

UFRRJ
INSTITUTO DE FLORESTAS
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AMBIENTAIS E
FLORESTAIS

DISSERTAÇÃO

Anatomia e perfil lignoídico do lenho e das folhas de
***Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins**

Ana Paula Batalha

2005



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE FLORESTAS
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AMBIENTAIS E
FLORESTAIS

ANATOMIA E PERFIL LIGNOÍDICO DO LENHO E DA FOLHAS
DE *Mollinedia schottiana* (SPRENG.) PERKINS

ANA PAULA BATALHA

Sob a orientação do Professor
João Vicente Figueiredo Latorraca

e Co-Orientação dos Professores
Heber dos Santos Abreu e
Helena Regina Pinto Lima

Dissertação submetida como requisito parcial para a obtenção do grau de **Mestre em Ciências** no curso de Pós- Graduação em Ciências Ambientais e Florestais, Área de Concentração em Tecnologia e Utilização de Produtos Florestais

Seropédica, RJ
Setembro de 2005

581.4
B328a
T

Batalha, Ana Paula, 1977-
Anatomia e perfil lignoídico do lenho e das folhas de
Mollinedia schottiana (Spreng.) Perkins / Ana Paula Batalha. -
2005.

96 f. : il.

Orientador: João Vicente Figueiredo
Latorraca.

Dissertação (mestrado) - Universidade
Federal Rural do Rio de Janeiro,
Instituto de Florestas.

Inclui bibliografia.

1. Plantas - Anatomia - Teses. 2.
Folhas - Anatomia - Teses. 3. Madeira -
Anatomia - Teses. 4. Madeira - Química -
Teses. 5. Lignina - Teses. I. Latorraca,
João Vicente Figueiredo. II. Universidade
Federal Rural do Rio de Janeiro.
Instituto de Florestas. III. Título.

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE FLORESTAS
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AMBIENTAIS E
FLORESTAIS

ANA PAULA BATALHA

Dissertação submetida como requisito parcial para a obtenção do título de **Mestre em Ciências** ao Curso de Pós-Graduação em Ciências Ambientais e Florestais, área de concentração em Tecnologia e Utilização de Produtos Florestais.

DISSERTAÇÃO APROVADA EM 30/09/2005

João Vicente de F. Latorraca / Prof. Dr. UFRRJ

(Orientador)

Graciela Inês Bolzón de Muñiz / Prof. Dr^a UFPR

Alexandre Monteiro de Carvalho / Prof. Dr UFRRJ

AGRADECIMENTOS

À Deus, quem me amou primeiro.

À minha família pelo conforto, alegria e suporte emocional, no qual não permitiram que o Pedro se sentisse só.

Ao André de Souza Santos pela sua preciosa contribuição nas coletas de campo e na conquista desta importante etapa de minha vida.

À Angela Maria de Souza Santos. Obrigada por tudo! Sei o quanto torce pelo meu sucesso profissional.

Ao professor João Vicente de F. Latorraca por sua orientação e tudo que lhe foi possível.

Ao professor Heber dos Santos Abreu a sua orientação e pela atenção despendida em vários outros momentos.

À professora Helena Regina Pinto Lima a orientação e pela amizade, que me ajudou de forma abnegada e sem desprendimentos. Sem a sua ajuda seria muita mais difícil e os desafios mais árduos de serem superados.

Ao Paulo Rogério e Tatiane que tornaram o meu dia-a-dia no JBRJ mais alegre e agradável.

A Fernanda, Fernandinha e Andréia, do Departamento de Botânica do Instituto de Biologia da UFRRJ, pela simpatia e amizade, no qual disponibilizaram dias seguidos na realização dos cortes anatômicos e montagem das lâminas.

A turma da anatomia do IB, Fernandinha, Fernanda, Andréia, Mariana, Mônica, Tatiana, Juliana, Rafael e Douglas, que compartilharam momentos e alegria e risos.

À Julia, Bianca e Tatiana pela companhia, amizade e incentivo.

Ao Gabriel e Wagner pela companhia, nos trabalhos de finais de semana, no Laboratório do JBRJ.

Aos amigos e colegas que participaram com proveitosas idéias, disposições e dedicações despendidas (Luciana Duque, Gilmara, Mônica, Beatriz, Regina, Hulda, Kelly, Natália, Ioly e Prof^o. Alexandre Monteiro).

Aos funcionários e professores do Departamento de Botânica do Instituto de Biologia da UFRRJ pela colaboração e incentivo.

Às taxonomistas Prof^a Ariane Luna Peixoto, Prof^a Verônica Perreira Leite e Prof^a Inês da Silva Santos pela identificação do material botânico e sugestões.

Aos técnicos do Departamento de Produtos Florestais do Instituto de Florestas, Daniel Chalita e José Carlos, pelo auxílio no Laboratório de Química da Madeira da UFRRJ.

Ao Laboratório de Botânica Estrutural, do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro onde foi possível realizar todo o trabalho de anatomia do lenho.

Aos Professores Alexandre Miguel do Nascimento e Eliza Helena de Souza Faria pelo auxílio prestado na análise estatística do trabalho.

Aos meus colegas do curso de mestrado que compartilharam momentos de alegria e seriedade.

Ao Frauzo Coelho Mendes pelo auxílio administrativo prestado.

Ao desenhista Glória Gonçalves pela confecção das ilustrações botânicas.

Ao Srº Walter pelo auxílio nas coletas do material botânico.

À EMBRAPA-AGROBIOLOGIA pelo uso dos equipamentos de moagens.

À CAPES e CNPq pela bolsa concedida e auxílio financeiro.

À todos meus sinceros agradecimentos.

SUMÁRIO

1 - INTRODUÇÃO GERAL	1
2 - REVISÃO DE LITERATURA	2
2. 1. Família Monimiaceae	2
2. 2. Anatomia do lenho e das folhas e suas interrelações com parâmetros taxonômicos, filogenéticos e ecológicos	3
2. 3. Química lignoídica e suas interrelações com parâmetros ecológicos.....	6
3- ÁREA DE ESTUDO	12

CAPÍTULO I

Anatomia do lenho de *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins (Monimiaceae) na Reserva Biológica do Tinguá - RJ

RESUMO	14
ABSTRACT	15
1 - INTRODUÇÃO	16
2 - MATERIAIS E MÉTODOS	17
2. 1. Coleta e preparo das amostras da madeira.....	17
2. 2. Mensurações e contagens dos elementos celulares	17
2. 3. Testes histoquímicos	18
2. 4. Descrições e ilustrações.....	18
2. 5. Análise dos índices de valores ecológicos.....	18
3- RESULTADOS E DISCUSSÃO	20
3. 1. Descrição anatômica do lenho de <i>Mollinedia schottiana</i>	20
3. 1. 1. Camada de crescimento	20
3. 1. 2. Vasos	21
3. 1. 3. Fibrotraqueóides	23
3. 1. 4. Parênquima axial	24
3. 1. 5. Raios	25

3. 2. Testes histoquímicos	25
4 - CONCLUSÕES	27
5 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	28
ANEXO.....	33

CAPÍTULO II

Caracterização anatômica das folhas de sombra e de sol de *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins (Monimiaceae) na Reserva Biológica do Tinguá - RJ

RESUMO.....	37
ABSTRACT	38
1 - INTRODUÇÃO	39
2 - MATERIAIS E MÉTODOS.....	40
2. 1. Testes histoquímicos	40
2. 2. Preparo das amostras para microscopia óptica	40
2. 3. Confecção de lâminas semipermanentes	41
2. 4. Dissociação das fibras e de epidermes	41
2. 5. Microscopia eletrônica de varredura (MEV).....	41
2. 6. Mensurações, contagens e análise dos elementos celulares	41
2. 7. Ilustrações e descrições anatômicas	42
3 - RESULTADOS.....	43
3. 1. Descrição morfológica dos indivíduos de <i>M. schottiana</i>	43
3. 2. Descrição anatômica de <i>M. schottiana</i>	46
3. 2. 1. Pecíolo	46
3. 2. 2. Lâmina foliar	47
4 - DISCUSSÃO.....	51
5 - CONCLUSÕES	55

6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	56
ANEXO	61

CAPÍTULO III

Perfil lignoídico do lenho e das folhas de sombra e sol de *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins (Monimiaceae) - RJ

RESUMO	71
ABSTRACT	72
1 - INTRODUÇÃO	73
2- MATERIAIS E MÉTODOS	74
2. 1. Preparo das amostras	74
2. 2. Obtenção do material lignocelulósico livre de extrativos	74
2. 3. Obtenção do material livre de proteína	74
2. 4. Quantificação da lignina insolúvel nas amostras de lenho e folhas	75
2. 5. Análise qualitativa da lignina	75
2. 6. Dados estatísticos	75
3 - RESULTADOS E DISCUSSÃO	76
3. 1. Análise quantitativa	76
3. 2. Análise qualitativa	76
4 - CONCLUSÕES	78
ANEXO	83
3 - CONCLUSÕES GERAIS	86
4 - SUGESTÕES GERAIS	86
5 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	87

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 - Tendências ecológicas e filogenéticas dos elementos de vaso	5
Figura 2 - Representação esquemática do fluxo de carbono através das plantas.	7
Figura 3 - Biossíntese da lignina.	11
Figura 4 - Precursores majoritários da lignina.	9
Figura 5 - Unidades constituintes segundo suas ocorrências da lignina em Gimnospermae e Angiospermae e suas relativas proporcionalidades.....	10
Figura 6 - Mapa do Rio de Janeiro, evidenciando a Reserva Biológica do Tinguá.	12
Figura 7 - Representação da folha de <i>M. schottiana</i> , evidenciando os fragmentos da lâmina foliar (A) e pecíolo (B).	40
Figura 8 - Hábito e inflorescência de <i>Mollinedia schottiana</i> (Spreng.) Perkins.	44
Figura 9 - Detalhes das inflorescências e flores de <i>M. schottiana</i>	45

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1 - Reagentes utilizados e substâncias identificadas nos testes histoquímicos:..	18
Tabela 2 - Valores mensurados dos elementos de vasos de <i>M. schottiana</i>	22
Tabela 3 - Parâmetros ecológicos de <i>M. schottiana</i> comparados com as demais espécies de <i>Mollinedia</i> estudadas.	23
Tabela 4 - Valores mensurados dos fibrotraqueóides de <i>M. schottiana</i>	24
Tabela 5 - Valores mensurados do parênquima axial em <i>M. schottiana</i>	25
Tabela 6 - Valores mensurados do parênquima radial em <i>M. schottiana</i>	25
Tabela 7 - Testes histoquímicos realizados em 3 amostras do lenho de <i>M. schottiana</i>	26
Tabela 8 - Diferenças morfométricas do comprimento e largura das folhas de sombra e de folhas de sol.	43
Tabela 9 - Testes histoquímicos realizados nas folhas de <i>M. schottiana</i>	49
Tabela 10 - Diferenças entre tecidos estudados das folhas de <i>M. schottiana</i> (Teste de Wilconson)..	49
Tabela 11 - Diferenças entre os tecidos estudados das folhas de <i>M. schottiana</i> (Teste F de Snedecor)..	50

RESUMO

BATALHA. Ana Paula. **Anatomia e perfil lignoídico do lenho e da folhas de *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins.** Seropédica: UFRRJ, 2005, 96p. (Dissertação, Mestrado em Ciências Ambientais e Florestais).

A associação da química com os caracteres morfológicos tem possibilitado a compreensão da filogenia, ecologia e taxonomia de grupos vegetais. Nesse contexto, o objetivo do trabalho foi caracterizar a anatomia, teor e a composição química da lignina do lenho e das folhas de *M. schottiana*. Trata-se uma espécie arbustivo-arbórea, pertencente à família Monimiaceae, que possui ampla distribuição na Floresta Atlântica e vem sendo utilizada na medicina popular e na fabricação de pequenos objetos. Foram selecionados 5 indivíduos com diâmetro ≥ 20 cm, ramos retos e cilíndricos na Reserva Biológica do Tinguá – RJ (22° 28' e 22° 39'S e 43° 13' e 43° 34' W). Para análise estrutural e lignoídica do lenho, foram retiradas amostras a 1,30 e 1,35 m de altura do solo, respectivamente, e coletadas folhas de sombra e sol expandidas. A quantificação da lignina, do lenho e das folhas foi feita pelo método de Klason, e a análise qualitativa utilizando os reagentes de Maule e Wisner. A presença de tilos com gotas lipídicas, vasos com apêndices e parênquima apotraqueal difuso foram caracteres encontrados no lenho que auxiliaram na distinção da espécie. As placas de perfuração escalariformes com muitas barras 20-40, a ocorrência de pontoações escalariformes foram considerados caracteres basais que corroboram o *status* primitivo atribuído à família. O índice de mesomorfia indicou que os indivíduos crescem em ambientes onde não ocorre déficit hídrico. Nas folhas de *M. schottiana* foram encontradas as seguintes características taxonômicas: tricomas tectores unicelulares curtos e longos, e dibraceados; parênquima colenquimatoso desenvolvido, o arranjo e localização dos idioblastos com substâncias fenólicas e a presença de grandes cristais. A exposição a uma menor ou maior intensidade luminosa levou a distinção entre as folhas de sombra e sol, sendo que a última apresentou dimensões maiores, no estrato subepidérmico, nos parênquimas paliçádico e lacunoso, na frequência estomática e no comprimento e espessura das fibrotraqueóides. Os testes histoquímicos revelaram unidades siringílicas e guaiacílicas, tanto no lenho quanto nas folhas de *M. schottiana*. A exposição das folhas a diferentes intensidades luminosas não afetou o teor de lignina na espécie estudada. No lenho foi constatada uma proporção elevada dessas unidades indicando, o habito lenhoso.

Palavras chaves: anatomia do lenho, folhas de sombra e sol, lignina.

ABSTRACT

BATALHA. Ana Paula. *Mollinedia Schottiana* (Spreng.) Perkins (Monimiaceae) - anatomy and profile of the lignin in the wood and in the leaves from Tinguá Biological Reserve. Seropédica: UFRRJ, 2005, 96p. (Dissertation, Master's degree in Environmental and Forest Sciences).

The association between chemical and morphological characteristics has allowed the understanding of plant taxonomic, phylogenetic and ecological aspects. This study aimed to characterize wood and leaf anatomy of *Mollinedia schottiana*, as well as to determine lignin content and chemical composition. *M. schottiana* is a shrubby-tree species, belonging to the Monimiaceae family, widely distributed over the Atlantic Rain Forest. Five trees with a DBH (diameter at breast height) ≥ 20 cm were selected, in a lowland forest at the Tinguá Biological Reserve (22°28' e 22°39' S e 43°13' e 43°34' W), in Rio de Janeiro State. Wood samples were collected 1.30m and 1.35m from the soil, respectively for structure and lignin analysis. Sun and shade expanded leaves were also collected. Quantitative analysis of wood and leaf lignin was performed by the Klason method, and qualitative analysis by using Maüle and Wisner reagents. The presence of tyloses with lipidic compounds, vessels with appendices and a diffuse apotracheal parenchyma in the wood supported the species characterization. The occurrence of scalariform perforation plates with 20-40 bars, scalariform pitting, and fibre-tracheids indicate the primitive *status* of *M. schottiana*. The Mesomorphysm index suggests that this species grows on sites with no water deficit. *M. schottiana* leaves presented the following taxonomic characteristics: both short and long two-branched unicellular trichomes; a developed collenchymatous parenchyma; the arrangement and location of idioblasts with phenolic compound and large crystals. Sun leaves, exposed to higher light intensity, showed higher values for hypodermis layer; palisade parenchyma and spongy parenchyma; length and thickness of fiber-tracheids and stomata density. Histochemical tests revealed syringyl and guaiacyl units both in leaves and wood of *M. schottiana*. There was no difference in lignin content between sun and shade leaves. The high guaiacyl and syringyl contents support the species is rather woody.

Key- words: anatomy, wood, shade and sun leaves and lignin

1 - INTRODUÇÃO GERAL

A família Mominiaceae esta bem representada nas regiões tropicais, especialmente nas florestas da costa atlântica e da Amazônia (METCALFE & CHALK, 1950; BARROSO *et al.*, 1978; BARROSO *et al.*, 2001; WANDERLEY *et al.*, 2002). As espécies do gênero *Mollinedia* têm sido alvo de programas que incluem conservação e recuperação de áreas degradadas (BARROS *et al.*, 1997 a; BARROS *et al.*, 2001). Atualmente, foram realizados estudos fitoquímicos e levantamento farmacológico em algumas espécies de *Siparuna* e *Mollinedia* (LEITÃO *et al.*, 1999; CLAROS *et al.*, 2000; MOREIRA & LEITÃO, 2001), porém, *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins, carece de informações sobre a anatomia do lenho e da folha.

As unidades de conservação tornam-se locais de grande importância para a condução de projetos “in situ” e “ex situ”, pois garantem a possibilidade do acompanhamento dos ciclos de vida das espécies, da coleta de material botânico e acesso a fonte segura de germoplasma. A Reserva Biológica do Tinguá abrange uma vasta área, que se insere no estado do Rio de Janeiro, sendo uma das unidades de conservação mais bem preservada do estado (DIAS *et al.*, 1992).

A anatomia vegetal tem sido usada na compreensão e consolidação de questões taxonômicas, filogenéticas e ecológicas (METCALFE & CHALK, 1985). Os fatores ambientais, por sua vez, especialmente a luz, podem ter efeitos no desenvolvimento, do tamanho, da espessura e da estrutura das folhas. Assim podemos denominar folhas de sombra e sol.

Um sistema enzimático complexo intermedia, a biossíntese de precursores, cuja atividade pode variar em condições abióticas (LEWIS & SARKANEN, 1996). A fenilalanina amônia-liase, enzima chave na rota biossintética da lignina, pode ser alterada principalmente pelo fator luz.

A dissertação está estruturada em três capítulos, objetivando caracterizar a anatomia e o perfil lignoídico do lenho e das folhas de sombra e sol de *M. schottiana*, e identificar as possíveis variações anatômicas e químicas nas folhas quanto ao fator luz.

2 - REVISÃO DE LITERATURA

2. 1. Família Monimiaceae

A família Monimiaceae possui cerca de 30 gêneros e 400 espécies, distribuídas nas regiões tropicais e subtropicais, especialmente no Hemisfério Sul, em áreas predominantemente úmidas e com influência oceânica, sendo centros de dispersão, o sudeste do Brasil e o Arquipélago Malaio (PERKINS & GILG, 1901; METCALFE & CHALK, 1950; BARROSO *et al.*, 1978; CRONQUIST, 1981; GENTRY, 1993; WANDERLEY *et al.*, 2002). Nos estudos químicos e farmacológicos realizados em espécies dessa família foram identificados alcalóides, flavonóides e grande quantidade de óleos voláteis aromáticos (GARRAT, 1934; PEIXOTO, 1987; LEITÃO *et al.*, 1999; CLAROS *et al.* 2000). Algumas espécies são usadas como alimento para avifauna, na medicina popular contra males do estômago e outros, contribuem na arborização e no reflorestamento (SANTOS & PEIXOTO, 2001).

Segundo DALHGREN (1980) a família Monimiaceae está inserida na superordem Magnoliiflorae, na ordem Laurales. Essa superordem reúne 27 famílias consideradas primitivas por apresentarem numerosos órgãos dispostos em espiral. Já a ordem Laurales engloba 7 famílias, dentre elas Monimiaceae, Lauraceae e Hernandiaceae, com representantes no Brasil.

THORNE (1974) subdividiu as Monimiaceae em cinco subfamílias: Atherospermoideae, Hortonioideae, Mollinedioideae, Monimioideae e Siparunoideae. Posteriormente, CRONQUIST (1981) dividiu a mesma, em 4 subfamílias, excluindo Mollinedioideae.

As Monimiaceae são árvores ou arbustos geralmente ramificados, com a casca acinzentada muitas vezes aromáticas, com folhas simples e opostas, que apresentam polimorfismos acentuado. As inflorescências são axilares, cimosas, em dicásios simples ou compostos. As flores são pequenas e unissexuais. Na história evolutiva a morfologia floral dessa família é expressa geralmente em termos de redução, por exemplo, no número de lobos do receptáculo e no número de estames distribuídos em séries e ainda, em reestruturação como no fechamento do receptáculo das flores femininas e na transição de carpelos livres para um gineceu sincápio e ínfero (CORNER, 1976; PEIXOTO & PEREIRA-MOURA, 1996; SANTOS & PEIXOTO, 2001; BARROSO *et al.*, 2001).

A subfamília Monimioideae possui 26 gêneros, com representantes nas regiões Paleotropical e Neotropical. No Brasil ocorrem quatro gêneros, *Hennecartia* J. Poiss. *Macrotorus* Perkins, *Macropeplus* Perkins e *Mollinedia* (Ruiz & Pav), distribuídos pelo Sudeste, Centro Oeste e Nordeste (PEIXOTO & PEREIRA-MOURA, 1996; SANTOS & PEIXOTO, 2001; BARROSO *et al.*, 2001).

Mollinedia é o segundo maior gênero da família, com cerca de 84 espécies, que distribuem-se no Sudeste brasileiro (PEIXOTO, 1979; BARROSO *et al.*, 2001; WANDERLEY *et al.*, 2002). É um gênero de difícil caracterização taxonômica, sendo separado de *Macropeplus* e *Macrotorus* pelo tamanho do receptáculo das flores femininas e o pelo tamanho dos frutos (SANTOS & PEIXOTO, 2001).

Mollinedia schottiana (Spreng.) Perkins é uma espécie com ocorrência descrita para Floresta Atlântica, Floresta Mesófito Semidecídua e Floresta Sub-xerófito. Ocorre em estrutura de mata primária como em matas secundárias ou capões florestados, em diferentes estádios de regeneração (WANDERLEY *et al.*, 2002).

2. 2. Anatomia do lenho e das folhas e suas interrelações com parâmetros taxonômicos, filogenéticos e ecológicos

A anatomia da madeira vem sendo utilizada como importante instrumento na solução de questões taxonômicas (SOFFIATTI & ANGYALOSSY-ALFONSO, 1999). Em investigações sistemáticas alguns autores reconheceram o papel decisivo das características anatômicas do lenho na identificação e separação de espécies (RECORD & HESS, 1942; METCALFE & CHALK, 1950; METCALFE & CHALK, 1985; CARLQUIST, 1988; MATTOS-FILHO, 1990).

METCALFE & CHALK (1987) afirmaram que o estudo das estruturas anatômicas dos vegetais permite o conhecimento das relações entre famílias botânicas e auxilia no conhecimento de afinidades entre espécies ou grupos infra-específicos. HOHN (1999) estudou espécies de leguminosas no oeste da África e conseguiu, através dos dados anatômicos, caracterizar a família e delimitar as subfamílias, principalmente Papilionoideae, e alguns gêneros, porém foi difícil a identificação ao nível de espécie. CALLADO & COSTA (1997) separaram três espécies de *Beilschmiedia* Ness. da família Lauraceae, através das características anatômicas, como a presença e os tipos de inclusões inorgânicas e células secretoras.

Os caracteres anatômicos do lenho foram considerados ferramentas confiáveis para a identificação de táxons, por serem considerados pouco influenciáveis pelo ambiente (PINHEIRO 1999). Porém, é necessário reunir os dados anatômicos àqueles oriundos do material registrado em herbário e que tenha sido identificado por especialista do grupo (ARAÚJO & MATTOS-FILHO, 1980; METCALFE & CHALK, 1983).

A formação de um banco de dados auxilia nas descrições das estruturas da madeira (BRAZIER *et al.*, 1961). Alguns anatomistas, com o objetivo de aprimorar os métodos de identificação da madeira e otimizar o tempo utilizado para tal, elaboraram e aperfeiçoaram chaves dicotômicas, com ênfase em espécies comercializadas e espécies de difícil separação anatômica (MAINIERI, 1983; MUNIZ & MARCHIORI, 1998; NISGOSKI *et al.*, 1998; MARCON & COSTA, 2000; OLIVEIRA *et al.*, 2001).

O estudo da anatomia do lenho também pode ser usado na compreensão das relações filogenéticas entre distintos grupos vegetais (METCALFE & CHALK, 1983; PINHEIRO, 1999; DICKISON, 2000). As principais estruturas consideradas são os traqueóides, o padrão de distribuição de elementos de vasos, os tipos de pontoações, as fibras, a estrutura dos raios e os tipos de substâncias ergásticas.

A variação do comprimento dos elementos traqueais marcou o início dos estudos filogenéticos do lenho (DICKISON, 2000). A especialização dos elementos traqueais ocorreu em duas linhas com separação das funções (BAILEY, 1953). Uma em direção ao elemento de vaso com a condução e outra em direção às fibras, com a sustentação (ESAU, 1976; CUTTER, 1986).

Na seqüência evolutiva, os elementos de vaso de forma longa e estreita, com placas de perfurações escalariformes foram se encurtando, alargando e suas paredes terminais oblíquas passaram a transversais, com placas de perfurações simples. As fibras surgiram a partir de mudanças evolutivas ocorridas numa seqüência: traqueóides fibrotraqueóides, chegando à diferenciação das fibras libríformes (ESAU, 1976). Esse avanço filogenético se tornou unidirecional e irreversível (METCALFE & CHALK, 1985; ESAU, 1976; DICKISON, 2000).

Os raios apresentam uma relação direta com as placas de perfuração dos elementos de vaso. KRIBS (*apud* DICKISON, 2000) constatou que os elementos de

vasos que possuíam muitas barras apresentavam raios totalmente heterogêneos e os que tinham placas de perfuração simples, possuíam 79% de raios homogêneos.

A busca por relações entre a anatomia vegetal e os fatores ambientais não é recente (CARLQUIST, 1965; 1966, 1977, 1978, 1982, BASS, 1973; BAAS & CARLQUIST, 1985; PRIOR & GASSON, 1990; ALVES DE PINHO *et al.*, 1992; VIEIRA, 1994). É conhecido que o estresse ambiental exerce influência seletiva no desenvolvimento das plantas (DICKISON, 2000). O problema básico é conseguir distinguir, com segurança, se as alterações anatômicas são induzidas pelo ambiente ou são controladas geneticamente (VESTAL, 1940; METCALFE & CHALK, 1985).

Diversos estudos foram feitos com o objetivo de avaliar a relação entre a estrutura anatômica e os diversos fatores ambientais. No caso específico da madeira, foi a partir da década de 70 que os trabalhos se tornaram mais abundantes (QUADROS, 2000).

Algumas investigações com enfoque ecológico merecem destaques: BARAJAS-MORALES (1985) analisaram a estrutura anatômica do lenho de 54 espécies arbóreas da floresta tropical úmida e floresta tropical decídua no México e encontraram diferenças entre a coloração da madeira, quantidade de cristais e resinas, e nas características quantitativas dos elementos de vasos, essas diferenças foram relacionadas a umidade encontrada nas florestas. LINDORF (1994) estudou o lenho de 19 espécies de floresta tropical seca e encontrou condições predominantes para xeromorfia estabelecida pelas características quantitativas do lenho. SEGALA-ALVES & ANGYALOSSY-ALFONSO (2000), traçaram tendências ecológicas relacionadas ao clima, temperatura, umidade, altitude e o tipo de vegetação associando aos anéis de crescimento e elementos de vaso em 491 espécies arbóreas pertencentes às cinco regiões geográficas do território brasileiro.

Alguns autores observaram a ocorrência de redução dos elementos de vasos e um aumento de sua frequência de acordo com o aumento da latitude e altitude (GRAFF & BAAS 1974; OVER *et al.*, 1981; WILKINS & PAPASSOTIRIOU 1989; NOSHIRO & BASS 2000; DICKISON, 2000). Essas observações foram sumarizadas por WHEELER & BAAS (1991) e adaptadas por DICKSON (2000), e podem ser vistas na Figura 1.

