. **Anatomia das plantas com sementes**. Trad: Berta Lange de Morretes. São Paulo, Edgar Blucher. 293p.

**ESAU, K.** 1977. **Anatomy of seed plants**. 2<sup>a</sup> ed. New York: John Wiley. 550p.

**EWERS, F; CARLTON; M. J; FISHER, K; KOLB, M.** 1987. Vessel Diameters in Roots Versus Stems of Tropical Lianas and Other Growth Forms. **IAWA Journal**, 28: 261-279.

FAHN, A. 1974. **Anatomia Vegetal**. H. Blume Ediciones. Madrid, 767 p.

FAHN, A. 1979. Secretory tissues in plants. London: **Academic Press**, 301 p.

FAHN, A. 1988. Secretory tissues in vascular plants. **New Phytol.** 108: 229-257.

FAHN, A. 1990. **Plant anatomy**. 4<sup>a</sup> ed. Oxford: Pergamon Press.

FELIPE, G. M & ALENCASTRO, F. M. 1966. Contribuição ao estudo da nevação foliar das Compostas dos cerrados. 1. Tribos Hilinieae, Heliantheae, Inuleae, Mutisiaeae e Secioneae. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**. Rio de Janeiro. v. 38, 125-158 (Suplemento).

FISCHER, E., THEISEN, I. & LOHMANN, L. G. 2004. Bignoniaceae. In: KADEREIT, J. W. (ed.), **The families and genera of vascular plants**, vol VII, 9-38. Springer-Verlag Heidelberg, Germany.

FRANCESCHI, V. R. & HORNER, Jr., HT. 1980. Calcium oxalate crystals in plants. **Bot Rev** 46: 361-427.

FRANKLIN, G. L. 1945. Preparation of thin sections of synthetic resin and wood-resin composites, and new macerating method for wood. **Nature**, 155 (3924):51.

GALETTA, L. 1995. Nectary structure and nectar characteristics in some Bignoniaceae. **Plant Systematics and Evolution** 196: 99-121.

GASSON, P. & DOBBINS, D. R. 1991. Wood anatomy of the Bignoniaceae with a comparison of trees and lianas. **IAWA Bull.** n.s, 12: 389-417.

GATES, D. M. 1968. Transpiration and leaf temperature. **Review plant physiology**, 19: 211-238.

GENTRY, A. H. 1973. Generic delimitations of Central American Bignoniaceae. **Brittonia**, New York, v. 25, 226-242.

- GENTRY, A. H.** 1974a. Flowering phenology and diversity in tropical Bignoniaceae. **Biotropica** 6 (1): 64-68.
- GENTRY, A. H.** 1974b. Coevolutionary patterns in Central American Bignoniaceae. Annals of the Missouri Botanical Garden 61: 728-759.
- GENTRY, A. H.** 1976. **Bignoniaceae of southern Central America:** distribution and ecological specificity. **Biotropica** 8(2): 117-131.
- GENTRY, A. H & TOMB, A. S.** 1979. Taxonomic implications of Bignoniaceae palynology. **Ann Missouri Bot. Gard**, 66:756-777.
- GENTRY, A. H.** 1980. Bignoniaceae part I (Crescentieae and Tourrettieae) In: **Flora Neotropica.** Monograph 25. New York: 1-130.
- GENTRY, A. H.** 1982. Bignoniaceae. In: Febres the steyermark ed. **Flora de Venezuela** 8. Caracas: Ediciones Fundación Educación Ambiental, 1-433.
- GENTRY, A. H.** 1983. Lianas and the éparadoxí of contrasting latitudinal gradients in wood and litter production. **Tropical Ecology**, 24, (10) : 63-67.
- GENTRY, A. H.** 1988a. Tree species richness of upper Amazonian forests. **Proceedings of the National Academy of Sciences USA** 85: 156-159.
- GENTRY, A. H.** 1988b. Changes in plant community diversity and floristic composition on environmental and geographical gradients. **Annals of the Missouri Botanical Garden** 75: 1-34.
- GENTRY, A. H.** 1990. Evolutionary patterns in Neotropical Bignoniaceae. **Memoirs of the New York Botanical Garden** 55: 118-129.
- GENTRY, A. H.** 1992. Bignoniaceae. Parte II (Tribe Tecomeae). **Flora Neotropica Monogr.** 25 (2): 1-370.