CARLQUIST (1977) citou a necessidade de se estudar a planta como um todo. Assim também WERKER & FAHN (1983) corroboraram a necessidade de se integrar o conhecimento da anatomia do lenho com demais órgãos da planta, especialmente folhas e raízes. LINDORF (1997) analisando o lenho e as folhas de *Sessia corymbiflora*, observou que esses órgãos estão adaptados aos ambientes estudados. Já em *Clusia criuva* realizou um estudo, associando a anatomia do lenho e das raízes, e a autora encontrou resultados quantitativos similares entre essas estruturas (QUADROS, 2000).

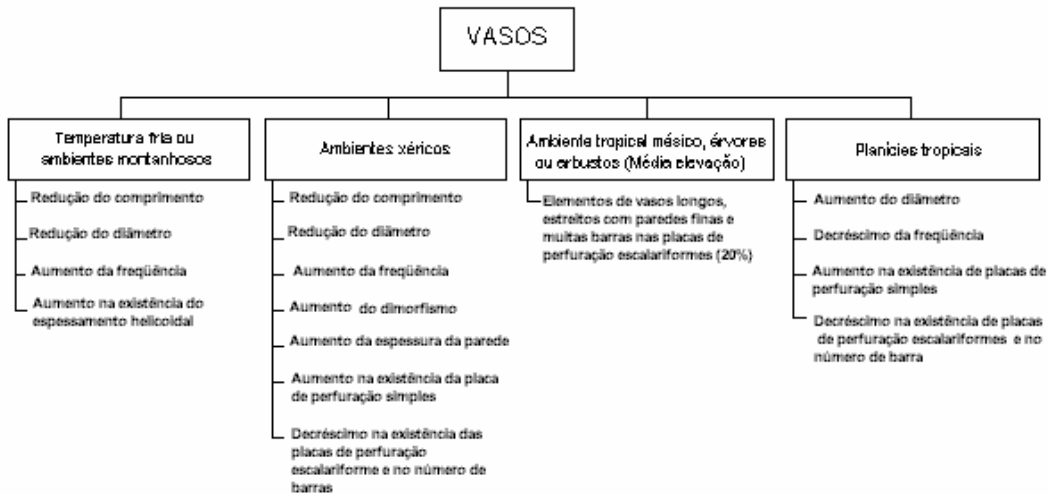


Figura 1 - Tendências ecológicas e filogenéticas dos elementos de vaso (adaptado por DICKSON, 2000).

O crescimento e a organização da lâmina foliar são altamente influenciados por fatores ambientais como temperatura, intensidade luminosa e a disponibilidade de água (ESAU, 1977; METCALFE & CHALK, 1985).

A luz solar diminui exponencialmente à medida que atravessa o dossel multiestratificado de um ecossistema florestal. O arranjo das folhas e ramos, a densidade foliar, e o ângulo de posição das folhas, constituem barreiras, atenuando e/ou filtrando a radiação, fortalecendo modificações nos vegetais (MARTINEZ-RAMOS, 1985; HOPKINS, 1995). A variação da luminosidade em diferentes ambientes é resultante da geometria da luz, das condições do tempo e da hora do dia. Em função dessa intensidade luminosa são caracterizados alguns habitats de luz, tais como: florestas com grandes clareiras, pequenas clareiras e florestas sombreadas (ENDLER, 1993). As folhas possuem mecanismos sofisticados que detectam essas variações, o que reflete em seu próprio crescimento, e função, bem como no desenvolvimento total da planta (VOLKENBURGH, 1999).

Durante o desenvolvimento, a estrutura da folha difere de acordo com a intensidade luminosa e com a qualidade de luz recebida, sendo assim, denominadas folhas de sombra ou folhas de sol (CORMACK & GORHAM, 1953; ESAU, 1977; DICKSON, 2000; MENEZES *et al.*, 2003). As folhas de sol são normalmente menores em tamanho, mais espessas, com uma coloração mais clara; apresentam o mesofilo fortemente diferenciado, alta densidade estomática, e uma maior quantidade de venações (ESAU, 1976; RAVEN *et al.*, 1992; TAIZ & ZEIGER, 2004).

GOULET & BELLEFLEU (1986) afirmaram que os efeitos de luz influenciam na plasticidade foliar, alterando a espessura, área e outras características desse órgão. RÔÇAS *et al.* (1996) estudaram as folhas de *Alchornea triplinervia* Spreng. Muell. Arg. (Euphorbiaceae) crescidas sob diferentes regimes de luz e umidade, e constataram que a luz afetou a espessura da lâmina foliar e o número de camadas dos parênquimas paliçádico e lacunoso.

VASCONCELOS *et al.*, (1998) estudando *Physalis angulata* L. encontrou que alguns caracteres são plásticos e variam em função da intensidade luminosa. ESPÍRITO SANTO & PUGIALLI (1998) estudaram a anatomia foliar de *Stromanthe thalia* (Vell.)

J.M.A. Braga (Marantaceae) e observaram uma maior diferenciação das fibras nas folhas de sol. GOMES *et al.*, (2000) encontraram nas folhas de quatro espécies de *Bathysa*, a área foliar relativamente grande, paredes anticlinais das células epidérmicas sinuosas com cutícula delgada, parênquima paliádico voltado apenas para a face adaxial da lâmina e amplos espaços celulares no mesofilo. Essas características foram associadas a ambientes úmidos e sombreado, típico de plantas do interior da mata.

Alguns autores conceituaram plasticidade fenotípica como sendo a capacidade que um determinado genótipo tem de expressar diferentes fenótipos em diversos ambientes (BRADSHAW'S 1965; SCHLICHTING, 1986; SCHEINER, 1993). Recentemente, a plasticidade fenotípica vem sendo reconhecida como uma forma de justificar a grande diversidade fenotípica, através da qual podemos entender como os organismos se desenvolvem, funcionam e se relacionam com o ambiente. Com isso, os indivíduos podem ocupar diversos ambientes, aumentando sua amplitude ecológica (SULTAN, 2000).

A plasticidade morfológica pode revelar adaptações próprias da planta ao ambiente, ajustando-se funcionalmente à situação de estresse. Em alguns casos, as respostas plásticas podem ser puramente fisiológicas ou estruturais. (THOMPSON, 1991; DICKISON, 2000; SULTAN, 2000).

SMITH (1978) afirmou que *Encella farinosa* possui resposta plástica quando associada à alta ou baixa radiação luminosa e à disponibilidade hídrica do solo. FISHER (1986) estudou espécies de *Guarea* crescidas na floresta tropical em diferentes regimes de luminosidade, e encontrou diferenças nas folhas e nos ramos. O autor afirmou que essas características são plásticas e que através delas seria possível a caracterização da espécie.

A plasticidade fenotípica pode favorecer a aclimação dos vegetais a diversos ambientes, conferindo estabilidade, sobrevivência e reprodução. Contudo essa plasticidade deverá ser avaliada e/ou determinada combinando estudos morfológicos, anatômicos, fisiológicos e químicos (GOTTILEB, 1992; GOTTILEB *et al.*, 1996; SCARANO *et al.*, 2002).

2. 3. Química lignoídica e suas interrelações com parâmetros ecológicos

O metabolismo básico e intermediário, em conjunto designado de micromolecular primário, das plantas combina a fotossíntese com a respiração, formando um sistema integrado que leva a dois grandes grupos de metabólitos: o macromolecular primário e o macromolecular especial, conforme apresentado na Figura 2 (GOTTILEB, 1992; GOTTILEB *et al.*, 1996). As macromoléculas primárias compreendem entre outras as proteínas, os lipídios, os carboidratos e os ácidos nucléicos, que são comuns em todo o reino vegetal, enquanto que as macromoléculas especiais apresentam uma distribuição restrita, sendo muitas vezes específicas a uma espécie vegetal (GOTTILEB *et al.*, 1996; TAIZ & ZEIGER, 2004).

Os metabólitos especiais são classificados de acordo com seu padrão biossintético, como por exemplo, substâncias de biossíntese simples (terpenoídes) e de biossíntese mista (flavonoídes). Esses metabólitos possibilitam a adaptação das plantas ao seu ambiente ou favorecem a interação das plantas com o ambiente (GOTTILEB, 1996; HARBORNE, 1999; BOURGAUD *et al.*, 2001; KLIEBENSTEIN, 2004).

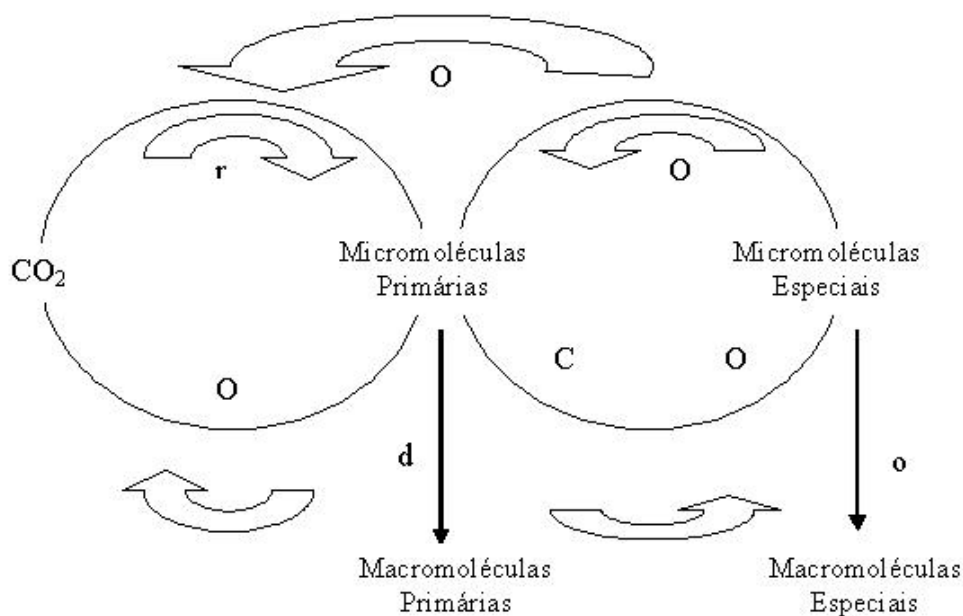


Figura 2 - Representação esquemática do fluxo de carbono através das plantas. Principais tipos de reação: (r) = redução; (c) = condensação; (d) = desidratação e (o) = oxidação (GOTTILEB, 1996).

As radiações eletromagnéticas promoveram a ativação da fenilalanina amônia-liase. Segundo ABREU (1994) fatores externos e internos podem interferir nas atividades enzimáticas que promovem a formação da fenilalanina durante o processo de lignificação, como por exemplo, o fator luz. A fenilalanina amônia-liase é uma enzima chave para a síntese dos fenilpropanóides (Figura 3), que catalisa a desaminação da fenilalanina para produzir o ácido cinâmico e muitos derivados (POLITYCRA, 1999).

Durante milhões de anos as plantas desenvolveram um mecanismo de proteção contra o efeito tóxico do oxigênio atmosférico em níveis elevados de concentração (ABREU, 2001). A oposição à gravidade levou à formação de elementos estruturais que necessitam de rigidez, sendo então necessários novos caminhos que levassem a polímeros rígidos em plantas terrestres. Com a redução do ácido cinâmico em alguns grupos de vegetais, como pteridófitas, gimnospermas e angiospermas, houve a produção de ligninas e taninos. A química do chiquimato (lignosa) foi acrescida à rota do acetato (GOTTLIEB, *et al.*, 1996; GOTTLIEB & SALATINO, 1987; GOTTLIEB, *et al.*, 1998; GOTTLIEB & BORIN, 1999).

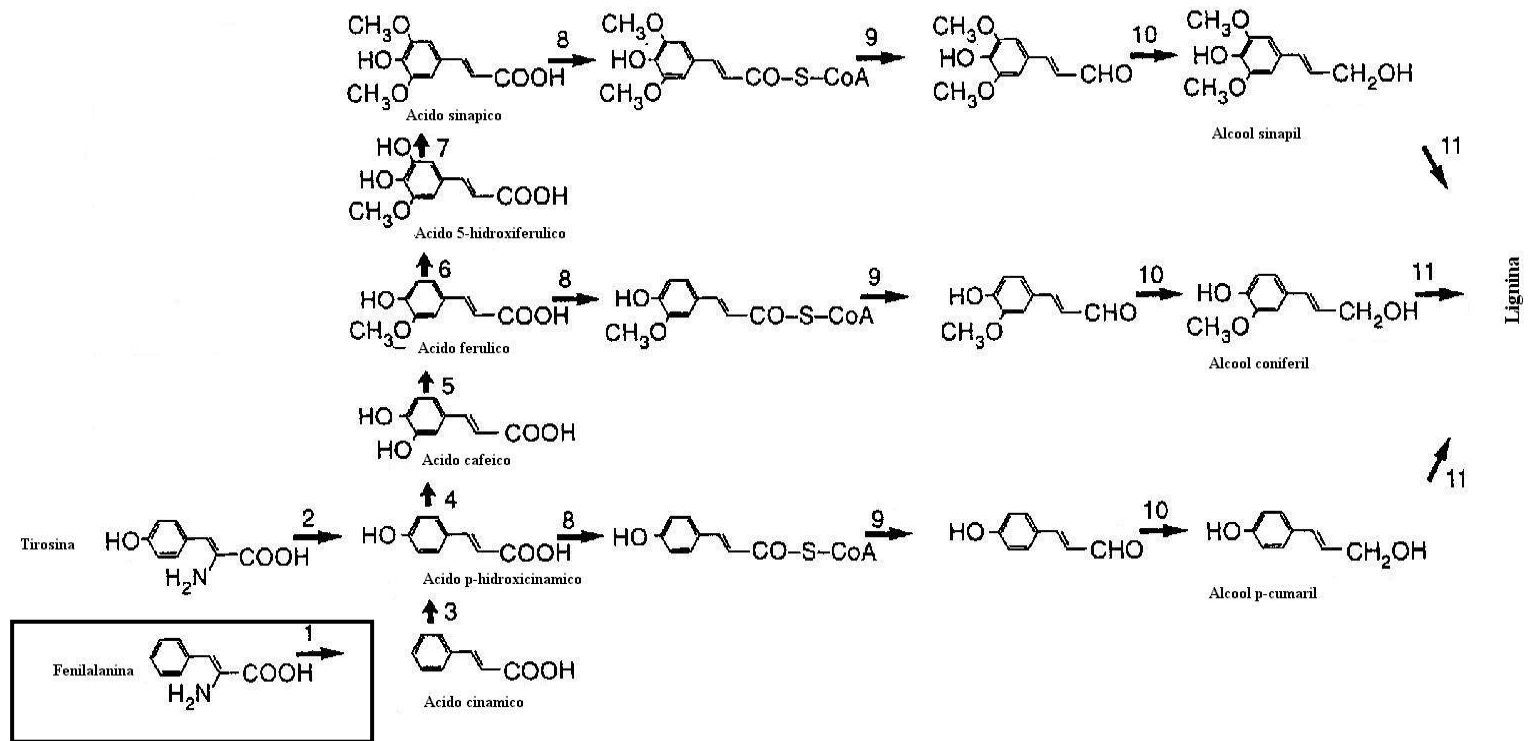


Figura 3- Biossíntese da lignina. Nomes das Enzimas: 1: Fenilalanina amônia-liase; 2: Tirosina amônia-liase; 3: 4-Ácido cinâmico-hidroxilase; 4: 3-cumarato-hidroxilase; 5: 3-O-metilcafeato-transferase; 6: 5-ferulato-hidroxilase; 7: 5-Ometil-hidroxi ferulato transferase; 8: 4 cumarato; 9: cinamoil- Co-A; 10: - álcool cinâmico; 11: peroxidase e lacase. (BRETT & WALDRON, 1996).

Durante milhões de anos as plantas desenvolveram um mecanismo de proteção contra o efeito tóxico do oxigênio atmosférico em níveis elevados de concentração (ABREU, 2000). A oposição à gravidade levou à formação de elementos estruturais que necessitam de rigidez, sendo então necessários novos caminhos que levassem a polímeros rígidos em plantas terrestres. Com a redução do ácido cinâmico em alguns grupos de vegetais, como pteridófitas, gimnospermas e angiospermas, houve a produção de ligninas e taninos. A química do chiquimato (lignosa) foi acrescida à rota do acetato (GOTTLIEB, *et al.*, 1996; GOTTLIEB & SALATINO, 1987; GOTTLIEB, *et al.*, 1998; GOTTLIEB & BORIN, 1999).

As dicotiledôneas de status evolutivo intermediário utilizam outro caminho mais curto da rota do chiquimato que conduz à síntese de ligninas, lignanas, flavonóides, alcalóides e taninos. O abandono substancial da via do chiquimato levou a utilização da via do acetato, com a produção de metabólitos mais comuns às ordens evoluídas (GOTTLIEB, *et al.*, 1996; GOTTLIEB, 1987; GOTTLIEB & SALATINO, 1987; GOTTLIEB, *et al.*, 1998; GOTTLIEB & BORIN 1999).

A lignina é um dos biopolímeros terrestre mais abundante e ocorre em aproximadamente 30% das substâncias orgânicas da biosfera (BOERJAN *et al.*, 2003). Quimicamente, essa macromolécula altamente complexa pode ser formada principalmente por três monômeros diferentes que derivam do ácido *p*-hidroxicinâmico (Figura 4).

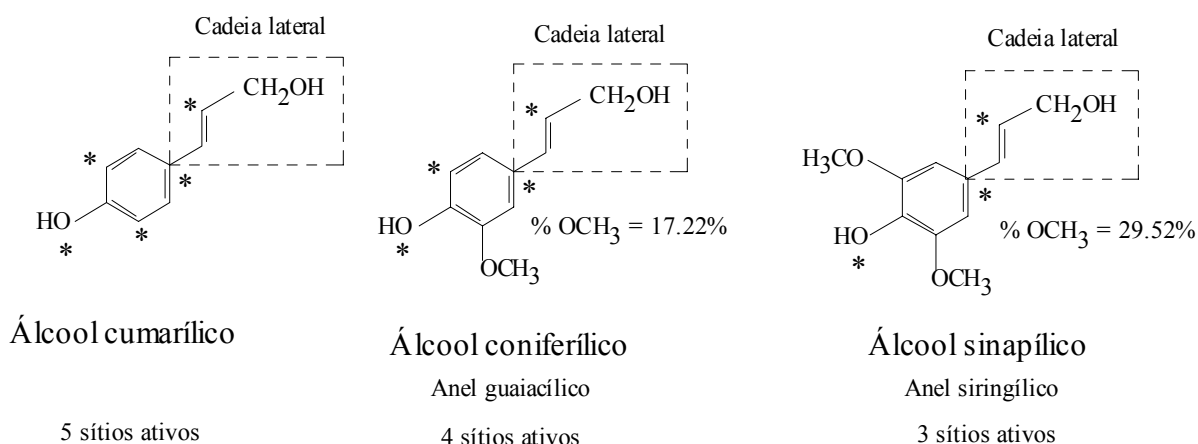


Figura 4 - Precursores majoritários da lignina (ABREU *et al.*, 1999).

Nas plantas essa substância se deposita na lamela média, parede primária e parede secundária dos elementos do xilema que promovem transporte, sustentação e reserva (ESAU, 1977; CUTTER, 1986; FUKUDA, 1996).

Além de proporcionar as funções já citadas, a lignina desempenha papel de proteção. Sua resistência física coíbe o seu consumo pelos herbívoros, como também protege contra intempéries ambientais como fogo ou geada. Sua estabilidade química torna-a relativamente indigerível pelos animais, atuando contra agentes bióticos como fungos e bactérias. A lignificação bloqueia o crescimento de patógenos e é uma reposta freqüente à infecção ou lesão (DAVIN & LEWIS, 1992; TAIZ & ZEIGER, 2004).

As unidades moleculares das ligninas diferem entre si pelo grau de metilação presente. A lignina do tipo H ou *p*-cumarílica é derivada do álcool *p*-cumárico, a lignina tipo G ou guaiacílica é derivada do álcool coniferílico e a lignina tipo S ou siringílica é derivada do álcool sinapílico (ROGERS & CAMPBELL, 2004).

A composição da lignina varia de acordo com a espécie, o tipo celular, o estágio de desenvolvimento do tecido (FUKUSHINA, 2001). Nas gimnospermas podemos encontrar principalmente unidades monoméricas do tipo G sobre as unidades do tipo H, enquanto nas angiospermas encontramos unidades do tipo G e S e baixa concentração de lignina tipo H. (ALDER, 1977; DIXON, 2001). Essa ocorrência estrutural pode ser mostrada na Figura 5.

Nas angiospermas os três tipos de monolignóis são incorporados nos diferentes estágios de desenvolvimento da parede celular. A lignificação se inicia na lamela média e na camada S1, sendo depositada até originar as camadas S2 e S3, em direção ao lume celular. Essa formação ocorre em duas etapas: a oxidação horizontal caracteriza-se pela biossíntese dos monolignóis dentro do citoplasma da célula, mediado totalmente por enzimas e a oxidação vertical que se caracteriza pela polimerização desidrogenativa na parede celular, sendo mediada parcialmente por enzimas (BOUDET *et al.*, 1995; ABREU *et al.*, 2001).

A parede celular apresenta diferenças na sua organização e distribuição nos diversos tipos celulares, resultantes das diferentes proporcionalidades das unidades monoméricas (FERGUS & GORING, 1970; TOLLIER *et al.*, 1986).

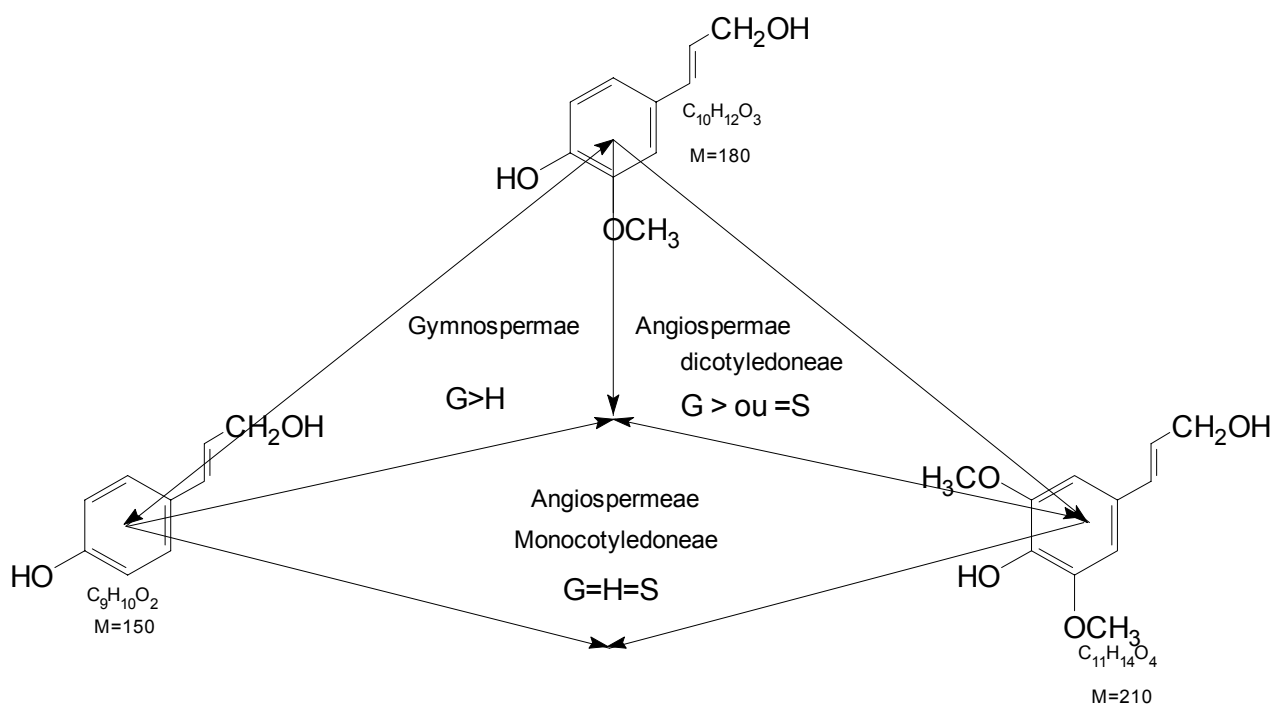


Figura 5 - Unidades constituintes segundo suas ocorrências da lignina em Gimnospermae e Angiospermae e suas relativas proporcionalidades (ABREU *et al.*, 1999).

Os monômeros são sintetizados no citoplasma, no complexo de Golgi e no retículo endoplasmático, e são liberados para a parede celular por intermédio de vesículas. O processo de polimerização, provavelmente, começa em regiões chamadas de sítios de inicialização, localizados em áreas específicas da parede celular. Esses sítios são construídos durante a formação da parede na diferenciação do xilema. Os monolignóis são liberados na parede e difundem-se para os sítios de inicialização. A polimerização na parede ocorre através da ação da peroxidases (POX) e outras oxidases sob esses monômeros (YER & VANER, 1991; LAUVERGEAT *et al.*, 1995; DONALDSON, 2001; ROGERS & CAMPBELL, 2004).

A lignina é depositada sobre a da matriz de carboidratos formando interações químicas e físicas, agindo como uma substância cimentante da parede celular (DONALDSON, 2001). Os estágios de diferenciação das células do xilema são organizados em camadas estruturais, depois da completa lignificação ocorre a morte celular (PANSHIN & ZEEUW, apud FUNADA *et al.*, 2001).

À medida que ocorre a maturação do caule os níveis de ligninas aumentam e acontecem mudanças em sua composição (JUNG *et al.*, 1997). A quantidade de lignina varia em diferentes camadas da parede celular, apesar da alta concentração na lamela média (FERGUS & GORING, 1970; TERASHISMA, 1998; DOWNES *et al.* 1991).

KULLOLA *et al.* (2003) observaram imagens, em microscopia de confocal, que diferenciaram o xilema de bétula (*Betula pendula*). Foram encontradas altas concentrações de unidades guaiacílicas nas paredes dos vasos e unidades siringílicas nas fibras.

Vários trabalhos têm sido feitos para explicar a estrutura da lignina e a sua distribuição na parede celular, pois existe uma grande dificuldade em se apurar com precisão a estrutura e a formação da protolignina. Além disso, as informações podem ser perdidas durante o isolamento, pelos métodos usados, que muitas vezes são degradativos (YER & VANER, 1991; DIXON, 2001; FUKUSHINA, 2001).

O impacto da lignina na qualidade da madeira visando a fabricação da polpa celulósica e fabricação de papel, gerou um grande interesse na engenharia genética em manipular a sua biossíntese. Essas alterações em plantas resultaram num teor menor de lignina ou modificações em sua composição (BOUDENT *et al.*, 1995; VAN DOORSSELARE, 1995; HU, 1999). Estudos realizados com *Eucalyptus grandis* e *Eucalyptus urophylla* promoveram, através de aplicações exógenas de reguladores de crescimento, alterações no teor de lignina (PEREIRA, 2005). Estudos em tabaco transgênico mostraram uma redução no teor de lignina em 30% (KAWAOKA & EBUINUMA, 1999).

3 - ÁREA DE ESTUDO

As coletas foram realizadas na floresta aluvial da Reserva Biológica do Tinguá (RELATÓRIO JBRJ, 2003), localizada nas proximidades da baixada do Cantagalo e de Boa Esperança.

A Reserva Biológica do Tinguá está localizada no Estado do Rio de Janeiro ($22^{\circ} 28'$ e $22^{\circ} 39'$ S e $43^{\circ} 13'$ e $43^{\circ} 34'$ W), entre o norte da baixada fluminense e a região serrana (Figura 6). Distante 70 Km da cidade do Rio de Janeiro, a Reserva se insere nos municípios de Petrópolis, Miguel Pereira, Vassouras, Nova Iguaçu e Duque de Caxias com a sua maior porção nos dois últimos municípios, totalizando uma área de 26000 há (IBAMA, 1989).

O solo da área estudada é do tipo cambissolo, latossolo vermelho-escuro distrófico e podzólico vermelho amarelo-distrófico. O clima é quente e úmido de 1 a 2 meses secos, com pluviosidade média de 2000 a 2250 mm anuais. A vegetação da Reserva Biológica do Tinguá é do tipo Ombrófila Densa e o relevo é acidentado, apresentando escarpas sulcadas, em alguns trechos. (IBAMA, 1989).

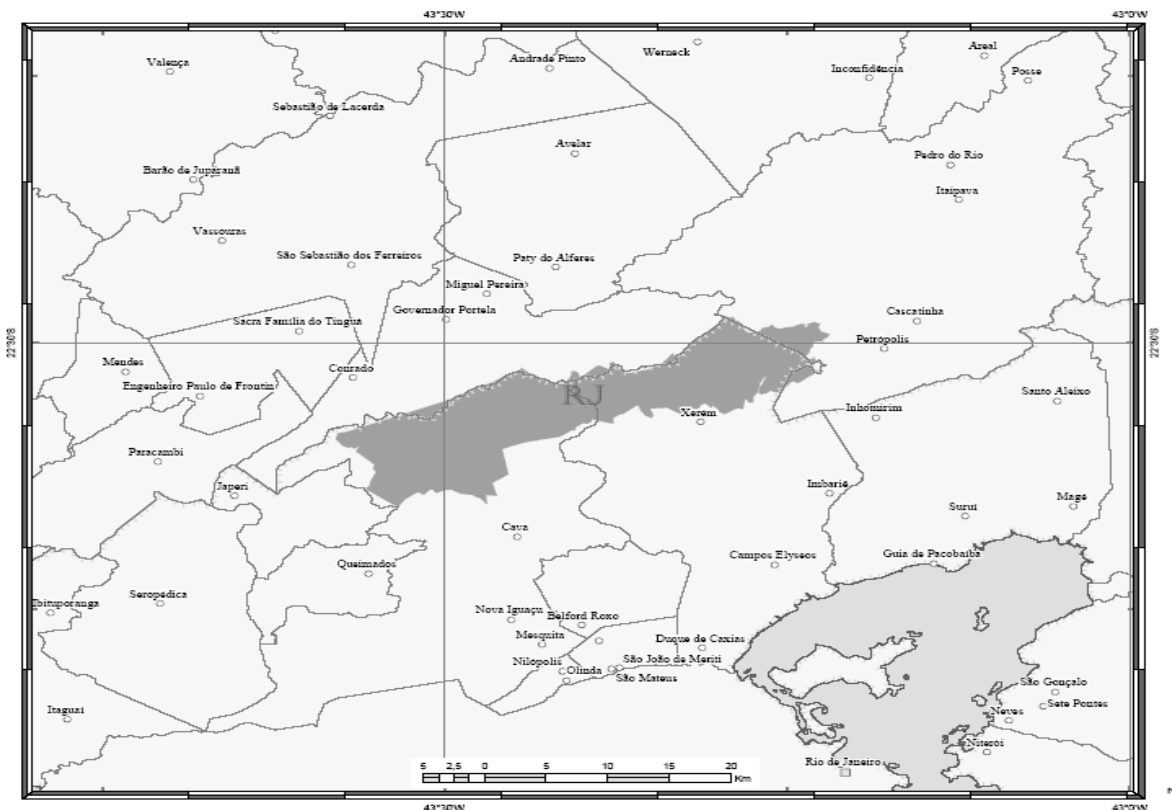


Figura 6 - Mapa do Rio de Janeiro, evidenciando a Reserva Biológica do Tinguá (IBAMA, 1989).

CAPITULO I

Anatomia do lenho de *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins (Monimiaceae) na Reserva Biológica do Tinguá - RJ

RESUMO

Mollinedia schottiana ocorre na Floresta Atlântica, seu porte varia de 3 a 10m de altura e sua madeira por ser flexível serve para a produção de barris, aro de peneiras e lenha. No presente trabalho foi realizada a caracterização anatômica do lenho de *M. schottiana*, com uma abordagem taxonômica, filogenética e ecológica. Foram selecionados 5 indivíduos na 1,30 m de altura do solo, com diâmetro \geq a 20cm, na Floresta Aluvial da Reserva Biológica do Tinguá – RJ. Foram realizados testes histoquímicos para identificação dos metabólitos especiais. Os dois parâmetros ecológicos analisados foram o índice de mesomorfia e o de vulnerabilidade. O índice de mesomorfia indicou que a espécie se desenvolve em ambiente com disponibilidade hídrica. *Mollinedia schottiana* apresentou características comuns à família como: elementos de vasos com porosidade difusa, solitários ou múltiplos de 2-5 elementos, placas de perfurações escalariformes; pontoações intervasculares areoladas escalariformes; fibrotraqueóides septados; parênquima axial escasso; raios multisseriados e cristais prismáticos. As placas de perfuração escalariformes com muitas barras de 20-40 e a presença de fibrotraqueóides, serviram como indicadores do *status* primitivo da espécie estudada.

Palavras chaves: Mominiaceae, *Mollinedia schottiana*, anatomia da madeira.

ABSTRACT

Mollinedia schottiana is a woody plant species ranging from 3 to 10m high, widely distributed over the Atlantic Rain Forest. The flexible wood is used to manufacture casks and screen belts, and for firewood. This study aimed the wood anatomical characterization of *Mollinedia schottiana*, focusing on taxonomic, phylogenetic and ecological aspects. Wood samples were collected from five individuals with a DBH (diameter at breast height; 1.30m from the soil) \geq 20cm, in a lowland forest at the Tinguá Biological Reserve, in Rio de Janeiro State. Histochemical tests were performed to identify special metabolites. Mesomorphyism and vulnerability indices were calculated, and used as ecological parameters. The Mesomorphyism index suggests that this species grows on sites with no water deficit. *Mollinedia schottiana* presents some features common to the Monimiaceae family, as following: vessels with diffuse-porous, either solitary or radial multiples 2-5, and scalariform perforation plates; scalariform intervessel pits; septate fibre-tracheids; axial parenchyma rare; multiseriate rays; and the presence of prismatic crystals. The occurrence of scalariform perforation plates with 20-40 bars, scalariform pitting, and fibre-tracheids indicate the primitive *status* of *M. schottiana*.

Key- words: Monimiaceae, *Mollinedia schottiana*, wood anatomy.

1 - INTRODUÇÃO

Mollinedia schottiana (Spreng.) Perkins é uma espécie de floresta úmida ou sub-xerófito e integrante do sub-bosque com um porte que varia entre 3 a 10m de altura. A madeira por ser flexível pode ser usada na fabricação de pequenos objetos como barris, aro de peneiras e como lenha, além dos frutos serem usados, como alimento para a ave-fauna (PEIXOTO & PEREIRA-MOURA, 1996; BARROSO *et al.*, 2001; SANTOS & PEIXOTO, 2001; WANDERLEY *et al.*, 2002).

Os estudos anatômicos possibilitam a melhor compreensão dos distintos grupos de vegetais, podendo ser útil na separação de famílias, gêneros e até espécies (METCALFE & CHALK, 1985; DICKISON, 2000). Em estudos filogenéticos a anatomia da madeira tem se mostrado importante na reconstrução da história evolutiva de alguns grupos ou organismos, através da evolução de características dos elementos estruturais e sua relação com o desenvolvimento do vegetal (DICKISON, 2000).

A correlação entre a estrutura anatômica do lenho e os parâmetros climáticos têm sido amplamente discutidas na literatura, com maior ênfase em espécies de vegetações mesófitas e xerófitas (CALLADO *et al.*, 1997; BARROS *et al.*, 1997; BARROS *et al.*, 2001; SEGALA-ALVES & ANGYALOSSY-ALFONSO 2000). A disponibilidade hídrica e a temperatura são os parâmetros climáticos que mais exercem influência sobre a estrutura do xilema secundário principalmente no que se refere às dimensões dos elementos celulares. (BAAS & CARLQUIST 1985, BARAJAS-MORALES 1985, SEGALA-ALVES & ANGYALOSSY-ALFONSO 2000).

Estudos anteriores realizados em algumas espécies de *Mollinedia* (LIMA & GUEDES-BRUNI, 1994; CALLADO *et al.*, 1997; BARROS *et al.*, 2001) e a relativa escassez de trabalhos em florestas tropicais serviu de estímulo para dar início a uma linha de pesquisa. Por isso o objetivo do trabalho foi caracterizar a estrutura anatômica do lenho de *M. schottiana* ocorrente na Reserva Biológica do Tinguá, através da análise dos aspectos taxonômicos, filogenéticos e ecológicos.

2 - MATERIAIS E MÉTODOS

2.1. Coleta e preparo das amostras da madeira

Para as coletas, foram selecionados 5 indivíduos com um DAP ≥ 20 cm, com ramos retos e cilíndricos, onde foram retirados fragmentos por meio da sonda de Pressler que continham casca, alborno e cerne.

Posteriormente, os fragmentos de madeira foram processados no Laboratório de Botânica Estrutural, no Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (JBRJ) e no Departamento de Botânica do Instituto de Biologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), onde foram confeccionados os corpos de prova.

Os corpos de prova passaram por um processo de amolecimento, sendo fervidos em autoclave à pressão de 1,5 atmosfera. Após o amolecimento, foram seccionados em um micrótomo de deslizamento segundo os planos, transversal, longitudinal radial e longitudinal tangencial na espessura entre 18 – 25 μm .

Para a confecção das lâminas permanentes, as seções obtidas foram clarificadas, desidratadas e submetidas à coloração com safrablau (JOHANSEN, 1940; SASS, 1958; BUKATSCH, 1972; BURGER & RICHTER, 1991).

Todos os materiais foram integrados ao acervo da Xiloteca do JBRJ (RBW) e registrados sob os números 8493, 8494, 8495, 8496 e 8497/ Lam. 2191, 2192, 2193, 2194, 2195, 2196, respectivamente.

Foram montadas lâminas semipermanentes em glicerina 50% (KRAUS & ARDUIN, 1997; STRASSBURGER, 1924) do material dissociado com a mistura de Franklin (DOP & GAUTÍE, 1909; JANE, 1956; FEDALTO *et al.*, 1989). As colorações usadas foram safranina aquosa 1% (STRASSBURGER, 1924) e safrablau (BUKATSCH, 1972) para evidenciar os septos dos fibrotraqueóides que foram descritos para a família (METCALFE & CHALK, 1950 e 1987; CALLADO *et al.*, 1997).

2.2. Mensurações e contagens dos elementos celulares

Foram mensuradas e contadas as seguintes variáveis anatômicas: vasos, fibrotraqueóides, parênquima axial e radial. Para determinação do número de mensurações ou contagens para cada variável utilizou-se a equação 1 (BODIG & JAYNE *apud* LISBOA *et al.*, 1993), adotando-se o valor de 10% para o intervalo de confiança da média e probabilidade de 5%. A média estimada foi obtida a partir de 25 mensurações ou contagens.

$$n = \frac{t^2 \cdot s^2}{(p \cdot x)^2} \quad \text{Equação 1}$$

onde:

n= número de amostras;

t= valor da distribuição t de (t-Student);

s = desvio padrão estimado para a população;

\bar{x} = valor médio estimado para uma determinada variável de uma população;
 p = intervalo de confiança da média.

2. 3. Testes histoquímicos

Para identificar as substâncias químicas descritas no lenho da família e do gênero (GARRAT, 1934; LEITÃO *et al.*, 1999; CLAROS *et al.*, 2000; MOREIRA & LEITÃO, 2001 e SANTOS & PEIXOTO, 2001) foram feitos testes histoquímicos, segundo os planos, transversal, longitudinal tangencial e longitudinal radial do material “in natura” utilizando os reagentes relacionados na Tabela 1.

Tabela 1 - Reagentes utilizados e substâncias identificadas nos testes histoquímicos:

Reagentes	Substâncias químicas	Referências
Sudan IV	Lipídeo, cutina e suberina	FOSTER (1949)
Lugol	Amido	LANGERON (1949)
Ácido sulfúrico	Cristais de oxalato de cálcio	JOHANSEN (1940)
Drangendorf	Alcalóides	EFFLAND (1977)

2. 4. Descrições e ilustrações

Todas as variáveis anatômicas aferidas foram utilizadas na descrição e na interpretação dos dados taxonômicos, filogenéticos e ecológicos. Para a realização das mensurações e contagens utilizou-se uma câmera de vídeo acoplada ao microscópio BH 50 e ao computador, utilizando o software Image Pro-Plus versão 4.0 para Windows.

As descrições, contagens e classificações dos elementos celulares, obedeceram às normas determinadas pelo IAWA (1989) e CORADIN & MUÑIZ (1991). Para a análise do raio seguiu-se a literatura especializada (BARROS *et al.*, 1997, BARROS *et al.*, 2001; CALLADO *et al.*, 1997).

Para a realização das fotomicrografias foram utilizados, o sistema de imagem citado anteriormente e ainda o microscópio Olympus CH30, em diferentes combinações ópticas.

2. 5. Análise dos índices de valores ecológicos

Para estabelecer a relação exercida pelo ambiente sobre os caracteres anatômicos do lenho, foram calculados os índices de vulnerabilidade e mesomorfia doravante de V e M estabelecidos por CARLQUIST (1975).

O valor de V e M obedeceu as seguintes equações, respectivamente.

$$V = \frac{\text{diâmetro tangencial dos vasos}}{\text{vasos / mm}^2}$$

Equação 2

$$M = V \times \text{comprimento dos elementos do vaso}$$

Equação 3

3- RESULTADOS E DISCUSSÃO

A caracterização anatômica do lenho de *M. schottiana* será apresentada a seguir, abrangendo uma análise taxonômica, filogenética e ecológica.

3. 1. Descrição anatômica do lenho de *Mollinedia schottiana*

Camadas de crescimento: camada de crescimento pouco distinta, demarcada sutilmente pelo achatamento radial das fibras e um maior espessamento das paredes no lenho tardio (Anexo 1a).

Elementos de vaso: porosidade difusa (Anexo 1a), solitários (Anexo 1b), em arranjos radiais de 2 a 3 elementos ou múltiplos de 2-5 elementos, arranjo difuso, seção angular a circular (Anexo 1b), apêndices ausentes ou presentes em uma das extremidades (Anexo 1c), placas de perfurações escalariformes com 20-40 barras (Anexo 1d); pontoações intervasculares opostas a escalariformes (Anexo 1e); pontoações raio-vasculares e parênquima-vasculares com aréola reduzida a aparentemente simples, algumas alongadas no sentido horizontal (Anexo 1f).

Fibrotraqueóides: presentes com parede espessa (Anexo 2a).

Parênquima axial: paratraqueal escasso (raros), apotraqueal difuso variando de 2-7 células por série.

Raios: unisseriados (raros), multisseriados de 2-10 células ambos integrados, por células eretas e quadrados nas margens e procumbentes no corpo (Anexo 2b). Ocorrem raios fusionados (Anexo 2c), raios agregados (Anexo 2 d), com células envolventes (Anexo 2e).

Cristais: presentes, de oxalato de cálcio (Anexo 2f).

3. 1. 1. Camada de crescimento

De modo geral em regiões tropicais e subtropicais, os anéis de crescimento são considerados indistintos ou ausentes, pelo fato das condições climáticas serem constantes (KOZLOWSKI, 1971). Porém, existem trabalhos com espécies tropicais arbóreas em que foram descritos, a presença de anéis de crescimento distintos (BARROS *et al.*, 1997; BARROS *et al.*, 2001). SEGALA-ALVES & ANGYALOSSY-ALFONSO (2001) encontraram em 48% das espécies brasileiras anéis de crescimento. Os autores associaram esse fato ao clima ser mesotérmico, onde a sazonalidade ao longo do ano afetou a atividade cambial, conduzindo a formação dos anéis de crescimento.

Segundo BURGER & RICHTER (1991) a presença de anéis de crescimento pode ser considerada uma característica própria da espécie.

Foi observado na família Monimiaceae e em algumas espécies de *Mollinedia*, camada de crescimento indistinta ou ausente (METCALFE & CHALK, 1987; CALLADO *et al.*, 1997). Em *M. schottiana* a camada de crescimento se mostrou pouco distinta, demarcada sutilmente pelo achatamento radial das fibras e um maior espessamento das paredes no lenho tardio (Anexo 1a).

Os anéis de crescimento podem ser induzidos por vários fatores, como a temperatura e a disponibilidade hídrica (BASS, 1973; ROING, 1986; BOERCHET, 1999; DICKISON,

2000; CALLADO *et al.*, 2001). Na Reserva Biológica do Tinguá a média pluviométrica anual e a temperatura média anual estão em torno de 51 mm e 22°C nos meses mais secos (abril a setembro) e 154 mm e 26 °C nos meses mais úmidos, respectivamente.

3. 1. 2. Vasos

A porosidade da madeira é uma característica suscetível às variações provocadas pelas condições ecológicas (BURGER & RICHTER, 1991). A porosidade difusa tem sido encontrada com mais frequência em regiões tropicais (BOREAU, 1957; BURGER & RICHTER, 1991). LIPHSCHITZ & WAISEZ (1970) estudaram *Populus euphratica* em ambientes com distintas condições hídricas. No local com maior disponibilidade de água, a espécie apresentou porosidade difusa, enquanto que nos indivíduos sob condições hídricas restritas foram observados anéis semiporosos (ROING, 1986). SEGALA-ALVES & ANGYALOSSY-ALFONSO (2001) encontraram em 84% das espécies analisadas, porosidade difusa e esta situação prevaleceu para as dicotiledôneas. *Mollinedia schottiana* apresentou porosidade difusa (Anexo 1a) como descrito para a família e outras espécies do gênero (METCALFE & CHALK, 1950 e 1987; CALLADO *et al.*, 1997).

As características quantitativas dos elementos de vaso como a frequência, comprimento e diâmetro são altamente influenciados pelo ambiente (METCALFE & CHALK, 1985; BARAJAS-MORALES, 1985; WOODCOCK, 2000). Vasos menos agrupados, largos, com menor frequência normalmente são encontrados em ambientes mesofíticos (METCALFE & CHALK, 1985). Já para os caracteres filogenéticos, são considerados evoluídos elementos de vaso curtos, largos, com forma oval ou circular e apêndices curtos (BAAS, 1973; BAAS, 1976).

Em Monimiaceae podemos encontrar vasos, solitários, múltiplos de 4 ou mais células, geralmente com diâmetro pequeno (50-100µm), longos (500-1000µm) e muito numerosos (20-100mm²) (METCALFE & CHALK, 1950). Em *M. schottiana* foram encontrados vasos solitários ou múltiplos de 2-5 elementos, diâmetro pequeno (76µm), longos (940µm), muitos numerosos (47/mm²) e de paredes delgadas (4µm). Os elementos de vasos apresentam arranjos radiais de 2 a 3 elementos, seção angular a circular, com ou sem apêndices em uma ou ambas extremidades. Os valores mensurados e as figuras para as características dos vasos são apresentados na Tabela 2 e no Anexo 1a - 1c. Nas espécies de *Mollinedia* estudadas numa floresta submontana foram encontrados vasos solitários, múltiplos de 2-4 elementos, pequenos (57-93µm), longos (1131-1948µm) e muitos numerosos (22-48mm²) com paredes delgadas (2-4µm) (CALLADO *et al.*, 1997).

Tabela 2 - Valores mensurados dos elementos de vasos de *M. schottiana*

Elemento de vaso	Mínima	Média	Máxima	Desvio Padrão
Vasos/mm ² (n° de células)	58,00	76,32	104,00	10,18
Comprimento (µm)	398,35	940,29	1478,25	213,10
Diâmetro (µm)	29,32	49,46	73,56	9,07
Espessura da parede (µm)	1,87	3,61	5,82	0,75
Pontoações Intervasculares Circulares (µm)	4,89	6,52	8,23	0,85
Pontoações Intervasculares Escalariformes (µm)	17,74	27,40	42,09	6,78
Pontoações Raio-vasculares (µm)	3,00	17,00	29,81	6,71

As placas de perfurações foram apontadas como importantes características taxonômicas (GIRAUD, 1981). Foram descritos para o gênero *Mollinedia*, a presença de placas de perfurações escalariformes. Os elementos de vasos, que apresentam placas de perfurações escalariformes, com muitas barras são consideradas mais primitivos que aqueles com placas de perfuração simples (BASS, 1973).

Sob o ponto de vista funcional essas placas são consideradas desvantajosas se comparadas com as placas simples, devido à resistência oferecida pelas barras ao fluxo dos fotoassimilados (CARLQUIST, 1975; BAAS *et al.*, 1983). Entretanto, as barras agem como um reforço aos vasos longos, na prevenção de embolismo (BAAS *et al.*, 1983). Em condições méxicas, as placas de perfurações não são fatores limitantes, por ocorrer um grande fluxo de água dentro dos elementos condutores (METCALFE & CHALK, 1985).

Em algumas espécies de *Mollinedia* descritas na literatura foram encontradas uma variação quanto ao número de barras nessas placas, sendo mais de 40 barras em *M. gilgiana* e *M. marliae*, 20-40 em *M. glassiovi* e 20-30 barras em *M. salicifolia* (BARROS *et al.*, 1997; CALLADO *et al.*, 1997). *M. schottiana* apresentou entre 20 a 40 barras em suas placas (Anexo 1d).

As pontoações são consideradas como uma característica diagnóstica importante na taxonomia (METCALFE & CHALK, 1985). Em *M. schottiana* ocorrem pontoações intervasculares areoladas, variando de escalariformes à circulares e as pontoações raio-vasculares e parênquimo-vasculares com aréola reduzida algumas alongadas no sentido horizontal (Anexo 1e e 1f). Os valores referentes às mensurações estão apresentados na Tabela 2.

CARLQUIST (1977) estabeleceu valores ecológicos e considerou que os índices de mesomorfia elevado, maior que 200, se aplicariam a espécies adaptadas ao ambiente méxico; enquanto o índice de vulnerabilidade, inferior a 1, sugere adaptação ao ambiente xérico.

Os valores ecológicos encontrados em *M. schottiana* mostraram índices de vulnerabilidade e índices de mesomorfia ($V < 1$ e $M > 200$) apresentados na T3. O valor de M é indicado para plantas de ambientes ambiente mesofíticos, apesar de apresentar índice de vulnerabilidade menor que 1. Comparando os índices ecológicos da espécie estudada com 3 espécies de *Mollinedia* na floresta submontanha na Serra de Macaé de Cima – RJ (Tabela 3), *M. schottiana* apresentou valores menores de V e M.

VAN VLIET (1979) não encontrou significado nesses índices para o gênero *Terminalia* (Combretaceae), pois os mesmos foram contraditórios. OEVER *et al.* (1981) estudaram espécies de *Symplocos* em ambientes sem restrição hídrica e encontraram resultados incompreensíveis quando analisaram os índices em conjunto.

A espécie *Psychoria suterella* estudada em uma floresta submontanha onde não ocorre stress hídrico, apresentou também valor de V abaixo de 1 e M acima de 200 (CALLADO *et al.*, 1997).

CARLQUIST (1977) propôs a interpretação para os índices associando-os com dados sistemáticos, do ambiente e da floresta em questão. CALLADO & COSTA (1997) sugeriram cautela no uso dos índices ecológicos. Quando os índices ecológicos diferem do esperado para o ambiente, pode ser especulado que exista alterações em outras partes do vegetal como: a presença de estruturas xerofíticas nas folhas, suculência, deciduidade, profundo ou curto sistema radicular e um fotossistema especial (LINDORF, 1994). A espécie *Sessea corymbiflora* apresentou índices que indicam mesomorfia no lenho e importantes características xeromórficas nas folhas (LINDORF, 1997).

Tabela 3 - Parâmetros ecológicos de *M. schottiana* comparados com as demais espécies de *Mollinedia* estudadas.

Espécie	Vulnerabilidade	Mesomorfia
	(V)	(M)
<i>M. schottiana</i>	0,64	609,41
<i>M. gilgiana</i> *	3,62	5968,56
<i>M. marliae</i> *	1,22	1360,02
<i>M. salicifolia</i> *	4,43	6740,43

*Fonte: CALLADO *et al.*, 1997.

3. 1. 3. Fibrotraqueóides

METCALFE & CHALK (1950 e 1987) consideram Monimiaceae uma família interessante, sob o ponto de vista filogenético, por apresentar traqueóides, fibrotraqueóides e raramente fibras libriiformes septadas ou não. Esses autores destacam a importância da aferição das pontuações para a caracterização morfológica dessas células. No lenho de *M. schottiana* foram encontrados fibrotraqueóides longos septados (Anexo 2a), como também são descritas para outras espécies do gênero (CALLADO *et al.* 1997). As mensurações estão relacionadas na Tabela 4.

Tabela 4 - Valores mensurados dos fibrotraqueóides de *M. schottiana*

Fibrotraqueóides	Mínima	Média	Máxima	Desvio Padrão
Diâmetro (μm)	25,46	37,16	48,81	4,28
Lume (μm)	9,26	20,14	31,12	4,10
Comprimento (μm)	1123,60	1279,62	1769,09	271,00
Espessura da parede (μm)	5,20	8,51	10,83	1,22
Pontoações (μm)	3,09	3,87	4,89	0,51

Fibras septadas são mais comuns em lenho com pouco parênquima axial (SPACKMAN, 1949; METCALFE & CHALK, 1989). Existe uma relação inversa entre a proporção de parênquima axial e fibras septadas, caracterizando a compensação funcional entre esses tipos de células (SPACKMAN, 1949; METCALFE & CHALK, 1989). LINDORF (1997) encontrou em *S. corumbiflora* fibras septadas. A autora associou esse tipo de fibra ao armazenamento e transporte de fotoassimilados, agindo como um substituto do parênquima axial.

3. 1. 4. Parênquima axial

Segundo METCALFE & CHALK (1985), gêneros e espécies podem ser determinados com base na estrutura parenquimática. Em *M. schottiana* foi observado parênquima apotraqueal difuso, variando de 2-7 células por série (Anexo 2a) e raro a ocorrência do tipo paratraqueal escasso. O parênquima axial é escasso ou muito escasso, geralmente apotraqueal difuso na família Monimiaceae (METCALFE & CHALK, 1987). Os valores referentes às mensurações são apresentados na Tabela 5. Nos gêneros *Macrotorus* e *Mollinedia* foram encontrados a presença de uma faixa de células de parênquima difuso (METCALFE & CHALK, 1987).

Nas espécies de *Beilschmiedia* (Lauraceae) a distribuição do parênquima axial foi utilizada na separação das espécies estudadas. *B. brasiliensis* apresentou o parênquima axial com expansões aliforme e confluyente em séries axiais longas, podendo também ocorrer o tipo vasicêntrico. As outras espécies estudadas apresentaram parênquima vasicêntrico, aliforme e confluyente também em faixas (CALLADO, 1993). Segundo SOFFIATI & ANGYALOSSY-ALFONSO (1999) o tipo de parênquima foi usado na separação de duas espécies de *Eugenia* (Myrtaceae).