- GIBS**, P. E. & **BIANCHI**, M. 1993. Post-pollination events in species of *Chorisia* (Bombacaceae) and *Tabebuia* (Bignoniaceae) with late-acting self-incompatibility. **Botanica Acta** 106: 64-71.
- GIBS**, P. E. & **BIANCHI**, M. 1999. Does Late-acting self-incompatibility (LSI) show family Clustering. Two more species of Bignoniaceae with LSI: *Dolichandra cynanchoides* and *Tabebuia nodosa* **Annals of Botany** 84: 449-457.
- GOBATTO-RODRIGUES**, A. A. & **STORT**, M. N. S. 1992. Biologia floral e reprodução de *Pyrostegia venusta* (Ker-Gawl.) Miers (Bignoniaceae). **Revista Brasileira de Botânica** 15(1): 37-41.
- GOTTLIEB**, O. R. & **SALATINO**, A. 1987. Função e evolução de óleos essenciais e de suas estruturas secretoras. **Ciência e Cultura**, 39 (8): 707-716.
- HANDRO**, W. 1964. Contribuição ao estudo da venação foliar das Amarantháceas dos cerrados. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro. 36, (4): 479-499.
- HARBONE**, J. B. 1993. **Ecological biochemistry**. 4<sup>th</sup>. ed. London: Academic.
- HESS**, R. 1936. Ocurrence of Raphides in Wood. **Tropical Woods**, 46: 22-31.
- HYCKEY**, L. J. 1974. Clasificación de la arquitectura de las hojas de dicotiledóneas. **Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica**.16.(1-2):1-16.
- IAWA**, Comuttee. 1989. List of microscopio features for hardwood identification. **IAWA Bull.** New Ser. 10 (3): 234-332.
- JACOBS**, M. 1988. **The tropical rain forest**. Berlin: Springer Verlag, 295 p.
- JANZEN**, D. H. 1966. Coevolution of mutualism between ants and acacias in Central America. **Evolution**. 20(3): 249-275.

- JEWELL**, F. F. 1958. Softening slash pine tissues for serial sectioning. **Stain Technology**. 33 (4) 191-192.
- JOHANSEN**, D. A. 1940. **Plant microtechnique**. 2<sup>th</sup> ed. New York :McGraw-Hill. 523p.
- KULKARNI**, J. D; RAMSTAD, E, ROWSON, J. M. & TREASE, G. E. 1973. The pharmacognosy of the *Aspidosperma* barks of Brasil. **Planta Med.** 23: 23-34.
- KRAUS**, J. E. & ARDUIN, M. 1997. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Rio de Janeiro. EDU. 198p.
- LEWTON**, F. L. 1925. The value of certain anatomical characters in classifying the Hibisceae. **Journal of the Washington Academy of Sciences**. 15(8): 165-172.
- LEV-YADUN**, S. 1999. Eccentric deposition of secondary xylem in stems of the climber *Ephedra campylopoda* (Gnetales). **IAWA J.** 20: 165-170.
- LOHMAN**, L. G. & HOPKINS, M. J. G. 1999. Bignoniaceae. In: Ribeiro, J. E. L. S. M. J. G. Hopkins, Vicentini, A., C.A. Sothers, da Costa, M. A., J. M. de Brito, de Souza, M. A. D., L. H. P. Martins, L. G. Lohmann, P. A. C. L. Assunção, E. da Pereira, C. F. da Silva, M. R. Mesquita & L. C. Procópio (eds.), **Flora da Reserva Ducke: guia de identificação de uma floresta de terra-firme na Amazônia Central**, 608-623. INPA / DIFD, Manaus, Brasil.
- LOHMAN**, L. G. 2004. Bignoniaceae. In: SMITH, N.; MORI, S. A., HENDERSON, A., STEVENSON, D. Wm; & HEALD, V. (eds.), **Flowering Plants of the Neotropics**, 51-53. Princeton, New Jersey, USA. Princeton University Press:
- LOHMAN**, L. G. 2007. A new generic classification of Bignonieae (Bignoniaceae) based on molecular phylogenetic data and morphological synapomorphies. **Annals of the Missouri Botanical Garden**.

**MAIA, J. G. S.; ZOGHBI, M. G. B. & ANDRADE, E. H. A.** 1998. Óleos essenciais da Amazônia inventário da Flora aromática In: **Tópicos especiais em tecnologia de produtos naturais**. Belém: UFPA. NUMA. POEMA. 127-137.

**MAIA, J. G. S.; ZOGHBI, M. G. B. & ANDRADE, E. H. A.** 2000. **Plantas aromáticas na Amazônia e seus óleos essenciais**. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi.

**MAUSETH, J. D.** 1988. **Plant anatomy**. Menlo Park: Benjamin/Cummings.

**MACHADO, S. R. & GREGÓRIO, E. A.** 1992. Aspectos ultra-estururais dos nectários foliares de *Cytharexylum myrianthum* Cham. (Verbenaceae). In: **Resumos do Congresso da Sociedade Botânica de São Paulo**. Ilha Solteira. p.9.