Tabela 5 - Valores mensurados do parênquima axial em *M. schottiana*

Parênquima axial	Mínima	Média	Máxima	Desvio
				Padrão
Altura da série (nº de células / série)	2,00	3,47	7,00	1,27
Altura da série (µm)	179,82	375,30	917,18	136,06
Largura da faixa (µm)	6,19	11,59	20,57	2,81

3. 1. 5. Raios

Na família Monimiaceae foram encontrados raios unisseriados e raios multisseriados, sendo que no gênero *Mollinedia* não é comum a presença de raios unisseriados, os mais comuns são raios que variam de 7-8 células (METCALFE & CHALK, 1987). Em *M. schottiana* foram encontrados raios multisseriados variando de 2 a 10 células, integrados por células eretas e quadradas nas margens, e procumbentes e quadradas no corpo (Anexo 2b). Ocorrem raios fusionados (Anexo 2c), raios agregados (Anexo 2d) com células envolventes (Anexo 2e). Os valores referentes às mensurações são apresentados na Tabela 6.

Tabela 6 - Valores mensurados do parênquima radial em *M. schottiana*

Raios multisseriados ≥ 2 células	Mínima	Média	Máxima	Desvio Padrão
Raios/mm ²	1,00	3,18	8,00	1,30
Comprimento(µm)	204,89	907,11	3139,09	494,39
Largura (µm)	19,66	69,63	173,17	19,83
Nº de células (um)	2,00	4,20	10,00	1,25

3. 2. Testes histoquímicos

As inclusões inorgânicas são importantes no diagnóstico taxonômicos de algumas espécies (METCALFE & CHALK, 1989). Foram observados nas espécies *M. salicifolia* e *M. marliae* cristais poliédricos nas células dos raios (CALLADO *et al.*, 1997). O mesmo foi confirmado em *M. schottiana* através dos testes histoquímicos (Tabela 7).

Foi descrito por METCALFE & CHALK (1987) a ocorrência facultativa de óleo nas células dos raios. Em *M. schottiana* foi constatada a presença de tilos, oriundo do parênquima axial e radial contendo óleo (Tabela 7). Tilos podem conter óleo, substâncias fenólicas, cristais ou amido (ESAU; 1976; COSTA *et al.*, 2004). METCALFE & CHALK (1987) relatam a presença de tilos em algumas espécies da sub-família Atherospermoideae.

Os alcalóides são, dentre os produtos naturais, as substâncias mais antigas usadas pelos homens (MALAFAIA, 2001). Ocorrem mais abundantemente em Angiospermas

(SOURTHON & BUCHINGHAM, 1989) e para a supeordem Magnolliflorae é descrita a classe alcalóides benzilisoquinolínicos.

A família Monimiaceae é rica em apomorfínas, que tem função sedativa sobre o sistema nervoso central humano (LEITÃO *et al.*, 1999). Já foi descrito a ocorrência de alcalóides, moupinamide e liriodenine, no caule de *M. schottiana* e *M. gilgiana* (MOREIRA & LEITÃO, 2001). Esses alcalóides são importantes metabólitos especiais para essas plantas (MOREIRA & LEITÃO, 2001). Em *M. schottiana* foi observado a presença de alcalóides nas células do parênquima axial, radial e nos fibrotraqueóides através dos testes histoquímicos (Tabela 7).

Também foram observados no parênquima axial e radial, por meio dos testes histoquímicos, a presença de amido e substâncias fenólicas.

Tabela 7 - Testes histoquímicos realizados em 3 amostras do lenho de *M. schottiana*

Tecidos	Parênquima radial	Parênquima axial	Fibrotraqueóides
Grãos de amido	✓	✓	-
Substâncias fenólicas	✓	✓	✓
Alcalóides	✓	-	-
Gotas lipídicas	✓	✓	-
Oxalato de cálcio	✓	-	-

4 - CONCLUSÕES

- Quanto aos aspectos taxonômicos a espécie distinguiu-se por apresentar, tilos com gotas lipídicas, vasos com apêndices, parênquima apotraqueal difuso, raios multisseriados variando de 2-10 células, integradas por células eretas e quadrados nas margens e procumbentes no corpo;
- Em *M. schottiana* foram observadas placas de perfuração escalariformes com muitas barras 20-40, pontoações escalariformes e fibrotraqueóides que corroboraram o *status* primitivo atribuído à família Monimiaceae;
- O valor encontrado com o cálculo do índice de mesomorfia indicou que *M. schottiana* cresce em área sem déficit hídrico.

5 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BARAJAS-MORALES, J. Wood structural differences between trees of two tropical forests in Mexico. **IAWA Bulletin n.s.**, v. 6, n. 4, p. 355-363, 1985.

BARROS, C. F.; CALLADO, C. H.; COSTA, C. H.; CUNHA, M.; LIMA, H. R. P.; MARQUETE, O. **Madeiras da Mata Atlântica. Anatomia do lenho de espécies ocorrentes nos remanescentes florestais do estado do Rio de Janeiro - Brasil.** Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1997. 86p. 1 v. il.

_____; MARCON, M. L.; COSTA, C. H.; CUNHA, M.; LIMA, H. R. P.; MARQUETE, O. **Madeiras da Mata Atlântica. Anatomia do lenho de espécies ocorrentes nos remanescentes florestais do estado do Rio de Janeiro - Brasil.** Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2001. 93p. 2 v. il.

BARROSO, G. M.; PEIXOTO, A. L.; ICHASO, C. L.F.; GUIMARÃES, E. F. & COSTA, C. G. **Sistemática de Angiospermas do Brasil.** 2. ed. Viçosa: UFV, 2001. 308p.1v.

BASS, P. & CARLQUIST S. A comparison of the ecological wood anatomy on the southern California and Israel. **IAWA bulletin. n. s.** v. 6, n. 4, p. 349-353, 1985.

BASS, P. The wood anatomical range in *Ilex* (Aquifoliaceae) and its ecological and phylogenetic significance. **Blumea**, v. 21, p. 193-258, 1973.

_____. Some functional and adaptive aspects of vessels member morphology. **Leiden botanical series**, v. 3, p. 157-181, 1976.

_____; WERKER, E. & FAHN, A. Some ecological trends in vessel characters. **IAWA bulletin n. s.**, v. 4, n. 2, p. 141-159, 1983.

BORCHET, R. Climatic periodicity, phenology and cambium activity in tropical dry forest trees. **IAWA Journal**, v. 20, n. 3, p. 239-247, 1999.

BOREAU, E. **Anatomie végétale.** France: Ademic Press, 1957, 314p. v. 3.

BUKATSCH, F. Bemerkungen zur doppel far burng Astrablau-Safranin. **Mikrokosmos**, v. 61, n. 8, 255 p. 1972.

BURGER, L. M. & RICHTER, H. G. **Anatomia da madeira.** São Paulo: Nobel, 1991.154 p.

CALLADO, C. H. & COSTA, C. G. Wood anatomy of Some *Anaureria* and *Beilschmiedia* Species (Lauraceae). **IAWA Journal**, v. 18, n. 3, p. 247-259, 1997.

_____. **Anatomia de quatro espécies dos gêneros *Beilschmiedia* Ness (Lauraceae).** 1993. 101f. Tese (Mestrado em Botânica) - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro.

_____; PUGIALLI, H. R. P.; COSTA, C. G.; CUNHA, M. DA; MARQUETE, O.; BARROS, C. F. Anatomia do lenho de espécies da Mata Atlântica: Interpretação ecológica e indicações para aproveitamento. In LIMA, H. C. & GUEDES-BRUNI, R. R. **Serra de Macaé de Cima: Diversidade florística e conservação em Mata Atlântica.** Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1997, 346p.

_____; CALLADO, C. H.; SACARANO, F. R.; BARROS, C. F. & COSTA, C. G. Anatomical features of growth ring in flood-prone trees of the Atlantic Rain Forest in Rio de Janeiro, Brazil. **IAWA journal**, v. 22, n. 1, p.29-72, 2001.

CARLQUIST, S. **Ecological strategies of xylem evolutions.** Los Angeles: Univ. California Press, 1975. 102p.

_____. Ecological factors in wood evolution: a floristic approach. **American journal of botany**, v. 64, n. 7, p. 887-896, 1977.

CLAROS, B. M.; SILVA, A. J. R. DA; VASCONCELLOS, M. L. A. A.; BRITO, A. P. DE & LEITÃO, G. G. Chemical constituents of two *Mollinedia* species. **Phytochemistry**, v. 55, p-859-862, 2000.

CORADIN, V. T. R. & MUÑIZ, G. M. B. Normas de procedimento em estudos de anatomia da madeira: I. Angiospermae. II Gimnospermae. Brasília: IBAMA DIRPEP. L. P. F. **Série técnica**, 15, p. 1-19,1991.

COSTA, G. C.; CALLADO, C. H; CORADIN, V. T. R.; GUERREIRO-CARMELLO; S. M. Xilema. In APPEZZATO-DA-GLORIA, B. & CARMELA-GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal.** Viçosa: UFV, 2004, 438p.

CUTTER, E. G. **Anatomia vegetal. Parte 1 - células e tecidos.** São Paulo: Rocca, 1986, 304p.

DICKISON, W. C. **Integrative plant anatomy.** New York: Academic Press, 2000. 533p.

DOP, D. & GAUTIÊ, A. **Manuel de technique botanique,** Paris: F. R. de Sudeeval, 1909. 59p.

EFFLAND, M. J. Modified procedure acid-insoluble lignin in wood and pulp. **Teppi**, v. 10, n. 60, p. 143-144, 1977.

ESAU, K. **Anatomia das plantas com sementes.** São Paulo: Edgard Blucher, 1976, 293p.

FELDATO, L.; MENDES, I. C. A. & CORADIN, V. T. R. **Madeiras da Amazônia**, Descrição de 40 espécies ocorrentes na floresta nacional dos Tapajós. Brasília: IBAMA, L. P. F, 1989. 156p.

FOSTER, A. S. **Practical plant anatomy**. 2ª ed. Ney York: D. van Nostrand, INC, 1949, 228p.

GARRAT, G. A. Systematic anatomy of the woods of Monimiaceae. **Tropical woods**, v. 39, p. 18-44, 1934.

GIRAUD, B. On the special nature of vessel perforation in *Hieronyma abdina* P. & H. (Euphorbiaceae). **IAWA Bulluletin**, n. s, v. 2, n. 3, p. 43-44, 1981.

IAWA COMMITTEE. List of microscopic features for hardwood identification. **IAWA Bulletin**, v. 10, n. 2, p. 219-332, 1989.

JANE, F. W. **The structure of wood**. Londres: Adam & Black, 1956. 480p.

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. New York: McGraw-Hill Book Company, 1940, 523p.

KOZLOWSKI, T. T. **Growth and development of trees**. Academic Prees: New York, 1971. 514p. 2v.

KRAUS, J. E. & ARDUIN, M. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Rio de Janeiro: EDUR, 1997.198p.

LANGERON, M. **Précis de microscopie**. Paris: Masson et Cie., 1949. 1430p.

LEITÃO, G. G.; SIMAS, N. K.; SOARES, S. S. V.; BRITO, A. P. DE; CLAROS. B. M. G.; BRITO, T. B. M. & MONACHE, F. D. Chemistry and pharmacology of Monimiaceae: a special focus on *Siparuna* and *Mollinedia*. **Journal of enthnopharmacology**, v. 65, p. 87-102. 1999.

LIMA, M. P. M. & GUEDES-BRUNI, R. R. **Reserva ecológica de Macaé de Cima. Nova Friburgo: Aspectos florísticos das espécies vasculares**. Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1994. 404p. 1v.

LINDORF, H. Eco-anatomical wood features of species from a very dry tropical forest. **IAWA Journal**, v. 15, n. 4, p. 361-376. 1994.

LINDORF, H. Wood and leaves anatomy in *Sessea corymbiflora* from an ecological perspectives. **IAWA Journal**, v. 18, n. 2, p.157-168, 1997.

LIPHSCHITZ, N. & WAISEZ, Y. Effects of environment on relations between extension and cambial growth of *Populus euphratica* Oliv. **New Phytological**, v. 69, p. 1059-1064, 1970.

LISBOA, C. D. J.; MATOS, J. L. M.; & MELO, J. E. **Amostragem e propriedades físicos - mecânica de madeiras Amazônicas**. Brasília: IBAMA, 1993. 103 p.

MALAFAIA, M. M. **Superorder Magnoliiflorae: Tendências evolutivas e dicotomia química**. 2001. 95f. Tese (Doutorado em Ciências) - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro.

METCALFE, C. R. & CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**. Oxford: Clarendon Press, 1950. 1500p. 1v e 2v. il.

_____. **Anatomy of the dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction. Oxford: Clarendon Press, 1985. 297p. 2v. il.

_____. **Anatomy of the dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction. Oxford: Clarendon Press, 1987. p. 108-121.

_____. **Anatomy of dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction. Oxford University Press: Oxford. 1989, p. 297. 2v.

MOREIRA, D. L. & LEITÃO, G. G. Quantitative determination of liriodenine and moupinamide in five species of *Mollinedia* by high performance liquid chromatography. **Phytochemical analysis**, v. 12, p.1-3, 2000.

OEVER, L. VAN DEN., BASS, P. & M. ZANDEE. Comparative wood anatomy of *Symplocos* and latitude and altitude of provenance. **IAWA Bulletin n. s**, v. 2, n. 1, p. 3-24, 1981.

PEIXOTO, A. L. & PERREIRA-MOURA, M. V. Monimiaceae In: LIMA, M. P. M. & GUEDES - BRUNI, R. **Reserva ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, RJ. Aspectos florísticos das espécies vasculares**. Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1996, p. 299-331. 2v.

RELATÓRIO TÉCNICO CIENTÍFICO DO INSTITUTO DE PESQUISAS JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO. **Relatório técnico-científico da reserva Biológica do Tinguá**. Rio de Janeiro, 2003. 78p.

ROING, F. A. The wood of *Adesmia horrida* and its modification by climatic conditions. **IAWA Bulletin n. s** v. 7, n. 2, p. 129-135, 1986.

SANTOS, I. DA S. & PEIXOTO, A. L. Taxonomia do gênero *Macropeplus* Perkins (Monimiaceae, Monimioideae). **Rodriguésia**, v. 52, n. 80-81, p. 65-105, 2001.

SASS, J. E. **Elements of botanical microtechnique**. London: Mc Graw Hill Book Company Inc. 1958. 222p.

SEGALA-ALVES, E. S. & ANGYALOSSY-ALFONSO. Ecological trends in the wood anatomy of some brazilian species. 1. Growth rings and vessels. **IAWA Journal**, v. 21, n. 1, p. 3-30. 2000.

SOFFIATI, P. & ANGYALOSSY-ALFONSO, V. Estudo antômico do lenho de duas espécies de *Eugenia* L. (Myrtaceae). **Revista brasileira de botânica**, v. 22, n.2, p.175-184, 1999.

SOURTHON, I. & BUCKINGHAN, I. **Dictionary of alkaloids**. London: Chapman an Hall, 1989, 458p.

SPACKMAN, W. & SWAMY, B. G. L. The nature and occurrence of septate fibres in dicotyledons. Abstract. **American journal of botany**, v. 36, 804p. 1949.

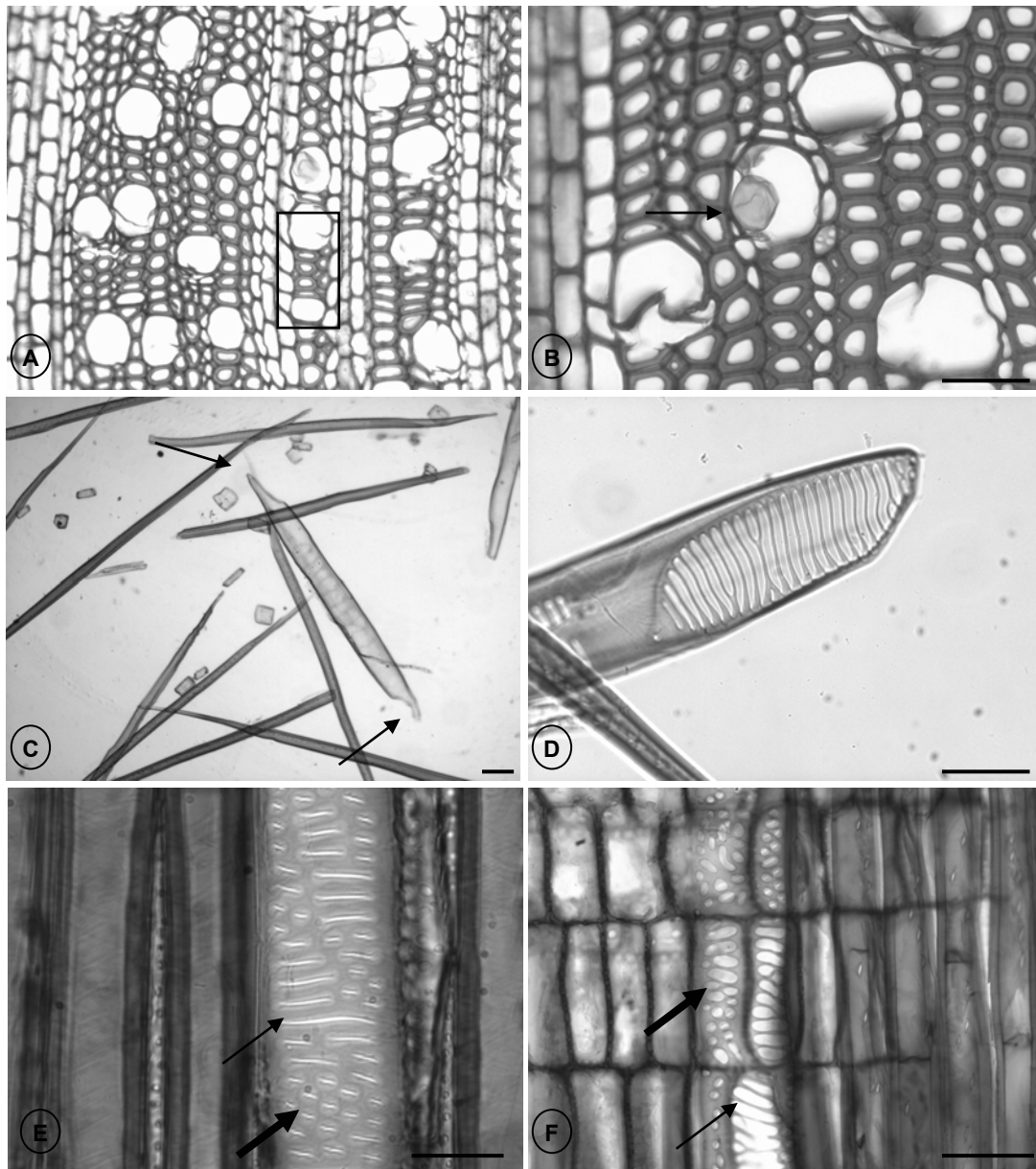
STRASSBURGER, E. **Handbook of practical botany**. New York: The MacMillan Company, 1924. 532p. il.

VAN VLIET, G. J. C. M. V. Wood anatomy study of some Combretaceae. **Blumea**, v. 25, p. 141-223, 1979.

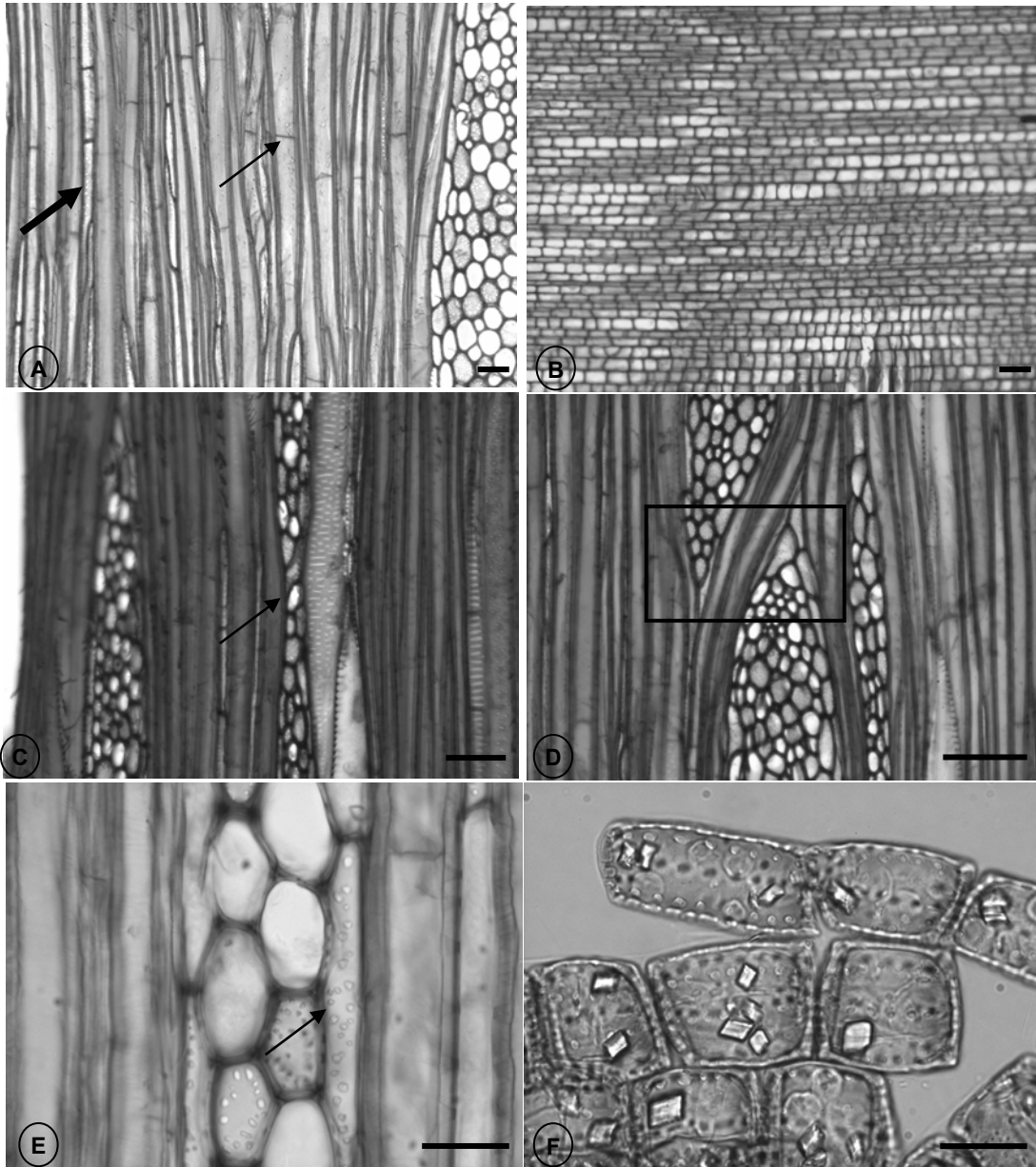
WANDERLEY, M. DAS G. L.; SHEPHERD, G. J.; GUILIETTI, A. M; MELHEM, T. S.; BITTRICH, V.; KAMEYAMA, C. **Flora fanerogâmica do estado de São Paulo**. São Paulo: HUCITEC, 2002. p.1989-207.

WOODCOCK, D. W.; SANTOS, G. DOS & REYNEL, C. Wood charecteristes of Amazon forest types. **IAWA journal**, v. 21, n. 3, p.277-292, 2000.

ANEXO



Anexo 1. Caracterização anatômica do lenho de *M. schottiana*. A: camada de crescimento (□) e porosidade difusa (ST). B: elemento de vaso com tilo (→) (ST). C: elemento de vaso com apêndices em ambas extremidades (→). D: elemento de vaso com placas de perfurações escalariformes. E: pontoações intervasculares circulares (→) e pontoações intervasculares escalariformes (→) (SLT). F: pontoações raio-vasculares circulares (→) e escalariformes (→) (SLR). Barras: A = 75 μm. B e D = 25μm. C= 100 μm. E e F= 50μm.



Anexo 2. Lenho de *Mollinedia schottiana*. A: fibrotraqueóides septados (→) e parênquima apotraqueal em série (➔) (SLT). B: raios heterogêneos (SLR). C: raio fusionado (→) (SLT). D: raios em agregados (⊖) (SLT). E: raio com células envolventes (→) (SLT). F: cristais prismáticos de oxalato de cálcio, observados nas células dos raios. Barras: A e B= 100 µm. C= 75 µm. D= 50 µm. E e F= 25 µm.

CAPÍTULO II

**Caracterização anatômica das folhas de sombra e de sol de
Mollinedia schottiana (Spreng.) Perkins (Monimiaceae) na Reserva
Biológica do Tinguá - RJ**

RESUMO

Mollinedia schottiana é uma espécie esciófita que pode ocorrer na Floresta Atlântica, Floresta Mesofítica Semidecídua e Floresta Sub-xerófitas, tanto em estrutura de mata primária como em matas secundárias ou capões reflorestados. Essa espécie é conhecida como capixim ou pimenteira, sendo livremente comercializada em feiras livres, com fins medicinais. Possui um polimorfismo acentuado principalmente, quanto às dimensões e consistência das folhas. O objetivo do trabalho é analisar a organização estrutural das folhas de sombra e de sol de *M. schottiana*, avaliando as possíveis variações fenotípicas nesse táxon. O material foi coletado na Floresta Aluvial da Reserva Biológica do Tinguá – RJ, no interior e na borda da mata. Foram mensurados a epiderme, o esclerênquima e o parênquima, sendo submetidos a uma análise estatística para avaliar os efeitos do fator luz. Modificações conspícuas foram observadas somente na lâmina foliar, resultando em dimensões maiores no estrato subepidérmico, no parênquima paliçádico e no lacunoso; no comprimento e na espessura dos fibrotraqueóides e na frequência estomática das folhas de sol. Para a espécie estudada destacam-se as seguintes características com valor taxonômico: tricomas tectores unicelulares curtos e longos, e dibracados; parênquima colenquimatoso desenvolvido; o arranjo e localização dos idioblastos com substâncias fenólicas e a presença de grandes cristais.

Palavras chave: Monimiaceae, *Mollinedia schottiana*, anatomia foliar.

ABSTRACT

Mollinedia schottiana is a sciophyta species that can be found in several successional stages of rain, semi deciduous mesophytic and sub-xerophyte forest. Commonly known as “capixim” or “pimenteira”, it is widely used in folk medicine. It has a marked polymorphism, specially for leaves size and texture. This study aimed to analyze the structure of both shade and sun leaves of *Mollinedia schottiana*, by evaluating phenotypic variations. Plant materials was collected in both core and edge sections of a lowland forest patch located in the Tinguá Biological Reserve-RJ. The effects of the sunlight on epidermis, sclerenchyma, and parenchyma characteristics were statically analyzed. Conspicuous changes in the leaf blade were observed, as higher values for hypodermis layer; palisade parenchyma and spongy parenchyma; length and thickness of fiber-tracheids and density stomatic. Characteristics that showed a high taxonomic value were: both short and long two-branched unicellular trichomes; a developed collenchymatous parenchyma; the arrangement and location of idioblasts with phenolic compound and large crystals.

Key-words: Monimiaceae, *Mollinedia schottiana*, foliar anatomy

1 - INTRODUÇÃO

Mollinedia schottiana (Spreng) Perkins é conhecida vulgarmente como capixim espinheira-santa, pimenteira ou gantambu-langanha, é livremente comercializada em feiras livres, sendo usada contra os males do estômago e em banhos medicinais. Possui um polimorfismo acentuado principalmente, quanto às dimensões e consistência das folhas e nos números de estames e carpelos. Floresce de agosto a novembro e a frutificação ocorre de março a maio (PEIXOTO & PEREIRA-MOURA, 1996; SANTOS & PEIXOTO, 2001; WANDERLEY *et al.*, 2002).

Os estudos sobre os fatores ambientais e seus efeitos no desenvolvimento dos tecidos e órgãos das plantas têm sido amplamente discutidos. As variações mais significativas encontradas na anatomia foliar estão relacionadas à exposição das folhas a diferentes regimes luminosos e a disponibilidade hídrica que promovem mecanismos adaptativos (VIEIRA & MACHADO, 1992; RÔÇAS *et al.*, 1996; TAIZ & ZEIGER, 2004).

Dentro de um ambiente natural, a intensidade luminosa varia quanto à duração, quantidade e qualidade espectral. As folhas através de seus mecanismos sofisticados detectam essas variações, refletindo no próprio crescimento, na função, bem como no seu desenvolvimento (VOGELMANN & MARTIN, 1993; VOLKENBURGH, 1999). As variações podem ser tanto inter como intraespecíficas, sendo que os altos níveis de organização da lâmina foliar permitem a exploração de diversos ambientes (SCARANO *et al.* 2002).

Este capítulo tem como objetivo analisar a organização e as peculiaridades estruturais entre as folhas de sombra e de sol de *M. schottiana*, sobre o efeito da luminosidade e ampliar o conhecimento ecológico na família Monimiaceae.

2 - MATERIAIS E MÉTODOS

2. 1. Testes histoquímicos

Para identificar as substâncias químicas descritas nas folhas para a família e gêneros (GARRAT, 1934; LEITÃO *et al.*, 1999; CLAROS *et al.*, 2000; MOREIRA & LEITÃO, 2001 e SANTOS & PEIXOTO, 2001) foram feitos testes histoquímicos no material recém coletado, usando os mesmos reagentes relacionados na Tabela 1 do capítulo anterior. As amostras dos fragmentos, do pecíolo e da lâmina foliar ao nível do terço médio (Figura 9), foram cortadas em seções transversais em um micrótomo de Ranvier, com o auxílio de uma navalha.

2. 2. Preparo das amostras para microscopia óptica

Foram coletados amostras de folhas de sombra e de sol totalmente expandidas à partir do terceiro nó, dos mesmos indivíduos selecionados para anatomia do lenho. As amostras foram fixadas em F.A.A. 70°GL (formaldeído, ácido acético e álcool 70%) nas proporções de 1: 1: 18 ou em álcool etílico 70°GL ainda nos locais de coleta (JOHANSEN, 1940; JENSEN, 1962).

A identificação taxonômica do material botânico foi realizada pela Dr^a Ariane Luna Peixoto, da Escola Nacional de Botânica Tropical, e foram depositadas no herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ) sob o n^o RBR 14.236 e no herbário do Instituto de Pesquisas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (JBRJ) sob o n^o RB 408.399.

As amostras foram processadas no Departamento de Botânica do Instituto de Biologia da UFRRJ e no Laboratório de Botânica Estrutural do JBRJ.

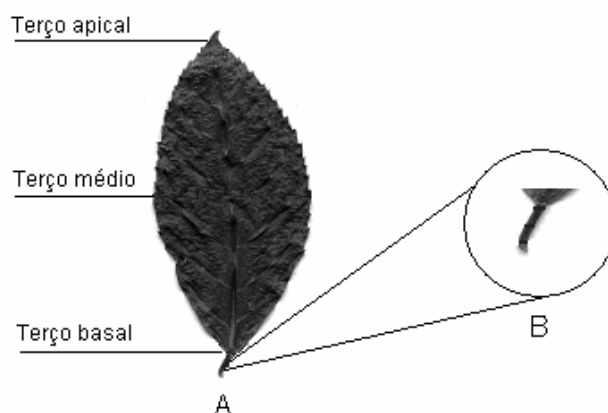


Figura 7 - Representação da folha de *M. schottiana*, evidenciando os fragmentos da lâmina foliar (A) e pecíolo (B).

2. 3. Confeção de lâminas semipermanentes

Para análise dos caracteres anatômicos foram confeccionadas lâminas semipermanentes dos fragmentos do pecíolo e da lâmina foliar ao nível da base, terço médio e ápice (Figura 9). O material foi cortado no micrótomo de Ranvier com o auxílio de uma navalha, segundo o plano transversal e longitudinal. As amostras foram clarificadas com hipoclorito de sódio a 50%, neutralizadas em água acética (1:5000), lavadas em água destilada e coradas com safrablau (BUKATSCH, 1972). Logo em seguida, os cortes foram montados na mistura de glicerol-água 50% e vedados com esmalte incolor (STRASSBURGER, 1924).

2. 4. Dissociação das fibras e de epidermes

Para as mensurações e análises dos caracteres das fibras e contagens dos estômatos foram dissociadas fibras e epidermes da lâmina foliar ao nível do terço médio (Figura 9), respectivamente.

Na dissociação das fibras foi empregada a mistura de Franklin (DOP & GAUTIÉ, 1909; JANE, 1956 e FELDALTO, 1989). A coloração usada foi a safranina aquosa 1% (STRASSBURGER, 1924) e o safrablau (BUKATSCH, 1972) para evidenciar os septos das fibrotraqueóides (METCALFE & CHALK, 1950 e 1987; CALLADO *et al.*, 1997).

Na dissociação das epidermes, foi utilizada a metodologia de OCCHIONI (1948) coradas com safranina aquosa 1%. Em ambas as técnicas utilizadas, os fragmentos foram montados em lâminas semipermanentes com glicerina 50% (STRASSBURGER, 1924).

2. 5. Microscopia eletrônica de varredura (MEV)

Para análise mais detalhada da epiderme foliar, foram realizadas análises em MEV. Amostras da lâmina foliar (terço médio) foram fixadas em uma solução de glutaraldeído 2,5%, paraformaldeído 4,0% e tampão cacodilato de sódio 0,05 M em pH 7, 2, permanecendo por duas horas, e em seguida foram feitas três lavagens de uma hora em tampão cacodilato de sódio. Para pós-fixação usou-se uma solução de tetróxido de ósmio 1% e tampão cacodilato 0,05 M, à temperatura ambiente por duas horas. As amostras passaram por três lavagens de uma hora no mesmo tampão, depois foram desidratadas em uma série crescente de acetona e submetidas ao ponto crítico, utilizando CO₂ como líquido de transição (Bal- Tec Critical Point Dryer CPD 030). Por último, foram colocadas em suportes próprios e recobertas por uma fina camada de ouro de 20nm (Bal-Tec Spriter Coater SCD 050) e observadas ao microscópio eletrônico de varredura Zeiss-DSEM 962, a uma aceleração de voltagem de 20 KV.

2. 6. Mensurações, contagens e análise dos elementos celulares

Para cada tecido mensurado ou contado (epiderme, esclerênquima e parênquima) utilizou-se a equação 1 apresentada no capítulo anterior.

Todos os tecidos mensurados e contados serviram para avaliar a influência do fator luz, para tanto foram aplicados o teste de Kolmogorov-Smirnov, ao nível de significância de 5%, a fim de verificar se os mesmos possuem distribuição normal. E para certificar a homogeneidade das variâncias entre as populações das folhas de sombra e de sol foi

utilizado o teste F de Snedecor. As variáveis que não apresentaram homogeneidade foram submetidas ao teste de Wilcoxon. O teste de Wilcoxon foi utilizado para comparação de médias.

2. 7. Ilustrações e descrições anatômicas

As mensurações, contagens, ilustrações e fotomicrografias foram obtidas com microscópio Olympus BH 50, acoplado em um computador, provido do sistema de processamento de imagens, Image Pro-Plus versão 4.0 para Windows sendo as últimas obtidas também no microscópio Olympus CH30 em diferentes combinações ópticas.

Para a análise morfológica das folhas, flores masculinas e frutos dos indivíduos de *M. schottiana*, foram feitas observações in locu e nas exsicatas confeccionadas. As informações encontradas na descrição sobre as flores femininas foram obtidas da exsicata RB 6.299 e de trabalhos especializados (PEIXOTO & PEREIRA-MOURA, 1996; SANTOS & PEIXOTO, 2001; WANDERLEY *et al.*, 2002).

Para a descrição anatômica e interpretação dos dados qualitativos foi utilizado como base a folha de sombra, sendo apresentadas as diferenças das folhas de sol.

3 - RESULTADOS

3.1. Descrição morfológica dos indivíduos de *M. schottiana*

Árvore ou arbusto; 3-6 m de altura; 8-25 de DAP; copa estreita, rala e de forma irregular; caule ramificado; ramos jovens verdes, cilíndricos e pilosos; ramos mais velhos acinzentados, cilíndricos e glabros. Ritidoma externamente acinzentado e internamente avermelhado, levemente escamosa e em alguns casos lisas, coberta por manchas de líquens, briófitas e alguns indivíduos ocorreu a presença de epífitas. Folhas ovadas, obovadas, elípticas, as de sombra variam entre 11,20-19,94 X 3,40-7,40cm (sombra) e as de sol entre 10,42-19,02 X 3,43-9,28cm (Tabela 8) terço superior serradas, crenado-serradas ou dentadas; ápice acuminado, base cuneadas; bordo com serras esparsas e suaves; coriáceas; discolor; face adaxial glabra com nervura canaliculada, face adaxial com uma leve pilosidade principalmente nas nervuras, com nervura média saliente; pontuações castanho-escuro a negras densas; 4-6 pares de nervuras secundárias. Pecíolo canaliculado, tomentoso principalmente no terço proximal; coloração marrom claro a castanho escuro. Flores com receptáculo cupuliforme ou campanulado, 3-5 mm de diâmetro, lobos externos ovados, lobos internos ovado-triangulares com apêndice curto, fimbriado, inflexo. Flores masculinas com 20-28 estames, anteras com lóculos confluentes. Flores femininas com 30-40 carpelos podendo chegar a 130, carpelos tomentosos dispostos no receptáculo internamente tomentoso. Frutos, verdes com coloração esverdeada e pilosos; seco pilosos, coloração amarelo escuro a marrom claro (Figuras 8 e 9).

Tabela 8 - Diferenças morfométricas do comprimento e largura das folhas de sombra e de folhas de sol. As médias e os valores de F são apresentados proeminente da análise de variância.

Folhas	Lâmina Foliar	
	Comprimento (cm)	Largura (cm)
Sombra	17,39	9,50
Sol	17,94	9,28
Teste F	0,23 ^{ns}	0,12 ^{ns}

ns= não significativo.

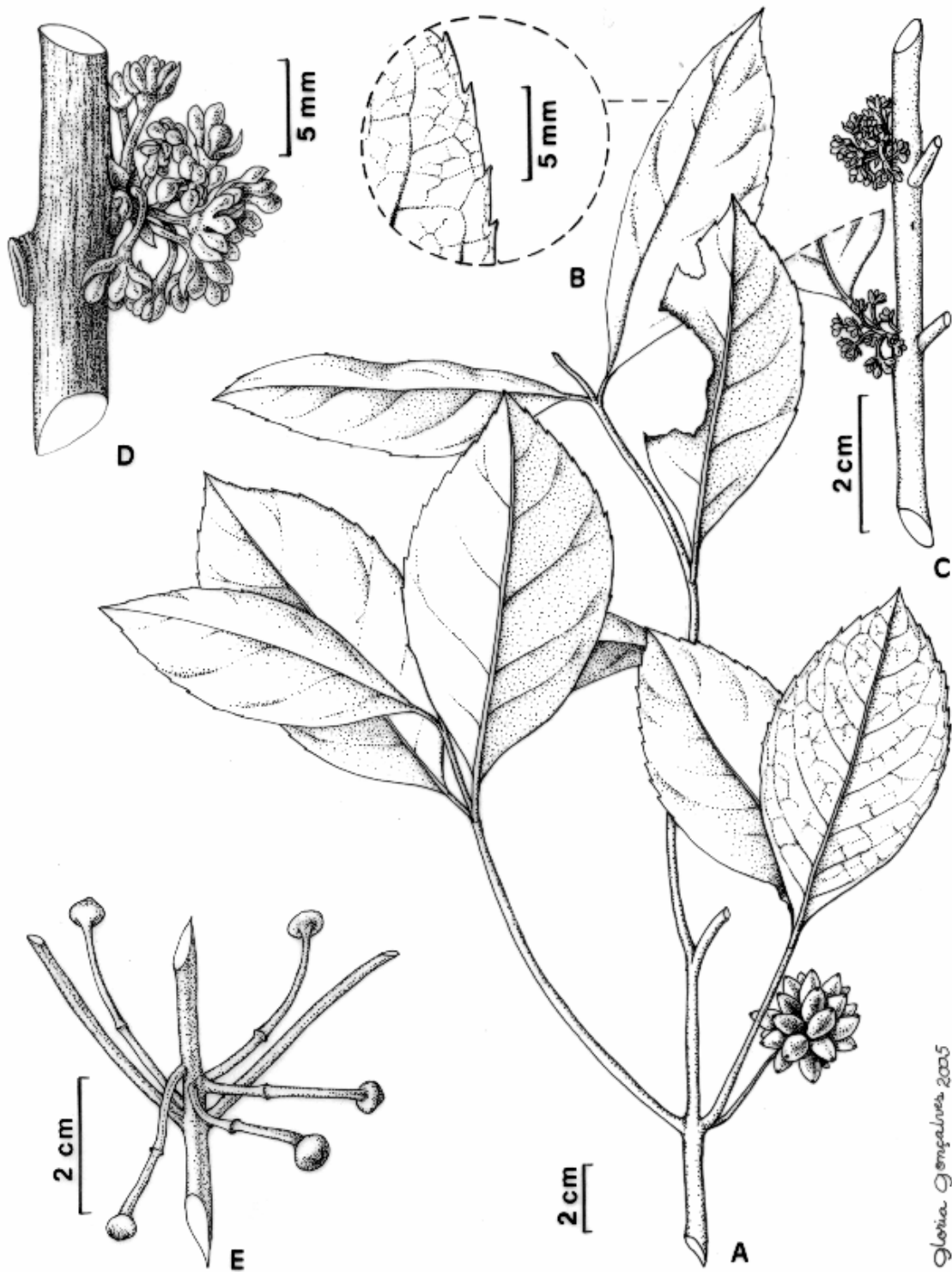
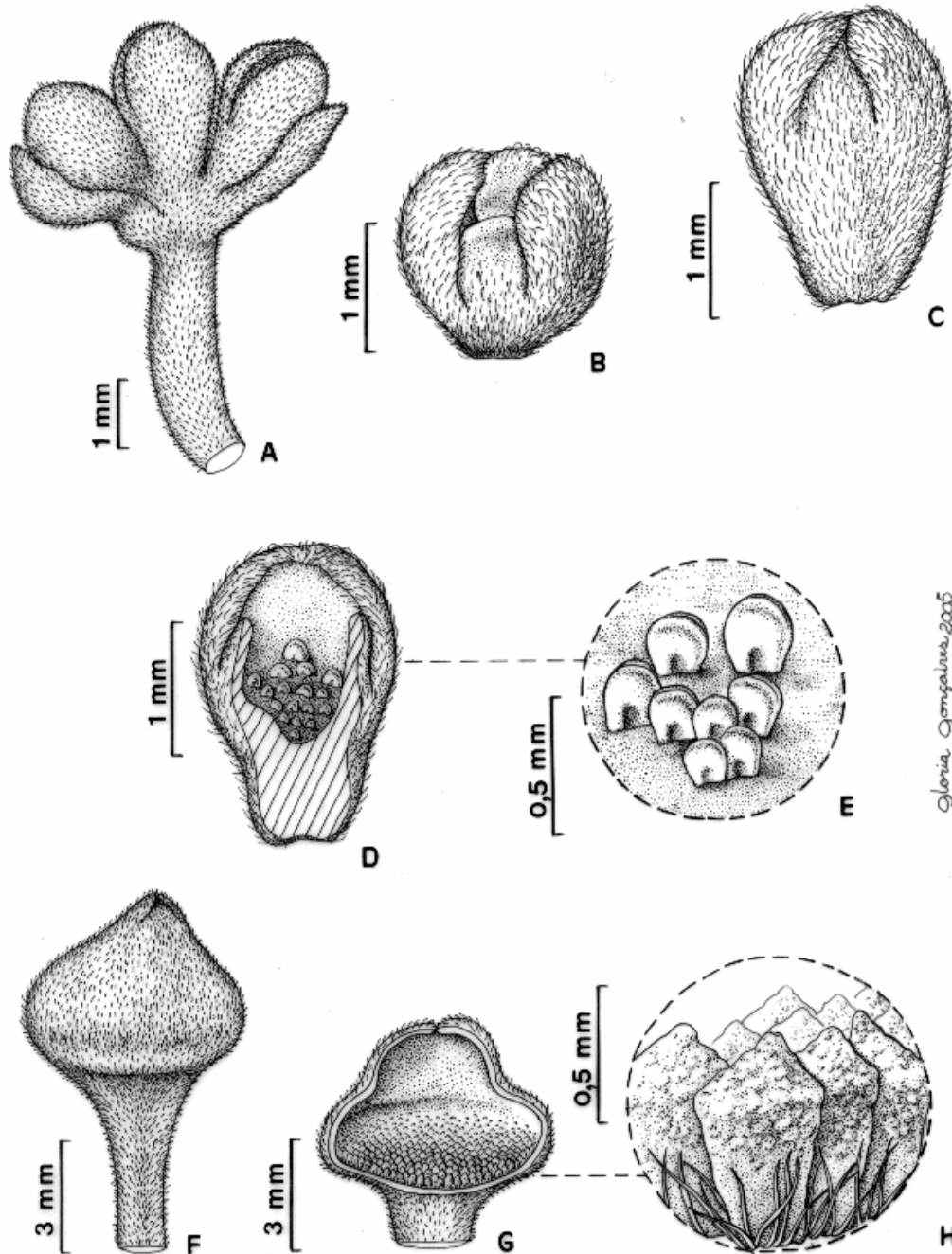


Figura 8 - Hábito e inflorescência de *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins. A: ramo. B: detalhe do bordo foliar. C: inflorescência masculina. D: inflorescência feminina.



Gloria Gempalua, 2005

Figura 9 - Detalhes das inflorescências e flores de *M. schottiana*. **A**: inflorescência masculina. **B**: flor masculina. **C-D**: flor masculina em vista lateral e frontal. **E**: flor masculina dissecada longitudinalmente. **F**: estames. **G**: flor feminina. **H**: flor feminina dissecada longitudinalmente. **I**: carpelo.

3. 2. Descrição anatômica de *M. schottiana*

3. 2. 1. Pecíolo

O pecíolo apresenta um contorno plano-convexo, em toda a sua extensão. Em seção transversal, ao longo do pecíolo, a epiderme é uniestratificada, com células lenticulares e tabulares. As células apresentam paredes periclinais externas e estratos cuticulares espessos, revestidos por uma cutícula delgada na face adaxial, e flanges cuticulares em ambas faces.

Os tricomas têm formas variadas, sendo mais freqüentes os tectores unicelulares longos com paredes mais espessas e lignificadas na base, e mais raros os unicelulares curtos (Anexo 1a e 1b).

Na região cortical, em seção transversal, foi observado um parênquima colenquimatoso junto à face adaxial com 18-21 camadas e na face abaxial com 19-22 (Anexo 1c e 1d). Na folha de sol foi observada uma redução na face adaxial, ocorrendo de 12-16 estratos e na face abaxial de 17-19 (Anexo 1e e 1f). Em seção longitudinal, essas células variam de isodiamétricas a longas, respectivamente nas faces adaxial e abaxial. As paredes celulósicas apresentaram-se espessas e com campos primários de pontoações conspícuos (Anexo 2a e 2b).

Nesse tecido colenquimatoso ocorrem inúmeros idioblastos isodiamétricos, circundados por células dispostas em arranjo radial, em seção transversal e longitudinal, com conteúdos variados (Anexo 2c). Os testes histoquímicos evidenciaram a presença de substância fenólica de coloração castanha “in natura”, tornando-se vermelha ao reagir com o safrablau, e que apresenta um aspecto denso; e de outro conteúdo amarelo, positivo para alcalóide. Esses idioblastos também são encontrados no floema e na medula. Muito freqüentes, são os idioblastos cristalíferos formados por cristais prismáticos grandes e solitários e ainda pequenos grupos, todos de oxalato de cálcio (Anexo 2d e 2e) que foram constatados através dos testes histoquímicos (Tabela 9). Os brasquiesclereídeos estão restritos ao pecíolo, encontram-se isolados ou em grupos, próximo aos feixes condutores (Anexo 2f).

Na região perivascular foi observada uma bainha amilífera. O sistema vascular, em toda sua extensão, é formado por 11-12 grupos de feixes colaterais organizados em arco, que possuem as extremidades fletidas para o centro. O floema é constituído por elementos de tubo crivado e células companheiras intercalados pelos inúmeros idioblastos. O xilema apresenta fileiras radiais com 2-10 elementos de vasos por série. O parênquima medular também é constituído por células de paredes espessas. O sistema vascular do pecíolo, de ambas as folhas, apresentou variações nas dimensões. (Anexo 3).

3. 2. 2. Lâmina foliar

Epiderme

Em vista frontal, as células epidérmicas apresentam paredes anticlinais de contornos retos a levemente curvos, com quatro a seis lados, nas faces adaxial e abaxial (Anexo 4a-4d).

A folha é do tipo hipostomática, apresentando estômatos do tipo paracítico (Anexo 4e e 4f). A densidade estomática variou significativamente nas folhas de sombra e de sol como mostrado na Tabela 10.

A epiderme em seção transversal, ao longo de toda a lâmina é uniestratificada, com células de paredes periclinais externas espessas e estratos cuticulares espessos e revestidos por uma cutícula espessa, ocorrendo flanges cuticulares.

Em seção transversal, as células epidérmicas na nervura principal apresentam paredes periclinais externas curvas na face adaxial e tabulares na face abaxial (Anexo 5a e 5b). Já na região intercostal as células são quadradas na face adaxial e na face abaxial são tabulares, permanecendo com essa forma até o ápice (Anexo 5c - 5d). São observados tricomas tectores curtos na base foliar e dibracado e longos, no terço médio e no ápice (Anexo 5f; 6a - 6d).

Em seção transversal, os estômatos estão localizados ao mesmo nível das demais células epidérmicas (Anexo 6e). A célula estomática na região central apresenta o lume circular e paredes anticlinais delgadas. A câmara subestomática atinge a quinta camada do parênquima lacunoso. Em seção longitudinal, a célula estomática apresenta lume estreito na região central e dilatado nos pólos (Anexo 6f).

Estrato subepidérmico

Na região intercostal, ao nível do terço basal, em seção transversal, foram observados dois estratos subepidérmicos, com células aclorofiladas de parede delgada na face adaxial (Anexo 5c). Contudo, ao nível do terço médio, ocorre apenas um estrato na face adaxial que se estende até o ápice. Próximo à nervura principal esse tecido se duplica (Anexo 7e). Nas folhas de sol ocorreu um aumento significativo nas dimensões de suas células (Tabela 11).

Mesofilo

O mesofilo é típico de folha dorsiventral, composto por uma camada de células de parênquima paliçádico, uma camada de células de transição e 8-9 camadas de células de parênquima lacunoso. A espessura do parênquima paliçádico e do parênquima lacunoso apresentou diferenças significativas nas folhas de sombra e sol, evidenciado na Tabela 10 (Anexo 7a e 7b).

O parênquima paliçádico possui células curtas que se tornam isodiamétricas quando atravessam a nervura principal (Anexo 7c). O parênquima lacunoso é formado por células lobadas, com paredes delgadas e lacunas conspícuas, onde são observados feixes vasculares de pequeno calibre (Anexo 7d).

No mesofilo ocorrem idioblastos portadores de substâncias fenólicas, principalmente nas camadas juntas à epiderme e pequenos cristais de oxalato de cálcio (Tabela 9).

O bordo encontra-se ligeiramente fletido para baixo. A epiderme, já descrita, apresenta tricomas unicelulares dibraveados. O estrato subepidérmico, na face adaxial, se estende até o colênquima angular e adquire uma forma isodiamétrica. No bordo as células do parênquima paliádico juntamente com as do parênquima lacunoso sofrem somente redução de tamanho. Idioblastos portadores de substâncias fenólicas são encontrados no mesofilo, no colênquima e no floema. Feixe vascular de menor calibre ocorre na extremidade do bordo circundado por fibras (Anexo 7f).

Nervura principal

Na região subjacente a epiderme, no terço basal, são encontrados seis estratos de colênquima angular junto à face adaxial, que ao atingir o terço médio e o ápice apresentam uma redução, passando de quatro a único estrato (Anexo 8d). Já na face abaxial, o colênquima angular apresenta nove camadas no terço basal e cinco no ápice (Anexo 8a e 8c). O parênquima fundamental apresenta três camadas na face adaxial e seis na face abaxial. Foram encontrados idioblastos com cristais poliédricos, no colênquima e no parênquima fundamental, e com substâncias fenólicas no parênquima medular, desde a base até o ápice foliar. Esses últimos têm a mesma forma observada no pecíolo (Tabela 9).

O sistema vascular é formado por um feixe colateral. São observados grupos de fibras perivasculares, voltadas para face adaxial, na base foliar. No terço médio e apical essas fibras formam uma bainha ao redor do feixe. Em seção longitudinal, foi confirmado que as fibras perivasculares são fibrotraqueóides septados. O floema é formado por seus elementos constitutivos e idioblastos. O xilema é formado por fileiras radiais de 5-11 elementos de vasos que apresentam uma redução para 5 elementos por série na região do ápice (Anexo 8b).

Nos cinco indivíduos analisados foram observadas variações na organização dos feixes condutores, ao nível do terço médio, nas folhas de sombra e de sol. Para a descrição foram usadas, como referência, as folhas de sombra e de sol do indivíduo 1. Na base foliar ocorrem dois grupos de feixes junto à face adaxial com a forma plana e um feixe central em arco. No terço médio esses 2 grupos de feixes adquirem uma disposição circular próximo ao central. No ápice ocorre apenas um único feixe central (Anexo 8a; 8c e 8d).

Os valores encontrados para as fibrotraqueóides nas folhas de sombra e sol diferiram significativamente, com exceção do lume celular. Nas folhas de sombra foram encontrados fibrotraqueóides com diâmetros maiores e nas folhas de sol o aumento ocorreu no comprimento e na espessura da parede, sendo evidenciados na Tabela 10 e Tabela 11 (Anexo 8e e 8f).

Tabela 9 - Testes histoquímicos realizados nas folhas de *M. schottiana*.

Testes histoquímicos	Nervura principal		Mesofilo		Pecíolo	
	Sol	Sombra	Sol	Sombra	Sol	Sombra
Grãos de Amido	++	++	++	++	++	++
Lignina	+	+	-	-	+	+
Substâncias fenólicas	+	+	+	+	+	+
Alcalóide	+	+	-	-	+	+
Gotas lipídicas	-	-	-	-	-	-
Oxalato de Cálcio	+	+	+	+	+	+

(+) - presença

(-) - ausência

Tabela 10 - Diferenças entre tecidos estudados das folhas de *M. schottiana* (Teste de Wilconson). As médias e os valores de Z são apresentados proeminente da análise de variância (F) e o teste de Wilconson.

Tecidos	Folha de sombra	Folha de sol	Z	p
PP	29,29a	36,66b	13.70**	0,000
PL	151,82a	176,59b	13.52**	0,000
EST	134,30a	157,36b	13.65**	0,000
LF	0,12 a	0,13 a	7,92 ^{ns}	0,0525

PP = parênquima paliçádico; PL = parênquima lacunoso; EST= estômatos, LF= lume das fibras. ** = altamente significativo, ns= não significativo. As médias seguidas de letras, dentro da mesma linha, não diferem significativamente p < 0,05.