**MANTOVANI, A.; GOMES, M.; GOMES, D. M. S. & VIEIRA, R. C.** 1995. Anatomia foliar de *Rudgea decipiens* Müll. Arg. (Rubiaceae) e *R. macrophylla* Benth. (Rubiaceae). **Acta Botanica Brasilica**, 9 (2): 247-261.

**MCDOWELL, A. & TRUMP, F.** 1976. Histological fixatives for diagnostic light and electron microscopy. **Arch. Pathol Lab. Med.** 405-414.

**MENNEGA, A.** 1997. Wood Anatomy of the Hippocratoideae (Celastraceae). **IAWA Journal**, 18: 331-368.

**METCALFE, C. R. & CHALK, L.** 1950. **Anatomy of the dicotyledons**. Oxford: Clarendon Press, v.1, 1346 -1347.

**METCALFE, C.R & CHALK, L.** 1957. **Anatomy of the Dicotyledons**. Oxford, Clarendon Press, v. 1, p. 317-326.

**METCALFE, C. R. & CHALK, L.** 1979. **Anatomy of the dicotyledons: Systematic anatomy of the leaf and stem, with a brief history of the subject**. V. 1, New York: Oxford University Press, V1. 276 p.

**METCALFE, C. R. & CHALK, L.** 1983. **Anatomy of the dicotyledons wood structureand conclusion of the general introduction.** V.2, New York: Oxford University Press, 297 p.

**MILANEZ, F. R.** 1932. Ação modificadora do oxalato de cálcio sobre as estruturas celulares. **Revista Florestal** 3: 5-12.

**MODESTO, Z. M. M & SIQUEIRA, J. B.** 1981. **BOTÂNICA. Currículos de estudos de biologia.** E.P.U. 178p.

**MONTEIRO, W. R.** 1986. **Estruturas secretoras da folha de *Porophyllum lanceolatum* DC. (Asteraceae): estudos morfológicos, histoquímicos e ultra-estruturais.** São Paulo. Tese de doutorado.

**O'BRIEN, T. P.; FEDER, N & McCULLY, M.E.** 1964. Polycromatic staining of plant cell walls by Toluidine Blue O. **Protoplasma**, vol.59, N° 02.

**OLIVEIRA, F; GARCIA, L. M, L. O.** 1993. Caracterização farmacognóstica da droga e do extrato fluído de mentrasto - *Ageratum conyzoides* L. **Lecta** 11: 63-100.

**PAIVA, E. A. S.** 2003. Possíveis papéis dos cristais de oxalato de cálcio em vegetais In: **Desafios da botânica brasileira no novo milênio: inventário, sistematização e conservação da diversidade vegetal.** Belém. MPEG, UFRA, EMBRAPA. 299-301.

**PIANIZZA, S.** 1967. Contribuição ao estudo morfológico e anatômico de *Jacaranda caroba* (Velloso) DC, Bignoniaceae. **Rev. Fac. Bioq. de São Paulo.** V. 5 : 93 -106.

**PURVIS, M. J.; COLLIER, D. C. & WALLS, D.** 1964. **Laboratory techniques in botany.** London: Butterwoths,. p. 152.

**PUTZ, F. E.** 1983. Liana biomass and leaf area of a tierra firme forest in the Rio Negro Basin, Venezuela. **Biotropica** ,v. 15, 185-189.

- PUTZ**, F. E.; LEE, H. S. & GOH, R. 1984. Effects of post-felling silvicultural treatments on woody vines in Sarawak. **Malaysian forest**. v. 47, n. 3, 214-226.
- PUTZ**, F. E. & CHAI, P. 1987. Ecological studies of lianas in Lambir National Park, Sarawak, Malaysian. **Journal of ecology**, v. 75, 523-531.
- RECORD**, S. 1938a. The American Woods of the Order Celastrales, Olacales and Santalales. **Tropical Woods**, 53: 11-53.
- RECORD**, S. 1938b. Woods of the Family Loganiaceae. **Tropical Woods**, 56: 9-13.
- RECORD**, S. J. 1944. Keys to american woods. **Tropical Woods** 78: 35-45.
- RECORD**, S. & HESS, R. 1949. **Timbers of the New World**. Yale University Press. New Hampshire.
- RENTSCHLER**, I. 1974. Elektronemmikroskopische untersuchungen an wachsüberdeckten spaltöffnugen. **Planta**, 117: 153-161.
- RIVERA**, G. L. 2000. Nuptial nectary structure of Bignoniaceae of Argentina. **Darwiniana** 38: 227-239.
- RODRIGUEZ**, E.; HEALEY, P.L. & MEHTA, I. 1984. **Biology and chemistry of plant trichomes**. New York, Plenum. p.255.
- SALLATINO**, A & SILVA, J. B. 1987. **Anatomia de plantas de óleos essenciais das folhas de Piper regnelli** (Miq) C. DC. var. *regnelli*. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo, V.3, 95-106.
- SALISBURY**, F. B. & ROSS, C. W. 1991. **Plant physiology**. 4<sup>th</sup> ed. Belmont: Wadsworth. p 267.