Tabela 11 - Diferenças entre os tecidos estudados das folhas de *M. schottiana* (Teste F de Snedecor). As médias e os valores de F são apresentados proveniente da análise de variância.

Tecidos	Folha de sombra	Folha de sol	F	p
ES	48,93 a	66,57 b	172,66**	0,000
CF	401,68 a	601,77 b	257,54**	0,000
DF	0,24 a	0,18 b	102,61**	0,000
EF	0,3 a	0,53 b	242,03**	0,000

ES = estrato subepidérmico, CF = comprimento das fibras; DF = diâmetro das fibras; EF = espessura da parede das fibras; ** = altamente significativo, ns= não significativo. As médias seguidas de letras, dentro da mesma linha, não diferem significativamente $p < 0,05$.

4 - DISCUSSÃO

As diferenças de luminosidade a que uma espécie pode ser submetida determinam variações morfológicas e anatômicas que permitem a distinção entre as chamadas folhas de sombra e sol (CORMACK & GORHAN, 1953; ESAU, 1976; STRAUSS-DEBENEDETTI & BERLYN, 1994; RAVEN *et al.*, 1992; DICKISON, 2000; JOFFILY, 2002; FRADE, 2003; MENEZES *et al.*, 2003; TAIZ & ZEIGER, 2004). As folhas de *M. schottiana* provenientes da Reserva Biológica do Tinguá apresentaram tamanhos distintos. O grande polimorfismo encontrado em *Mollinedia schottiana* corroborou as observações feitas em trabalhos anteriores (PEIXOTO & PEREIRA, 1996; SANTOS & PEIXOTO, 2001; WANDERLEY, *et al.*, 2002). Os dados morfométricos (Tabela 8) mostraram que não ocorreu variação significativa no comprimento e largura da lâmina foliar entre as folhas de sombra e sol.

Na espécie estudada, o pecíolo apresenta formato plano-convexo similar ao de *Mollinedia gilgiana* que apresenta uma pequena depressão na face adaxial e convexo na face abaxial (CALLADO *et al.*, 1997). Vários autores ressaltam que algumas características encontradas no pecíolo são importantes na identificação dos táxons (HOWARD, 1979; MAUSETH, 1988; JOFFILY, 2002; REIS *et al.*, 2004). A família Monimiaceae apresenta o sistema vascular do pecíolo em forma de U com as extremidades planas (METCALFE & CHALK, 1950; METCALFE & CHALK, 1987). Essa característica foi observada em *Mollinedia schottiana*, e nas demais espécies estudadas (CALLADO *et al.*, 1997) destacando em *M. gilgiana*, que apresenta as extremidades acentuadamente curvas (CALLADO *et al.*, 1997).

Em *M. schottiana* foram encontrados somente no pecíolo, braquiesclereídes isolados ou em grupos, junto aos feixes condutores. Também em *Mollinedia marliae* ocorrem braquiesclereídes no parênquima fundamental ao nível mediano.

Foram encontradas nas folhas de outras famílias da ordem Laurales, esclereídes isolados e em grande quantidade (RAO & DAS, 1979). JOFFILY (2002) associou uma maior diversidade de esclereídes nas espécies de *Maytenus obtusifolia* devido ao sombreamento.

Segundo ESAU (1977) as células alongadas com paredes espessas associadas aos feixes vasculares podem constituir o parênquima colenquimatoso. Esta classificação pode ser aplicada ao parênquima em todas as partes da planta que se assemelhe ao colênquima. Esse tecido também pode ser encontrado internamente ao xilema e incluso como uma bainha que circunda todo o feixe vascular (FAHN, 1982).

Para MAUSETH (1988) o termo colênquima se refere ao tecido de localização periférica e o termo colenquimatoso deve ser aplicado àqueles associados aos feixes vasculares. SCATENA & SCREMIN-DIAS (2003) também referiram ao termo colenquimatoso aos tecidos com certas características de colênquima, como um espessamento maior das paredes celulares.

O contorno da parede anticlinal está especialmente relacionado com o ambiente em que a planta se desenvolve (ALQUINI *et al.*, 2004). As folhas de sombra exibem paredes sinuosas, enquanto que as de sol se apresentam retas (ESAU, 1976). A espécie estudada cresce no sub-bosque e apresenta, em ambas as folhas, células epidérmicas com paredes anticlinais retas a levemente curvas. A análise em MEV mostrou em ambas faces, uma

superfície desprovida de ornamentações onde as paredes periclinais das células epidérmicas se encontravam levemente projetadas com cutícula lisa. *M. gilgiana* e *M. marliae*, proveniente da mata atlântica de floresta submontana, apresentaram paredes anticlinais com contorno reto a levemente curvos na face abaxial. O contorno anticlinal das paredes foram importantes na separação das espécies de *Eugenia*, crescidas na Restinga. *Eugenia copacabanensis* apresentou sinuosidade nas paredes anticlinais nas faces adaxial e abaxial, enquanto que *Eugenia maricansis* e *Eugenia uniflora* apresentaram somente na face adaxial (FONTENELLE *et al.*, 1994).

Na família Monimiaceae foram registrados estômatos anisocítico e paracítico, localizados na face adaxial, com o predomínio do último nas subfamílias Hortonioideae, Mollinedioideae e Siparunoideae (METCALFE & CHALK, 1987). Em *M. schottiana* os estômatos são paracíticos, corroborando a citação anterior. A espécie apresentou diferenças significativas quanto à densidade estomática, sendo maior nas folhas de sol. FRADE (2003) também encontrou um número elevado de estômatos nas folhas de sol quando estudou *Myrcia lundiana*. DICKISON (2000) citou a ocorrência de alta densidade estomática em folhas sob maior incidência luminosa. SMITH *et al.* (1978) observaram uma relação entre a espessura foliar, o aumento do número de estômatos na superfície adaxial de folhas expostas e o acréscimo do suprimento dos níveis de CO₂ no mesófilo.

METCALFE & CHALK (1987) relataram a presença de tricomas unicelulares, não glandulares, com paredes espessas em todos os gêneros descritos de Monimiaceae, com exceção de *Macropeplus*, *Macrotorus*, *Schrameckia* e *Vymalos*. Segundo os autores, em Artherospermoideae todos os tricomas têm a forma de tufos e em Monimioideae podem ocorrer dibracados. *M. schottiana* apresentou tricomas unicelulares longos e curtos no pecíolo, e longos, curtos e dibracados na lâmina foliar.

Alguns autores relataram que em folhas jovens de *M. schottiana* ocorre a presença de pilosidade, em ambas as faces, e quando adulta são esparso-pilosas até glabrescentes (PEIXOTO & PEREIRA, 1996; SANTOS & PEIXOTO, 2001; WANDERLEY *et al.*, 2002). Nos indivíduos estudados também, foram encontrados grande pilosidade das folhas jovens.

FAHN (1990) afirmou que grandes quantidades de tricomas têm função protetora, reduzindo diretamente a transpiração. MAUSETH (1988) relata que os tricomas tectores protegem contra a luz solar excessiva e quando desidratados ou mortos, suas paredes tornam-se mais refratárias e a luz se dispersa. Tal estrutura é também uma barreira contra insetos, pois os tricomas podem enroscar nas patas ou perfurar seu corpo.

A camada subepidérmica pode ter origem protodérmica ou no meristema fundamental (ESAU, 1976; CUTTER, 1986). Na família Monimiaceae esta camada tecido denominada de hipoderme, apesar da ausência de estudos ontogenéticos no passado (METCALFE & CHALK, 1950). Estudos recentes, realizados em folhas de *Mollinedia oligantha* indicam ter esse estrato origem protodérmica (comunicação pessoal¹). Quando ocorrem em folhas coriáceas, a camada subepidérmica apresenta células menores com parede celular espessa. Essa organização estrutural é considerada como uma proteção ao tecido fotossintético das folhas quando a taxa do metabolismo é limitada pela luz excessiva (FELLER, 1996). Foi observado na maioria dos gêneros 1-3 camadas de células de subepidérmicas grandes, na face adaxial (METCALFE & CHALK, 1987; MAUSETH,

¹ Helena Regina Pinto Lima. Professora Adjunto do Departamento de Botânica do Instituto de Biologia da UFRRJ.

1988). Em *M. gilgiana* e *M. marliae* ocorrem um estrato subepidérmico junto à face adaxial (CALLADO *et al.*, 1997). Em *M. schottiana* ocorrem dois estratos na base e um no terço médio e no ápice. As folhas de sol apresentam diferenças significativas nas dimensões desse tecido. Estudos de desenvolvimento das folhas, nas espécies de *Syngonanthus* mostraram que ocorre a presença de uma hipoderme com paredes espessas e que esse tecido está relacionado com o armazenamento e transporte de água (SCATENA & MENEZES, 1993).

Hernandiaceae, Lauraceae e Monimimiaceae são famílias com representantes nos trópicos que estão inseridas na ordem Laurales. Essas famílias apresentam a organização dorsiventral (METCALFE & CHALK 1987). O mesofilo de *M. schottiana* apresentou a mesma organização como encontrado em outras espécies de *Mollinedia* (CALLADO *et al.*, 1997).

Uma das principais funções do tecido paliçádico é de canalizar a luz dentro da lâmina foliar (OSBORNE & RAVEN, 1986). A forma colunada do parênquima paliçádico e os espaços intercelulares do parênquima lacunoso facilitam a circulação e assimilação de CO₂ (VOLGEMANN & MARTIN, 1993). Em *M. schottiana* (Tabela 5) os valores médios referentes ao tamanho da célula diferiram significativamente no parênquima paliçádico e parênquima lacunoso, sendo assim maiores nas folhas de sol. Segundo CALLADO *et al.*, 1997 em *M. gilgiana* e *M. marliae* no sub bosque de Macaé de Cima, apresentou o parênquima paliçádico uma camada de células longas com a forma colunar, e o parênquima lacunoso com 6-7 camadas de células conspicuas. CASTRO *et al.* (1998) quando estudaram a espécie *Guarea guidonea* sob várias condições de luminosidade, encontraram na espécie cultivada a pleno sol, o parênquima paliçádico com uma ou duas camadas de células, ocupando 45% do mesofilo. Já o parênquima lacunoso apresentou quatro a cinco camadas e com os espaços intercelulares bem reduzidos em relação às plantas cultivadas sob 50 e 30 % de sombreamento. CHAZDON & KAUFMANN (1993) quando estudaram espécies de *Piper*, na floresta atlântica de planície e no Estado da Costa Rica, encontraram um aumento na espessura do mesofilo de acordo com o gradiente de luminosidade.

Nos indivíduos estudados, foram observadas variações no sistema vascular tanto nas as folhas de sombra quanto nas folhas de sol. VASCONCELLOS *et al.* (1998) estudaram clones de *Physalis angulata* sob diferentes condições de luminosidade. Os autores encontraram nas folhas de sombra uma diminuição xilemática, mostrando que o fator luz exerceu influência sobre a expressão deste caráter.

As substâncias fenólicas compreendem uma classe química com intensa atividade biológica, que abrange função antimicrobiana, contra herbivoria e alelopatia (LARCHER, 2000). Existem relatos na literatura da ocorrência de alcalóides e flavonóides para a família Monimiaceae (LEITÃO *et al.*, 1997). Para o gênero *Mollinedia* foram isolados flavonoídes e alcalóides em folhas e raízes respectivamente (LEITÃO *et al.*, 1999; MOREIRA & LEITÃO, 2000). Foi encontrado na literatura para *Mollinedia schottiana* a presença de alcalóides liriodeninas e moupinamidas (BORIS *et al.*, 2000). Os alcalóides são substâncias nitrogenadas encontradas em todas as partes dos vegetais, principalmente em células de crescimento ativo, células epidérmicas e hipodérmicas, bainhas vasculares e laticíferos e tem por função defesa, detoxificação de substâncias geradas pelo metabolismo primário, reserva de nitrogênio e podem atuar como inibidores de crescimento (HENRIQUES *et al.*, 1999).

Na espécie estudada, foram encontrados idioblastos com substâncias fenólicas e alcalóides (Tabela 9), ocorrendo em diversas regiões do pecíolo e da folha, principalmente junto a face adaxial. Nas espécies de *Draphnandra*, *Siparuna*, *Tambourissa* e *Mollinedia*

foram observadas células secretoras com diversos conteúdos que apareciam como pontos transparentes na lâmina foliar, situados próximo a epiderme (METCALFE & CHALK, 1987).

A composição, localização e o tipo de cristal são características utilizadas nos estudos taxonômicos (FAHN, 1982) e podem auxiliar no estabelecimento de grupos infragenéricos (TROCKENBRODT & PARAMESWARAN, 1986). Em *Mollinedia schottiana* ocorreram idioblastos como areias cristalinas e cristais poliédricos de oxalato de cálcio no pecíolo e na lâmina foliar. Segundo METCALFE & CHALK (1987) na família Monimiaceae ocorre grande quantidade de cristais prismáticos. Em *M. marliae* foram encontrados cristais romboédricos no mesófilo (CALLADO *et al.*, 1997). Segundo METCALFE & CHALK, (1989) em dicotiledôneas a presença de areias cristalinas é menor do que os cristais solitários e as drusas. O significado dos cristais de oxalato de cálcio durante o ciclo dos vegetais ainda não é conhecido, o que se sabe é que a temperatura, a concentração iônica e o pH podem afetar a sua ocorrência (FRANCESCHI & HORNER, 1980; ILARSLAN *et al.*, 1997). Estudos indicam que o oxalato de cálcio não é diretamente produzido pela fotossíntese, ele é formado por precursores que utilizam a luz em sua síntese (FRANCESCHI & HORNER, 1980).

Alguns autores citaram a presença de fibras perivasculares em espécies de *Mollinedia* (CALLADO *et al.*, 1997). Na espécie estudada essas fibras variaram em comprimento e espessura significativamente, sendo longas nas folhas de sombra e espessas nas de sol. Segundo ABREU (1994), os fatores externos como a luz, interferem nas atividades enzimáticas, promovendo a ativação da fenilalanina. A presença de enzimas em tecidos diferenciados cataliza a desaminação dessas substâncias pela síntese de unidades monoméricas precursoras da lignina. JENSEN (1986) e GOTTLIEB *et al.* (1996) referiram a ativação da via biossintética do ácido chiquímico sob a ação da luz.

5 - CONCLUSÕES

- Os caracteres taxonômicos significativos para a diagnose da espécie foram à presença de tricomas tectores unicelulares curtos e longos, e dibraveados, o parênquima colenquimatoso desenvolvido, o arranjo e a localização dos idioblastos e a presença de grandes cristais poliédricos;
- A exposição a uma menor ou maior intensidade luminosa, resultou numa variação estrutural, levando a distinção entre as folhas de sombra e sol.
- As folhas de sol apresentaram dimensões maiores no estrato subepidérmico; nos parênquimas paliádico e lacunoso; e um aumento na frequência estomática e no comprimento e espessura dos fibrotraqueídes.
- A ativação da via do chiquimato pelo fator luz foi constatada pelo aumento significativo da espessura das paredes das fibrotraqueídes nas folhas de sol.

6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABREU, H. DOS S. **Biossíntese de lignificação**. Rio de Janeiro: EDUR, 1994. 63p.
- ALQUINI, Y; BONA, C.; BOERGER, M. R. T.; COSTA, C. G. DA & BARROS, C. F. In APPEZZATO - DA - GLORIA, B. & CARMELA - GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal**. Viçosa: UFV, 2004. 438p. 1v.
- BORIS, M. G.; SILVA, A. J.; MARIO, L.A.A.; VASCONCELLOS, BRITO, A.P. V; R.LEITÃO, G. G. Chemistry constituents of two *Mollinedia* species. **Phytochemistry**, v. 55, p. 859-862 p. 2000.
- BUKATSCH, F. Bemerkungen zur doppel far burng astrablau-safranin. **Mikrokosmos**, v. 61, n. 8, p. 255. 1972.
- CALLADO, C. H.; PUGIALLI, H. R. P.; COSTA, C. G.; CUNHA, M. da; MARQUETE, O.; BARROS, C. F. Anatomia do lenho de espécies da Mata Atlântica: Interpretação ecológica e indicações para aproveitamento. In LIMA, H. C. & GUEDES-BRUNI, R. R. **Serra de Macaé de Cima: Diversidade florística e conservação em Mata Atlântica**. Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1997. 346p. il.
- CASTRO, E. M. DE; GAVILANES, M. L.; ALVARENGA, A. A.; CASTRO, D. M. & GAVILANES, O. T. Aspectos da anatomia foliar de mudas de *Guarea Guidonea* (L.) Sleumer, sob diferentes níveis de sombreamento. **Daphne**, v. 8, n. 4, p. 31-35. 1998.
- CHAZDON, R. L. & KAUFMANN, S. Plasticity of leaf anatomy of two rain forest shrubs in relation to photosynthetic light acclimation. **Functional ecology**, v. 7, p. 385-394. 1993.
- CLAROS. B. M.; SILVA, A. J. R. DA; VASCONCELLOS, M. L. A. A.; BRITO, A. P. DE & LEITÃO, G. G. Chemical constituents of two *Mollinedia* species. **Phytochemistry**, v. 55, p-859-862, 2000.
- CORMACK, R. G. H. & GORHAM. Effects of exposure to direct sunligth upon the development of leaf structure of two deciduous shrub species. **Canadian Jounal of Botany**, v. 31, p. 537-541. 1953.
- CUTTER, E. G. **Anatomia vegetal**. Parte 1 - Células e Tecidos. São Paulo: Rocca. 1986, 304p.
- DICKISON, W. C . **Integrative plant anatomy**. New York: Academic Press, 2000, 533p.
- DOP, D. & GAUTIÊ. A. **Manuel de technique botanique**. Paris: F. R. de Sudeeval, 1909. 59p.

- ESAU, K. **Anatomia das plantas com sementes**. São Paulo: Edgard Blucher, 1976, 293p.
- ESAU, K. **Anatomy of seed plants**. 2.ed. New York: John Wiley & Sons, 1977, 550p.
- FAHN, A. **Anatomia vegetal**. Madri: Ediciones Pirâmides, 1982. 600p.
- FELDATO, L.; MENDES, I. C. A. & CORADIN, V. T. R. **Madeiras da Amazônia, descrição de 40 Espécies ocorrentes na Floresta Nacional dos Tapajós**. Brasília: IBAMA, L. P. F., 1989. 156p.
- FELLER, I. C. Effects of nutrient enrichment on leaf anatomy of dwarf *Rhizophora mangle* L. (Red Mangrove). **Biotropica**, v. 28, p. 13-22, 1996.
- FONTENELLE, G. B.; COSTA, C. G. & MACHADO, R. D. Foliar anatomy and microforlogy of eleven species of *Eugenia* L. (Myrtaceae). **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 115, p.111-113. 1994.
- FRADE, C. C. M. **Caracterização anatômica das folhas de sombra e sol de *Myrcia lundiana* Kiarsk. (Myrtaceae) ocorrente na restinga da Marambaia**. 2003. 21f. Monografia (Ciências Biológicas com ênfase em Ecologia) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica. RJ.
- FRANCESCHI, V. P. & HOENER, H. T. Calcium oxalate crystals in Plants. **The Botanical Review**, v. 46, p; 361-427. 1980.
- GARRAT, G. A. Systematic anatomy of the woods of Monimiaceae. **Tropical woods**, v. 39, p 18-44, 1934.
- GOTTLIEB, O. R. & KAPLAN, M. A. C. & BORIN, M. B. DE. **Biodiversidade: um enfoque químico-biológico**. Rio de Janeiro: EDEU, 1996, 286p.
- HENRIQUES, A. T.; KERBER, V. A. & MORENO, P. R. H. Alcalóides: Generalidades e Aspectos Básicos. In SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G; MELLO, J. C. P. DE; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia**. Rio Grande do Sul: Editora UFCS, p. 641-677, 1999.
- HOWARD, R. A. The peciole. In METCALFE, C. R. & CHALK, L. **Anatomy of dicotyledons**. 2. ed. 1979. p. 88-99.
- ILARSLAN, H; PALMER, R. G.; IMSANDE, J. & HORNER, H. T. Quantitative determination of calcium oxalate and oxalate in developing seeds of soybean (Leguminosa). **American journal of botany**, v. 84, n. 8, p. 1042-1046, 1997.
- JANE, F. W. **The structure of wood**. Londres: Adam & Black, 1956, 480p.

JENSEN, D. H. **Botanical histochemistry (principles and practice)**. São Francisco: W, H. Freeman and Company, 1962. 408p. 6v.

JENSEN, R. A. The shikmate arogenate pathway: link between carbohydrate metabolism and secondary metabolism. **Physiology Plant**, v. 66, p. 164-168, 1986.

JOFFILY, A. **Taxonomia e anatomia de cinco espécies do gênero *Maytenus* (Celastraceae-Celastraceae) ocorrentes no Brasil**. 2002. 112f. Tese (Doutorado em Botânica) - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. New York: McGraw-Hill Book Company, 1940. 523p.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Paulo: Rima, 2000. 531p.

LEITÃO, C. G.; VALVERDE-SOARES, S. S.; KATO, S.; MONACHE, F. Chemistry and pharmacology of Monimiaceae plants- a special focus on *Siparuna* and *Mollinedia* Species. **International joint symposium, chemistry, biology and pharmacological properties of medicinal plants from Americas**. Republica of Panama. Books of Abstracts, p. 7, 1997.

LEITÃO, G. G.; SIMAS, N. K.; SOARES, S. S. V.; BRITO, A. P. DE; CLAROS, B. M. G.; BRITO, T. B. M. & MONACHE, F. D. Chemistry and pharmacology of Monimiaceae: a special focus on *Siparuna* and *Mollinedia*. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 65, p. 87-102, 1999.

MAUSETH, J. D. **Plant anatomy**. California: The Benjamin Cummings Publishing Company, 1988. 560 p.

MENEZES, N. L.; SILVIA, D. DA COSTA & PINNA, G. F. DE A. M. **Anatomia vegetal**. In APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Viçosa: UFV, 2003. 438 p.

METCALFE, C. R. & CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**. Oxford: Clarendon Press, 1950. 1500p. 1v e 2v. il.

_____. **Anatomy of the dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction . Oxford: Clarendon Press, 1985. 297p. 2v. il.

_____. **Anatomy of the dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction . Oxford: Clarendon Press, 1987. p. 108-121.

_____. **Anatomy of dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction. Oxford University Press: Oxford. 1989, p. 297. 2v.

MOREIRA, D. L. & LEITÃO, G. G. Quantitative determination of liriodenine and moupinamide in five species of *Mollinedia* by high performance liquid chromatography. **Phytochemical analysis**, v. 12, p.1-3. 2001.

OCCHIONI, P. Histologia e anatomia dos órgãos vegetais (raiz, caule e folhas) e fruto, microquímica. Contribuição ao estudo da família Canellaceae. **Arquivos do Jardim Botânico**, v 8, p. 3-96, 1948.

OSBORNE, B. A. & RAVEN, J. A. Light absorption by plants and its implications for photosynthesis. **Biological review**, v. 61, p. 1-61, 1986.

PEIXOTO, A. L. & PERREIRA-MOURA, M. V. Monimiaceae In: LIMA, M. P. M. & GUEDES-BRUNI, R. **Reserva ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, RJ. Aspectos florísticos das espécies vasculares Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro**. 1996, p. 299-331. 2v.

RAO, T. A & DAS, S. Leaf sclereids - Occurrence and distribution in the angiosperms. **Botanic notiser**, v. 132, p. 319-323, 1979.

RAVEN, P. H.; EVERT. R. F. & EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1992. 728p.

REIS, C.; PROENÇA, S, L. & SAJO, M. DAS G. Vascularização foliar e anatomia do pecíolo de Melastomataceae do cerrado do Estado de São Paulo, Brasil. **Acta botanica brasileira**, v. 18, n. 4, p. 987-999, 2004.

RÔÇAS, G.; BARROS, C. F.& SACARANO, F. R. Leaf anatomy plasticity of *Alchornea triplinervia* (Euphorbiaceae): under distinct light in a Brazilian montane Atlantic Rain forest. **Trees**, v. 11, p. 469-473, 1996.

SANTOS, I. DA S. & PEIXOTO, A. L. Taxonomia do gênero *Macropeplus* Perkins (Monimiaceae, Monimioideae). **Rodriguésia**, v. 52, n. 80-81, p. 65-105, 2001.

SCARANO, F. R.; DUARTE, H. M.; RÔÇAS, G.; BARRETO, S. M. B.; AMADO, E. F.; REINERT, F.; WENDT, T.; MANTOVANI, A.; LIMA, H. R. P. & BARROS, C. F. Acclination or stress symptom. An integrated study of intraspecific variation in the clonal *Aechmea bromellifolia*, a widespread CAM tank-bromeliad. **Botanical journal of the Linnean society**, v. 140, p. 391-401, 2002.

SCATENA, V, L. & SCREMIN-DIAS, E. In APPEZZATO-DA-GLORIA, B. & CARMELA -GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal**. Viçosa: UFV, 2003. 438p. 1v.

SCATENA, V. L. & MENEZES, N. L DE. Anatomia de escarpas e folhas de *Syngonanthus Ruhl.* (Eriocaulaceae) de campos ruprestes. **Revista brasileira de biologia**, v. 56, n. 2, p. 317-322, 1993.

SMITH, W. & NOBE, P. S. Influence of irradiation, soil, water potencial, and leaf temperature on leaf morphology of a desert broadleaf, *Encelia farionosa* gray (Compositae). **American journal of botany**, v. 65, n, 4, p. 429-432, 1978.

STRASSBURGER, E. **Handbook of practical botany**. New York: The MacMillan Company, 1924. 532p. il.

STRAUSS-DEBENEDETTI, S. & BERYN G. P. Leaf anatomical responses to light in five tropical Moraceae of different successional status. **American journal of botany**, v. 81, n. 12, p. 1582-1591, 1994.

TAIZ, L. & ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3 ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719p.

TROCKENBRODT, M. & PARAMESWARAN, N. A contribution to the taxonomy genus *Íngua* Scop (Mimosaceae) based on the anatomy of the secondary phloem. **IAWA bulletin**, n. s. v. 7, p. 62-71, 1986.

VASCONCELOS, A. G.; GOMES, D. M. & ESQUIZEL, M. A. Plasticidade anatômica de um clone de *Physalis angulata* L. (Solanaceae) em função de intensidade luminosa. **Leandra**, v. 13, p. 17-27, 1998.

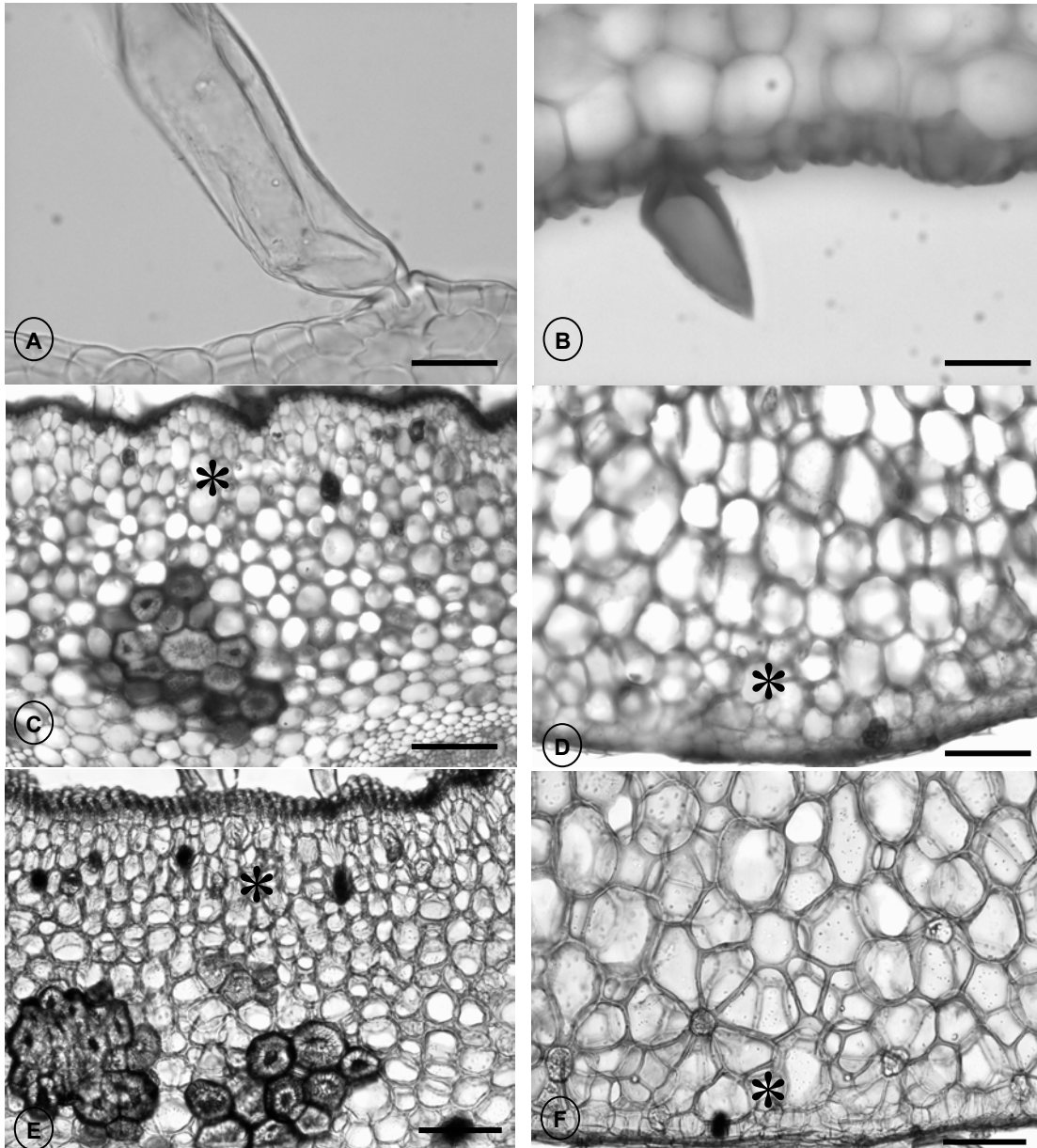
VIEIRA, R. C. & MACHADO, R. D. Superfície foliar de *Bauhinia radiata* Vell. em dois ambientes. **Hoemia**, v. 19, n 1/2, p. 111-116, 1992.

VOLGELMANN, T. C. & MARTIN, G. The functional significance of palisade tissue: penetration of directional versus diffuse lighth. **Plant, Cells and Environment**, v. 16, p. 65-72, 1993.

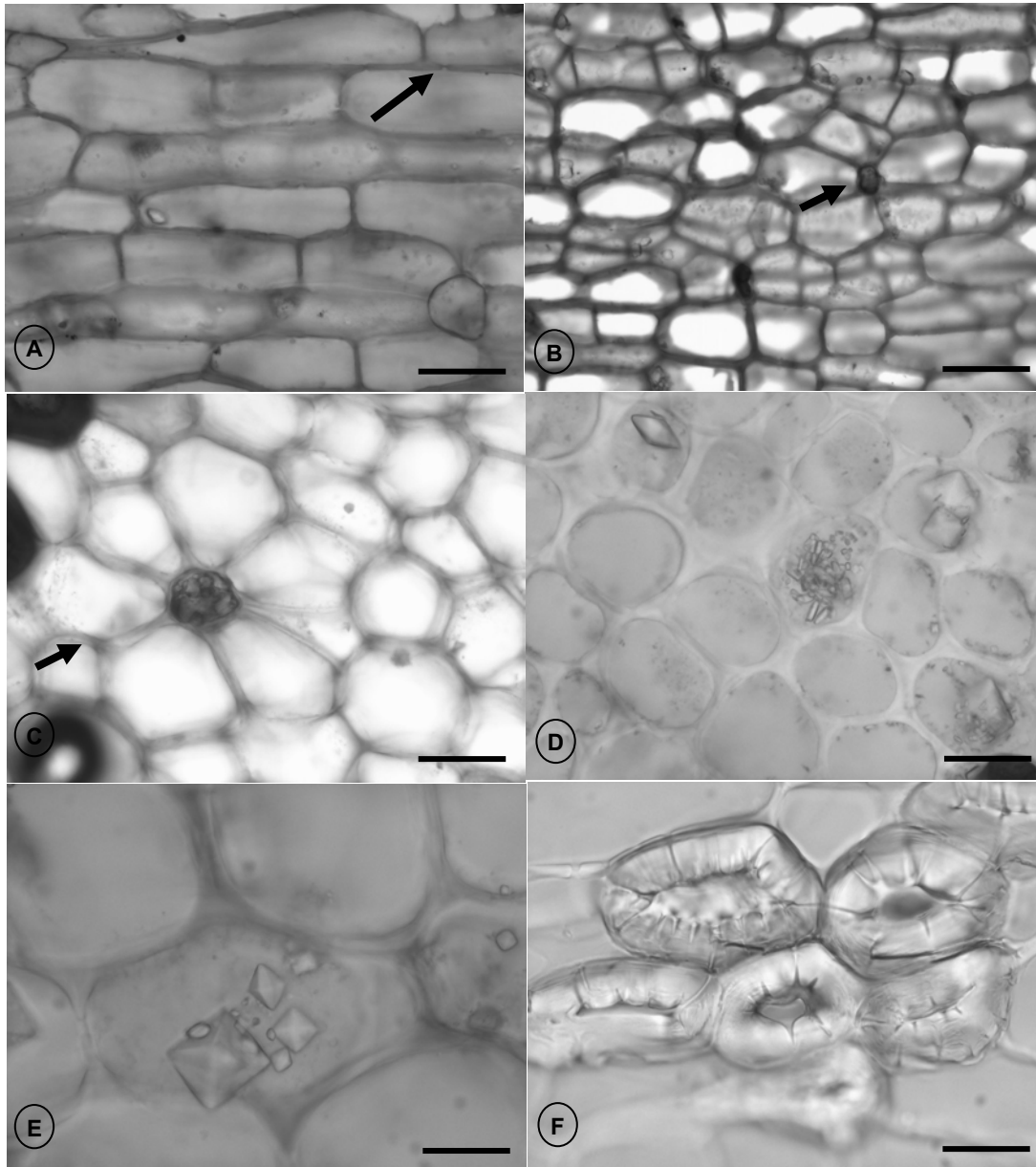
VOLKENBURGH, E. C. V. Leaf expansion na integrating plant behaviou. **Plant cell and environment**, v. 22, p. 1463-1473, 1999.

WANDERLEY, M. DAS G. L.; SHEPHERD, G. J.; GUILIETTI, A. M; MELHEM, T. S.; BITTRICH, V.; KAMEYAMA, C. **Flora fanerogâmica do estado de São Paulo**: São Paulo: HUCITEC, 2002. p.1989-207.

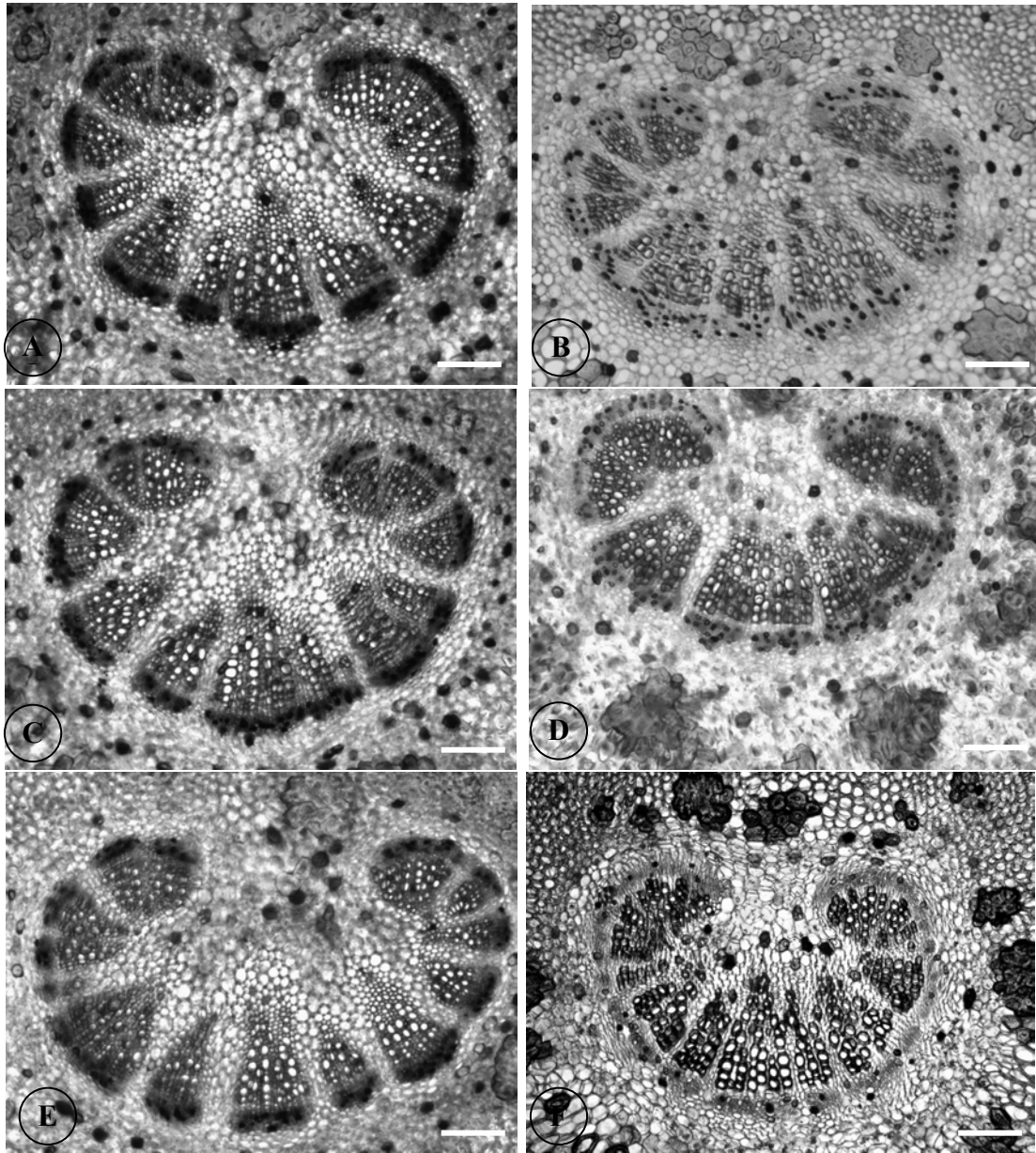
ANEXO



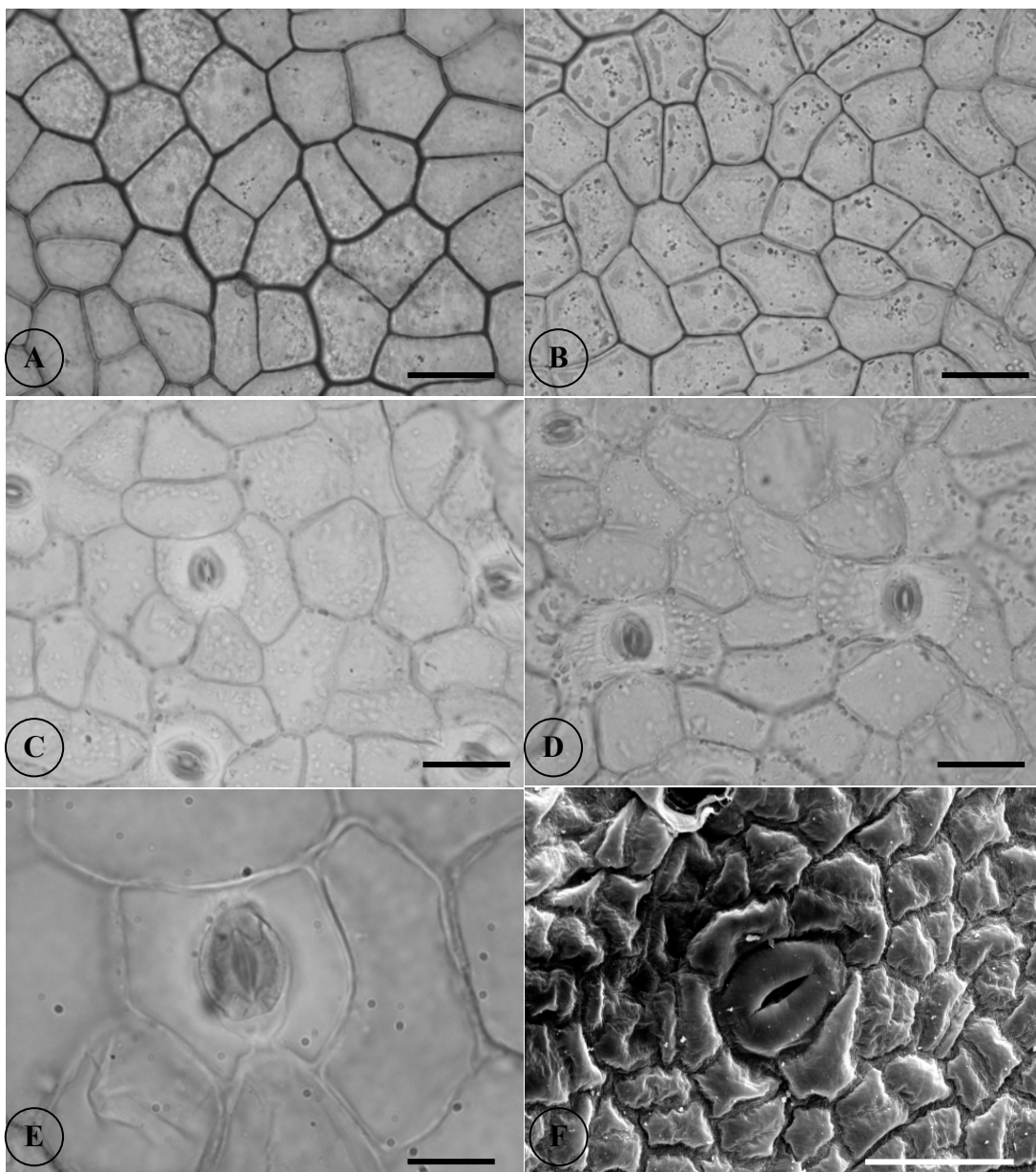
Anexo 1: Seção transversal do pecíolo mediano de *M. schottiana*. **A:** detalhe do tricoma tector unicelular longo com a base espessada. **B:** detalhe do tricoma tector curto. **C:** parênquima colenquimatoso junto à face adaxial nas folhas de sombra (*). **D:** parênquima colenquimatoso junto à face abaxial nas folhas de sombra (*). **E:** parênquima colenquimatoso junto à face adaxial nas folhas de sol. **F:** parênquima colenquimatoso junto à face abaxial nas folhas de sol (*). **Barras:** A-D: 25 μ m. E-F: 50 μ m.



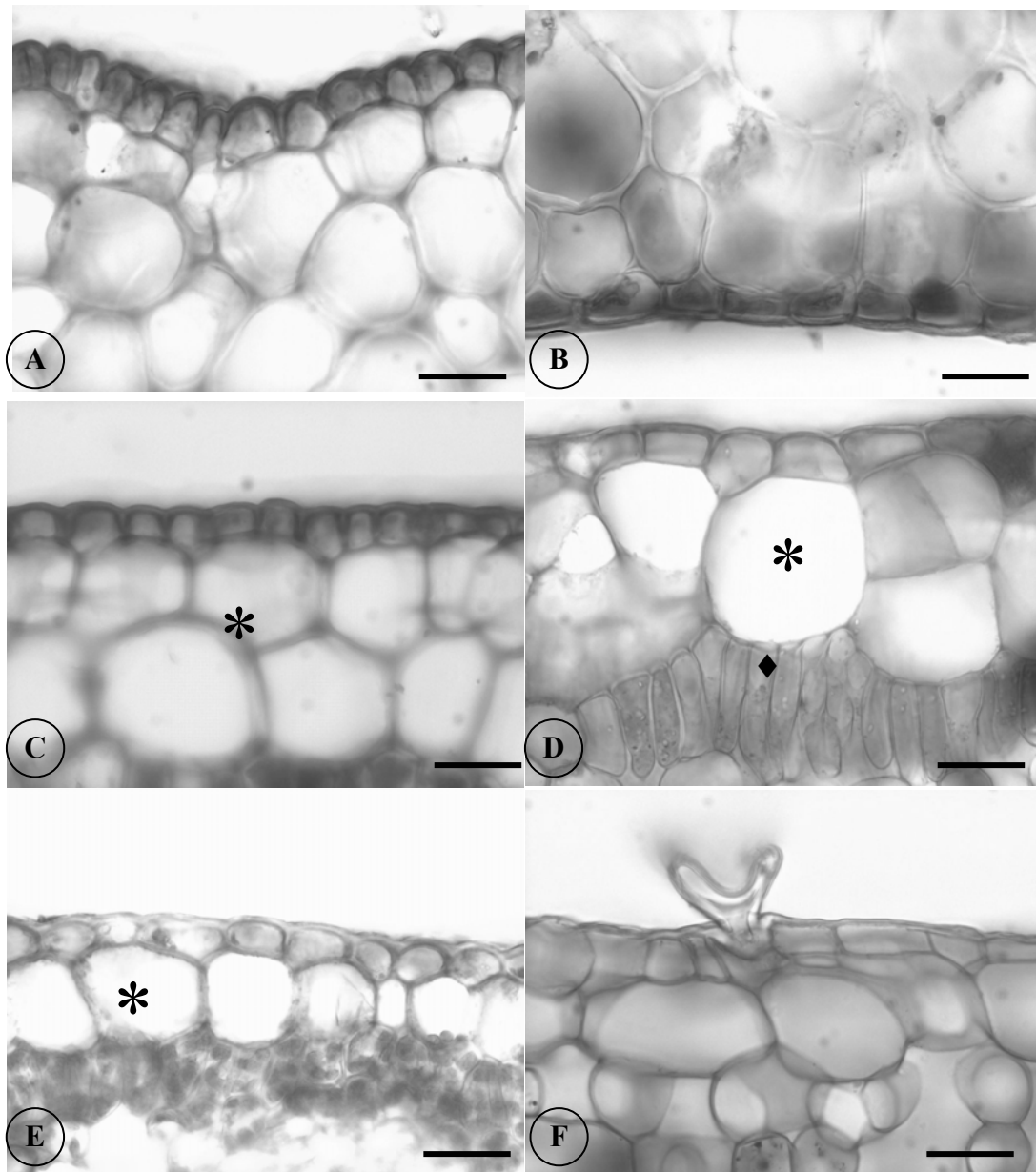
Anexo 2: Pecíolo mediano das folhas de sombra de *M. schottiana*. **A:** parênquima colenquimatoso junto à face adaxial, evidenciando os campos de pontuações primários (→) (SL). **B:** parênquima colenquimatoso junto à face abaxial (SL). **C:** idioblasto portador de substâncias fenólicas e alcalóides (→) (ST). **D:** áreas cristalinas de oxalato de cálcio (ST). **E:** cristais poliédricos de oxalato de cálcio (ST). **F:** braquiesclereídes (ST). **Barras:** A-F: 25 μ m.



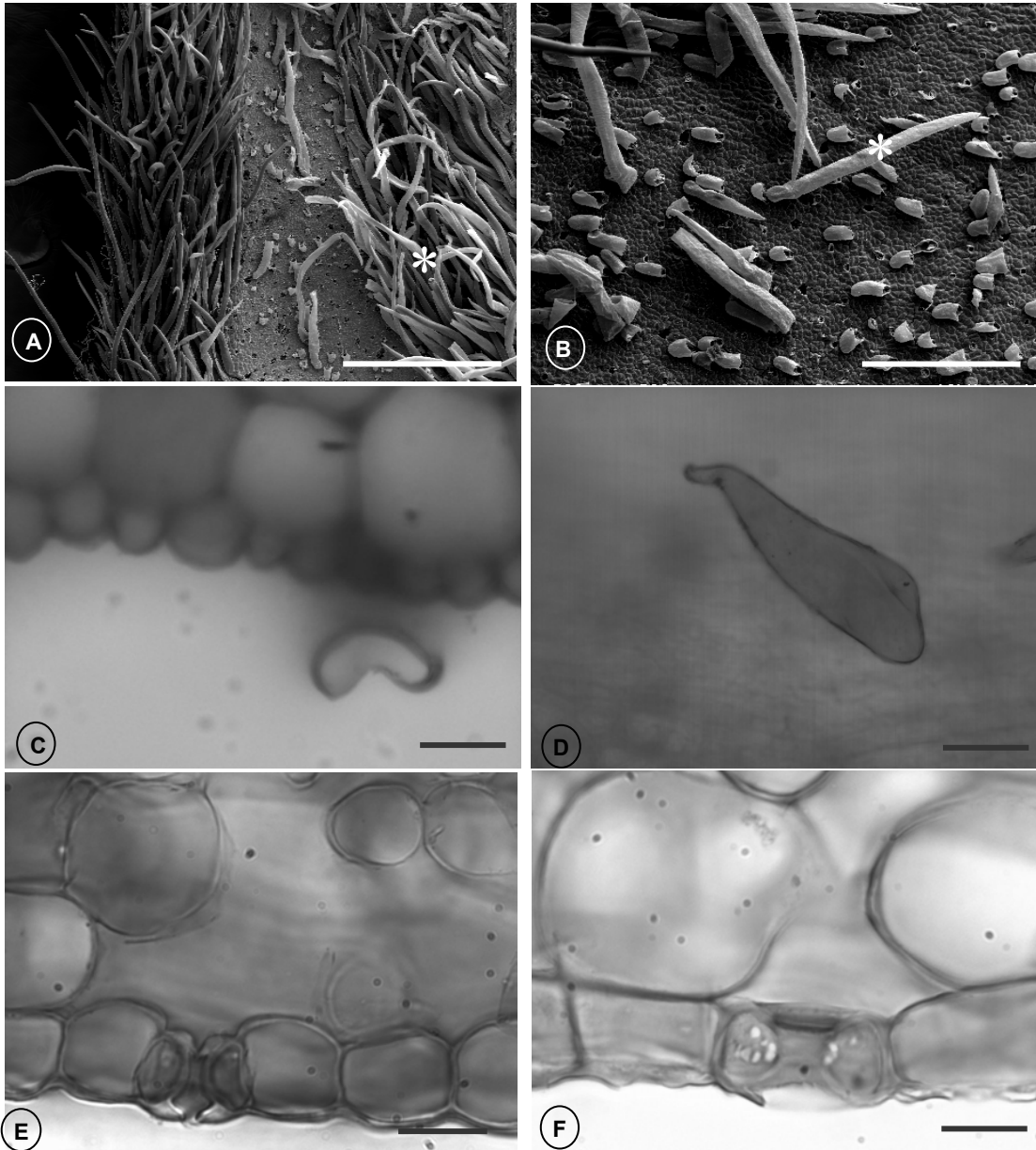
Anexo 3: Aspecto geral do sistema vascular do pecíolo de *Mollinedia schottiana* (ST). (A) (B) (C) pecíolo da folhas de sombra. (D) (E) (F) pecíolo das folhas de sol. Terços proximais (A) e (D). Terços medianos (B) (E). Terços distais (C) (F). Barras: A-F = 200 μ m.



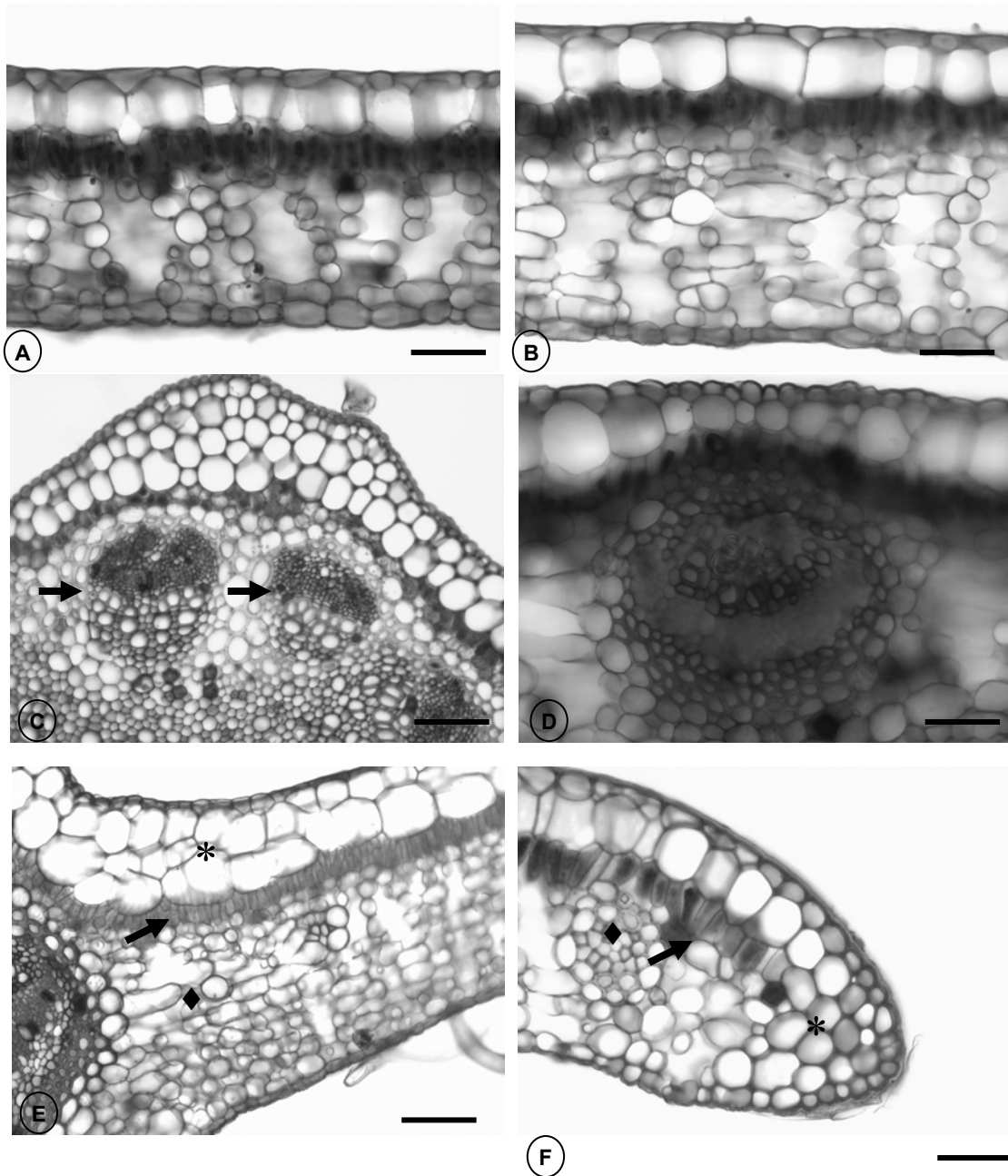
Anexo 4: Vista frontal da epiderme de *M. schottiana*. Faces adaxial (A) e abaxial (C) das folhas de sombra. Faces adaxial (B) e abaxial (D) das folhas de sol. E: estômato nas folhas de sombra. F: Detalhe em MEV do estômato e da face abaxial das folhas de sombra. **Barras:** A-E: 25 μ m. F: 200 μ m.