**SANTOS, G. & MILLER, R. B.** 1992. Systematic wood anatomy of tecomeae (Bignoniaceae) I: A. H. Gentry (ed), Bignoniaceae, Parte II (Tribecomeae) **Flora Neotropica Monograph 25 (II)**: 336 - 358.

**SANTOS, A. P.; CARRERA, U. S. & NETO, S. J.** 2001. Anatomia da casca de *Tabebuia cassinoides* (Bignoniaceae). I; **Anais do 10º Congresso da Sociedade de Botânica de São Paulo**: 30 - 36.

**SASS, J. E.** 1951. **Botanical microtechnique**. 2<sup>th</sup> ed. Ames, The Iowa State College Press.

**SIMÕES, C. M. O. & SCHENKEL, E. P.** 2003 **Farmacognosia - da planta ao medicamento**. 5<sup>a</sup> ed. rev. atual. Porto Alegre/ Florianópolis: editora da UFRGS/ editora da UFSC, 1102p.

**SOLEREDER, H.** 1908. Systematic anatomy of the dicotyledons. Oxford, Clarendon Press, v. 1, 182-188.

**SCHNEIDER, E. P. M. & LONDERO, I. W. B.** 1965. Flora ilustrada do Rio Grande do Sul. Fascículo VI - Bignoniaceae. **Boletim do Instituto de Ciências Naturais 25**: 1-40.

**STACE, C. A.** 1965. Cuticular studies as an aid to plant anatomy. **Bulletin of the British Museum (Natural History) Botany**, 4 (1): 1-83.

**STEPHENSON, A. G. & Thomas, W. W.** 1977. Diurnal and nocturnal pollination of *Catalpa speciosa* (Bignoniaceae). **Systematic Botany 2(3)**: 191-198.

**STEVENS, G. C.** 1987. Lianas as structural parasites: the *Bursera simaruba* example. **Ecology**, v. 68, n. 1, 77- 81

**STRASBURGER, E.** 1924. **Handbook of practical botany**. 8 ed. London, George Allen e Nonviirn, Ltd. 533 p.il.

**SVOBODA, K. P. & SVOBODA, T. G.** 2000. **Secretory structures of aromatic and medicinal plants.** British: Microscopix Publications, 60 p.

**THOMAS, V, & DAVE, Y.** 1992. Structure and biology of nectaries in *Tabebuia serratifolia* Nichols (Bignoniaceae). **Botanical Journal of the Linnean Society** 109: 395-400.

**VAN VLIET, G. J. C. M.** 1981. Wood anatomy of the paleotropical Melastomataceae. **Blumea** 27: 395-462.

**VIEIRA, R. C. & GOMES, D. M. S.** 1992. Superfície da lâmina foliar de *Psychotria nuda* (Cham.& Schldl.) Wawra, *P. leiocarpa* Cham. & Schldl., *P. stenocalyx* Müll. Arg. e *P. tenuinervis* Müll. Arg. (Rubiaceae). **Acta Botanica Brasilica**, 9 (2): 263-270.

**WALTER, H.** 1971. **Ecology of tropical and subtropical vegetation.** New York: Van Nostrand Reinhold.

**WELLE, B. J. H. & Koek-Noorman, J.** 1978. On fibres, parenchyma and intermediate forms in the genus *Miconia* (Melastomataceae). **Acta Bot. Neerl.** 27: 1-9.

**WHITHAM, T. G.** 1977. Coevolution of foraging in *Bombus* and nectar dispensing in *Chilopsis*: Alast dred theory. **Science** 197: 593-596.

**WILLIAMS, L.** 1938. The American Woods of the Orden Celastrales, Olacales and Santalales. **Tropical Woods**, 53: 11-38.

**ZOGHBI, M. G. B., ANDRADE, E. H. A. & MAIA, J. G. S.** 2000. **Aroma de flores na Amazônia.** Belém: Museu Paraense Emílio Goeldi.

**ZOGHBI, M. G. B.; OLIVEIRA, J. & POTIGUARA, R. C. V.** 2008. Seminário do Subprograma de Ciência e Tecnologia Fase II - PPG7. Belém, PA, 10 -12/09/08.

ZOGHBI, M. G. B.; PEREIRA, R. A. LIMA, G. S. L. & GUILHON, G. M. S. P. 2008b. Volatiles from *Mansoa standleyi* (Steyermark) A. H. Gentry. **Journal Essential Oil Research**, no prelo.