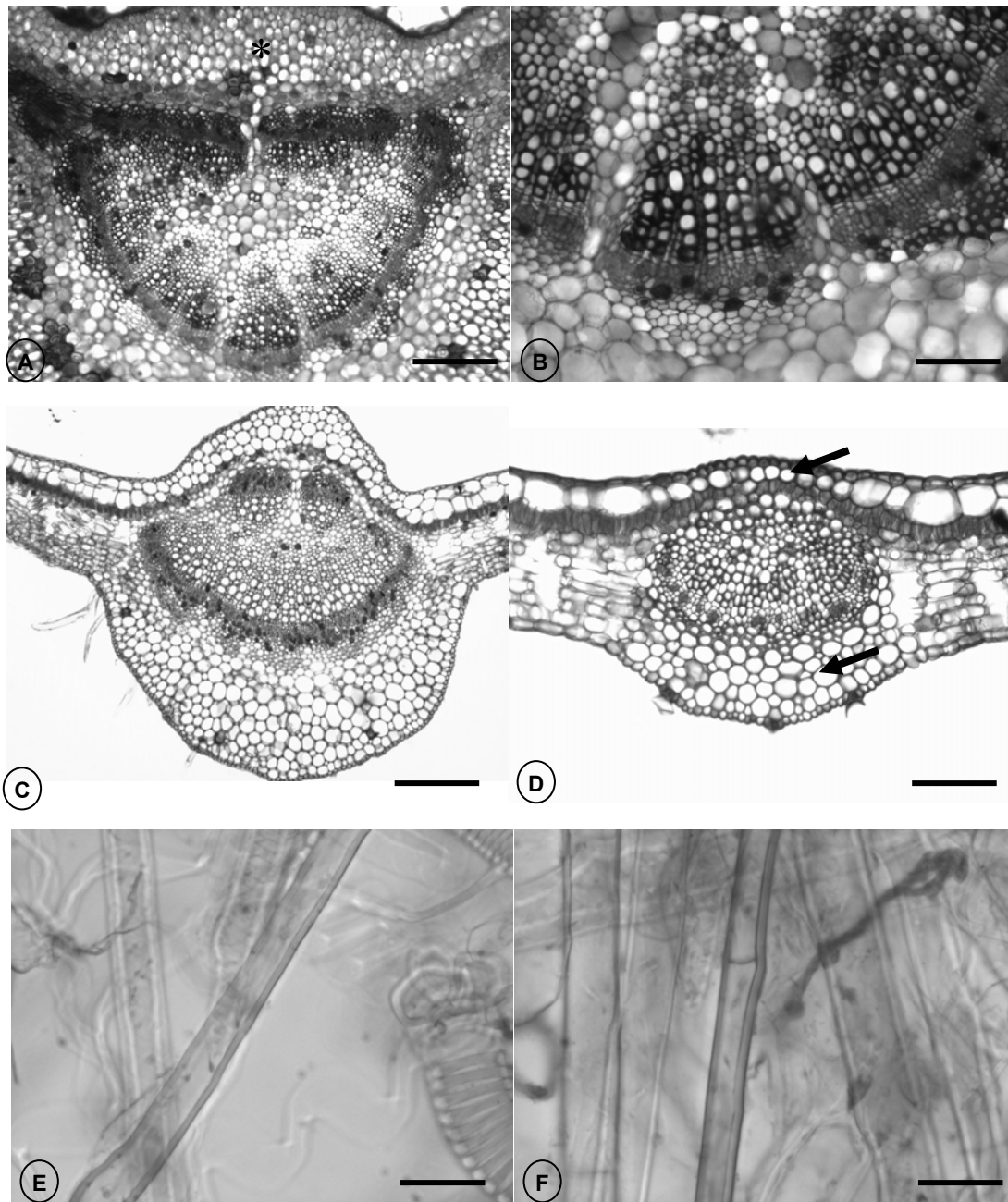
Anexo 5: Região intercostal das folhas de sombra de *M. schottiana* (ST). **A:** face adaxial da epiderme com paredes periclinais externas curvas na base foliar. **B:** face abaxial da epiderme com células tabulares no terço médio. **C:** estratos subepidérmicos da base foliar (*). **D:** estrato subepidérmico (*) e parênquima paliádico (♦) do terço médio. **E:** estrato subepidérmico do terço apical (*). **F:** detalhe do tricoma dibraqueado no terço médio. **Barras:** A-F: 25 μ m.



Anexo 6: Epiderme das folhas de sombra de *M. schottiana*. **A:** MEV da face adaxial da nervura principal com tricomas tectores unicelulares longos (*). **B:** Região da nervura principal em MEV com tricomas tectores unicelulares longos (*) na epiderme adaxial. **C:** tricoma tector unicelular dibraqueado na nervura principal (→) (ST). **D:** Vista frontal do tricoma tector unicelular curto. **E- F:** detalhe do estômato (ST) e (SL). **Barras:** A-B: 200 μm . C-F: 25 μm .



Anexo 7: Região intercostal das folhas *M. schottiana*. A: mesofilo das folhas de sombra (ST). B: mesofilo das folhas de sol (ST). C: nervura principal, evidenciado os feixes vasculares junto à face adaxial nas folhas de sombra (➔) (ST). D: Detalhe do feixe vascular de médio calibre nas folhas de sombra (ST). E: Detalhe da região intercostal, evidenciando os estratos subepidérmicos (*), parênquima paliçádico (➔) e parênquima lacunoso (◆) nas folhas de sombra. F: Bordo foliar, evidenciando o colênquima angular (*) parênquima paliçádico (➔) e feixe vascular (◆) nas folhas de sombra. **Barras:** A-F: 100 μ m.



Anexo 8: Lâmina foliar de *M. schottiana*. **A:** Feixe vascular da base foliar e colênquima angular na face adaxial (*). **B:** Detalhe do feixe vascular principal da base foliar (*) com idioblastos portadores de substâncias fenólicas (➔). **C:** Sistema vascular no terço médio. **D:** Sistema vascular do terço apical, evidenciando o colênquima angular (➔). **E:** Fibras das folhas de sombra. **F:** Fibras das folhas de sol. **Barras:** A-D: 25 μ m. E-F: 10 μ m.

CAPÍTULO III

**Perfil lignoídico do lenho e das folhas de sombra e sol de
Mollinedia schottiana (Spreng.) Perkins (Monimiaceae) - RJ**

RESUMO

A família Monimiaceae caracteriza-se pela presença de alcalóides, flavonóides e grande quantidade de óleos essenciais. *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins possui ampla distribuição na Floresta Atlântica, ocorrendo desde do nível do mar até 1500m de altitude. Nas folhas da espécie estudada foram encontrados alcalóides benzilisoquinolínicos, que são considerados marcadores químicos para a família. O objetivo desse trabalho foi avaliar sob o ponto de vista quantitativo e qualitativo o perfil lignoídico do lenho e das folhas de *M. schottiana*, e ampliar o conhecimento de composição da química lignoídica em espécies da mata atlântica. A coleta foi realizada na Reserva Biológica do Tinguá - RJ, na floresta aluvial. As amostras do lenho foram retiradas a 1,35 m de altura do solo por meio da sonda de Pressler e as amostras de folhas foram coletadas a partir do 3º e 4º nós. A quantificação lignoídica foi realizada através, do método de Klason. Para as folhas foi realizada uma pré-extração de proteínas. A análise qualitativa foi através dos testes histoquímicos, com reagentes de Maule e Wisner, sendo as amostras pré-extraídas com acetona. O lenho apresentou em média 28,5% de lignina, com fortes indícios de unidades siringílicas para os elementos de vasos e fibrotraqueóides; e unidades guaiacílicas para as células do parênquima radial, típica de uma espécie lenhosa de angiosperma. Os teores de lignina médios nas folhas de sombra e de sol foram, respectivamente de 4,95 e 7,71%, não apresentando diferenças estatisticamente significativas. Os testes histoquímicos com folhas, mostraram que nos elementos condutores e nos fibrotraqueóides, ocorrem a presença de lignina siringílica, enquanto que no tecido parequimático, houve evidência de lignina guaiacilica. Neste contexto, a exposição às folhas a uma menor ou maior luminosidade não afetou o teor e a composição lignoídica da lâmina foliar de *M. schottiana*.

Palavras chaves: *M. schottiana*, lignina do lenho, lignina da folha.

ABSTRACT

Monimiaceae is family characterized by the presence of alkaloids, flavonoids and great amount of essential oils. *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins is widely distributed in the Atlantic Forest, since sea level up to 1500m of altitude. In the leaves of the studied species find benzylisoquinoline alkaloids, that is a chemical markers for this family. The objective of this research was to evaluate the lignin content in the xylem and leaves on quantitative and qualitative point of view, and amplify the knowlegement on the lignification chemistry in the Atlantic Forest species. The samples were harvest at Tinguá Biological Reserve - RJ in the alluvial forest. The wood samples were take off at 1,35 m high from the ground, by of Pressler tool and the leaves samples were collected from 3rd 4th nodes. The lignin quantification was carried out by Klason method. A protein extraction was carried out in the leaves. Histochemical test with Maüle and Wisner reagents of free acetone samples was carried out also. The wood presented 28,5% of lignin. Vessels and fiber-tracheids elements of xylem showed syringyl lignin presence, while in radial parenchyma guaiacyl lignin was detected, typical of a hardwood species. The lignin content in the shadow and sun leaves were 4.95 and 7.71 % respectively, statistically different. The histochemical tests of leaves showed syringyl lignin presence in the conductive and fiber-tracheids elements, while in the parenchyma cells presented guaiacyl lignin. On the context, the sun light on leaves didn't affect the amount and lignin composition of *M. schottiana*.

Key - Words: *M. schottiana*, wood lignin, leaves lignin

1 - INTRODUÇÃO

Em estudos químicos e farmacológicos nas espécies da família Monimiaceae foi constatada a presença de alcalóides, flavonóides e grande quantidade de óleos voláteis (GARRAT, 1934; LEITÃO *et al.*, 1999; CLAROS *et al.*, 2000; SANTOS & PEIXOTO, 2001). Algumas espécies como *Siparuna apiosice* e *Peumus boldus* são empregadas na medicina popular (SANTOS & PEIXOTO, 2001). O gênero apresenta distribuição no sudeste brasileiro, sendo o segundo maior gênero da família com cerca de 84 espécies (PEIXOTO, 1987; BARROSO *et al.*, 2001; WANDERLEY *et al.*, 2002). Em *Mollinedia schottiana* (Spreng.) Perkins foram encontrados alcalóides benziquinolídicos nas folhas, que são considerados marcadores químicos para a família (LEITÃO *et al.*, 1999; CLAROS *et al.*, 2000; MOREIRA & LEITÃO, 2000).

A origem da evolução das plantas, dependeu totalmente o metabolismo dos arilpropanóides (KUBITZKI, 1987). Provavelmente, ocorreu uma progressão evolutiva, morfológica e química, nas quais os vegetais desenvolveram sistemas radiculares para absorção e condução de água e nutrientes e produziram lignina, cutina e flavonóides para a sua proteção (MCCLURE, 1986; LOWRY *et al.*, 1980; SWAIN & COOPER-DUVER, 1981).

Os vegetais superiores sintetizam e acumulam grande quantidade de substâncias fenólicas, cujo papel no metabolismo vegetal é principalmente a sua interação com o ambiente (GOTTILEB, 1992; GOTTILEB *et al.*, 1996; GOTTLIEB & SALATINO, 1987; GOTTLIEB, *et al.*, 1998; GOTTLIEB & BORIN, 1999).

Lignina é a designação dada aos biopolímeros de estrutura tri-dimensional, altamente complexos, encontrados em quase todas as plantas superiores, que ocorrem predominantemente no xilema, formando um terço da biomassa lenhosa. É constituída majoritariamente por unidades fenilpropanoídicas, originadas do acoplamento oxidativo dos monolignóis: álcool *p*-cumarílico, coniferílico e sinapílico (WHETTEN *et al.*, 1998; DONALDSON, 2001; BOERJAN *et al.*, 2003; ROGERS & CAMPBELL, 2004).

A formação dos precursores da lignina pode ser alterada sob condições abióticas como, irradiação solar, umidade, nutrientes, estações do ano e poluentes (GARTLAN *et al.*, 1980; GLYPHIS & PUTTICK, 1988; MOLE & WARTEMAN 1988; JORDAN *et al.*, 1991; LEWIS & SARKANEN, 1996). A fenilalanina amônia-liase é enzima chave para a biossíntese da lignina e pode ser afetada, principalmente, pelo fator luz (CHEN *et al.*, 2002; POLITYCKA, 1999; ABREU, 1994). Já foram descritos na literatura, espécies de regiões tropicais e temperadas através da avaliação do teor e da quantidade de lignina no lenho (HIGUCHI, 1985; ABREU, 1992; ABREU, 1994 e AMTHOR, 2003).

Devido à escassez de trabalhos sobre a química lignoídica em espécies da mata atlântica, procurou-se verificar a composição e o teor de lignina no lenho e nas folhas de sombra e sol, e determinar as possíveis variações químicas na espécie *M. schottiana*.

2- MATERIAIS E MÉTODOS

2. 1. Preparo das amostras

Para a análise química do lenho, foram selecionados 5 indivíduos com um DAP \geq 8 cm, com ramos retos e cilíndricos. As amostras foram retiradas a 1,35 m do solo, por meio da sonda de Pressler que continham casca, alburno e cerne. Para a avaliação da lignina foliar foram coletadas folhas de sombra e sol, a partir do 3º nó, dos mesmos indivíduos selecionados.

As amostras de lenho e das folhas foram previamente secas ao ar e posteriormente moídas em um micro-moinho de facas do tipo Willey 340 Modelo TE 040, na Embrapa-CNPAB-RJ, sendo logo em seguida, passadas por um conjunto de peneiras, para homogeneização.

A análise da química lignoídica foi realizada no Laboratório de Química da Madeira, do Departamento de Produtos Florestais, da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

2. 2. Obtenção do material lignocelulósico livre de extrativos

Todas as amostras do lenho e das folhas passaram por uma extração contínua em um extrator do tipo Soxhlet, segundo a escala eliotrópica: ciclo hexano, acetato de etila, e metanol, durante 18 horas. As extrações em água foram feitas em uma temperatura em torno de 75°C, repetidamente, até 5 horas para as amostras do lenho e 10 horas para as amostras de folhas (BROWNING, 1967).

As amostras de lenho, livre de extrativos, foram colocadas em uma estufa a 105°C e as de folha em uma estufa a 60°C, permanecendo até atingirem peso constante.

2. 3. Obtenção do material livre de proteína

A eliminação das proteínas foi realizada em ambas as amostras de folhas, a partir do material livre de extrativos. A liberação dessas proteínas deve-se ao fato da ocorrência significativa e de sua complexação com a lignina durante a fase de determinação da lignina de Klasson. Utilizou-se 1 grama de amostra, em 40 ml de solução de pepsina, em banho-maria a 40 °C, durante 18 horas. Em seguida, foi filtrado em um funil de placa sinterizada sob vácuo, lavada por duas vezes com 48 ml de água destilada quente e uma vez com 12,8 ml de ácido sulfúrico (H₂SO₄) 5%. A seguir, a amostra foi colocada em refluxo com 240 ml de H₂SO₄ 5% durante 1 hora e novamente filtrada sob vácuo, sendo após isso, lavada na seguinte seqüência: três vezes com 48 ml de água destilada quente; duas vezes com 32 ml de etanol e duas vezes com 24 ml de éter e colocadas em um dessecador com KOH durante três dias.

2. 4. Quantificação da lignina insolúvel nas amostras de lenho e folhas

A quantificação da lignina insolúvel foi realizada pelo método de Klasson nas amostras de lenho e nas amostras de folhas de sombra e sol. 300 mg de cada amostra foram maceradas, em um tubo de ensaio, com H₂SO₄ 72%, em banho-maria a 25-30°C. Foi utilizado um triturador mecânico, durante 10 minutos e uma maceração manual durante 1 hora.

O material foi transferido para um balão e adicionado 84 ml de água bideionizada permanecendo em refluxo durante 4 horas. Em seguida, a solução ácida foi filtrada em um cadinho de porcelana e colocada na estufa à 105 ° C até atingir peso constante. Os filtros contendo amostras foram pesados para determinação da porcentagem de lignina (EFFLAND, 1977).

2. 5. Análise qualitativa da lignina

Foram realizadas análises qualitativas de lignina, através dos testes de cor, com reagentes de Maüle (LIN & DENSEN, 1992) e de Wiesner (ADLER *et al.*, 1948) nas amostras de lenho e das folhas de sombra e sol.

Para os testes de Maüle e de Wiesner foram cortados fragmentos sem nenhum tratamento prévio, do lenho e da lâmina foliar, ao nível do terço médio, em um micrótomo com uma espessura de 25-30 µm e 15-20 µm, respectivamente.

Para o teste de Maüle, os fragmentos foram imersos em solução de permanganato de potássio (KMnO₄) 1%, a temperatura ambiente durante 5 minutos, lavados em seguida com água destilada e submetidos à solução de ácido clorídrico (HCl) 3% até a cor passar de marrom escuro a marrom claro. Quando necessário, adicionou-se HCl 3% para facilitar a descarga da cor escura. A solução de HCl foi descartada, através da lavagem com água destilada. Os fragmentos foram submetidos logo em seguida à solução de hidróxido de amônio (NH₄OH) concentrado e montados em glicerina 50%. A coloração vermelho-púrpura indica a presença de unidades siringílicas, e as unidades guaiacílicas apresentam uma coloração marrom escuro a castanho.

Já para o teste de Wiesner os cortes foram submetidos à solução de floroglucina 1% em uma solução de HCl 37 % e montados em glicerina 50%. A coloração púrpura indica presença de lignina. As áreas coradas mais intensamente indicam uma maior concentração de lignina.

2. 6. Dados estatísticos

Para verificar se a quantidade de lignina encontrada em ambas as amostras foliares, apresentavam uma distribuição normal foi realizado o teste KOLMOGOROV-SMIRNOV, ao nível e significância de 5%. E para verificar a homogeneidade das variâncias estudadas entre os indivíduos estudados, foi utilizado o teste F de Snedecor ao nível de significância de 1%.

3 - RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1. Análise quantitativa

Na análise do teor lignoídico do lenho, a espécie *M. schottiana* apresentou alto valor (28,56%). As plantas lenhosas de maneira geral possuem alto teor de lignina, no qual podem ocorrer variações entre os grupos taxonômicos (ABREU, 1994; AMTHOR, 2003). O teor de lignina encontrado nas madeiras de espécies cultivadas nos trópicos está em torno de 20-36% (ABREU, 1995). Para as espécies temperadas, podemos encontrar um total de 30-34% em monocotiledôneas e 25-28% para as dicotiledôneas (HIGUCHI, 1985).

FERGUS (1970) estudando a espécie *Picea mariana* encontrou altas concentrações de lignina na lamela média 72% e 16% na parede secundária e nos ângulos celulares da lamela média em torno de 12%.

As mudanças na capacidade fotossintética por unidade de área resultam em ajustes fisiológicos e bioquímicos (CHAZDON & KAUFMANN, 1993). O aumento da atividade da fenilalanina amônia-liase pode ser induzido por fatores externos e internos (POLITYCKA, 1999).

Em folhas e ramos de plantas lenhosas podemos encontrar cerca de 2-27% de lignina respectivamente, já no caule, ocorre cerca de 15-36% (HIGUCHI, 1985; HUGHES & FAHEY, 1991; POORTER & VILLAR, 1997; RAIESI, 1998). Para as folhas e raízes de algumas plantas herbáceas pode ser encontrado de 3-5 % de lignina e no caule 4-5% (POORTER & VILLAR, 1997).

RICHARSON (2004) estudou o teor de lignina nas folhas de sombra e sol de *Picea rubens* e *Abies balsamea* ao longo de um gradiente de luz. O autor não encontrou diferenças entre as folhas estudadas. Em *M. schottiana* os valores encontrados nas amostras de folhas não diferiram significativamente. As folhas de sombra apresentaram valor médio de 4,95% enquanto as de sol apresentaram 7,71%. O valor de F foi de 7,90 a um nível de significância de 5%.

SARIYILDIZ & ANDERSON (2005) encontrou nas folhas de algumas dicotiledôneas diferentes porcentagens no teor da lignina. Em *Castanhe sativa*, *Quercus robur* e *Fagus slyvatca*, apresentaram respectivamente, para as folhas de sombra e sol, valores altos (0,59 e 0,26%), médios (0,39 e 0,28%) e baixos (0,34 e 0,28%). Em todos os casos a porcentagem para as folhas de sol foi maior. Essa diferença deve-se ao fato das folhas de sol estarem mais expostas a radiação solar no dossel e por apresentarem maior esclerificação.

3.2. Análise qualitativa

Nas amostras do lenho da espécie estudada foram encontradas diferenças no tipo de lignina entre os tecidos. Pelo teste de Maüle, foi detectada, lignina guaiacilica, nos

elementos de vasos, fibrotraqueóides e no parênquima axial, que apresentaram uma coloração marrom na parede celular. Já nas células dos raios, apresentaram uma coloração púrpura indicando a presença de lignina siringílica (Anexo 1). Pelo teste de Wiesner, foi observado uma maior concentração de lignina na lamela média das células, que apresentou uma coloração púrpura mais intensa (Anexo 1).

A maior concentração de lignina ocorre na lamela média, apesar de ocorrer variação entre as diferentes camadas das células condutoras (TERASHIMA, 1998; FERGUS & GORING, 1970).

Segundo ABREU *et al.* (2003) o valor da NTLI (Número Teórico de Ligações Intermonoméricas) varia em função da composição das ligninas, sendo maiores nas ligninas guaiacílicas, em relação à siringílica. Já a proposta que define o Índice de Flexibilidade Molecular (IFM), aponta a lignina guaiacílica menor quando comparada à siringílica. As células com lignina guaiacílica apresentam uma maior resistência as forças de sustentação e baixa flexibilidade, enquanto ocorrendo o contrário para as células com ligninas siringílicas (ABREU *et al.*, 2003).

Na parede secundária dos vasos e a na lamela média de uma dicotiledônea podem ocorrer unidades do tipo guaiacílica, enquanto que na parede secundária de fibras e células de parênquima encontram-se unidades dos tipos guaiacílica e siringílica, com o predomínio da última (DONALDSON, 2001).

SAKA *et al.* (1982) quando estudaram lignina no lenho de *Betula papyrifera* encontraram distribuição diferente desse metabólito. Nas camadas (S2) das fibras e nas células dos raios houve predomínio de unidade siringílica, enquanto nas camadas (S2) dos vasos ocorreu o predomínio de unidade guaiacílica. Os resultados de *M. schottiana* reiteram os dados anteriores.

Nas amostras de folhas não houve diferença nos tipos de lignina entre as folhas de sombra e de sol. Ocorreu lignina do tipo siringílica, nas fibras e nos elementos traqueais, e o tecido parequimático apresentou lignina do tipo guaiacílica (Anexo 2). No teste de Wiesner foi observado a presença de lignina nos elementos traqueais e nas fibras do xilema (Figura 13).

PEARSE *et al.* (2005) encontraram principalmente nas folhas velhas e mais espessas de *Rhizophora mangle* a presença de lignina, distribuída por todo sistema vascular e em alguns esclereídeos.

O processo evolutivo dos precursores lignoídicos seguiu uma seqüência biossintética, foi observada entre os grandes grupos vegetais (Lycopodiatae, Equisetaceae, Filiciteae, Pinatae, Ginkgoatae, Cycadatae, Gnetatae, Dicotiledôneas e Monocotiledôneas) e também dentro deles. A evolução dos organismos acompanhou o crescente teor de oxigênio em nosso meio. Nos vegetais foi percebida a relação das unidades guaiacila-siringila durante o aumento de oxigênio (GOTTLEB, 1996). Nas pteridófitas, esta relação é de 99:1, passando de 1:1 em gimnosperma e 1:4 em angiosperma (FROHNE & JENSEN, 1985). As ligninas encontradas em três gêneros de gimnospermas mais recente, apresentaram a proporção de unidades guaiacilica-siringilica em torno de 1:1 e 1:3, assemelhando-se à proporção de lignina nas angiospermas. Apenas os gêneros primitivos de angiosperma, do bloco magnoliano, carentes de vasos, mostraram proporções guaiacila-siringila de 1:0 a 1:1 (GOTTLEB, 1996).

4 - CONCLUSÕES

- No lenho da espécie *M. schottiana* foi observado uma proporção elevada de unidades guaiacílicas e siringílicas, comuns às espécies lenhosas.
- A exposição das folhas a uma menor (folhas de sombra) ou maior luminosidade (folhas de sol) não afetou o teor e a composição lignoídica da lâmina foliar de *M. schottiana*.

5 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, H. S. **Biossíntese de lignificação**. Rio de Janeiro: EDUR, 1994. 63p.

_____. Determinação do teor de Lignina por espectrometria no infravermelho por transformação de fourier para as madeiras *Lophanthera lactescens*, *Gallesia gorazena*, *Peltogyne paiculata*, *Aspidosperma macrocarpum* e *A. polyneuromn* **Revista Universidade Rural - Série ciência da vida**, v. 71, n. 1, p. 45-49, 1995.

_____.; MAEDA, J.; LATORRACA, J.; PEREIRA; MONTEIRO, M. B.; ABREU, F. & CARMO, J. Proposta de modificação da biossíntese da lignina como estratégia para correção de defeitos em madeiras. **Silvia lusitana**, v. 11, n. 2, p. 217-225, 2003.

_____.; NASCIMENTO, A. M. & MARIA, M. A. Lignin and structure. **Wood and fibras**, v. 31, p. 426-433,1992.

ADLER, E. BJÖRKQUIST, J. & HAGGROTH, S. Ober die Ursache der Farbreaktionen des Holzes. **Acta chemical sand**, v. 2, p.93-94, 1948.

AMTHOR, J. S. Efficiency of ligin biosynthesis: a quantitative analysis. **Annals of botany**, v. 91, p. 673-695, 2003.

BARROSO, G. M; PEIXOTO, A. L.; ICHASO, C. L.F.; GUIMARÃES, E. F. & COSTA, C. G. 2. ed. **Sistemática de angiospermas do Brasil**. Viçosa: UFV, 2001, 308 p. 1v.

BOERJAN W.; RALPH, J. & BAUCHER, M. Lignin biosynthesis. **Annual Review Plant Biology**, v. 54, p. 519-546, 2003.

BROWNING, B. M. **Methods of wood chemistry**. New York: Interscience Publishers, 1967, p.75-89. 1v.

CHAZDON, R. L. & KAUFMANN, S. Plasticity of leaf anatomy of two rain forest shubs in relation to photosynthetic light acclimation. **Functional ecology**, v. 7, p. 385-394, 1993.

CHEN, Y.; SHIN, J & LIU, J.Effects of light on peroxidase and lignin synthesis in mungbean hypocotyls. **Plant physiology and biochemistry**, v. 40, p. 33-39, 2002.

CLAROS. B. M.; SILVA, A. J. R. DA; VASCONCELLOS, M. L. A. A.; BRITO, A. P. DE & LEITÃO, G. G. Chemical constituents of two *Mollinedia* species. **Phytochemistry**, v. 55, p-859-862, 2000.

DONALDSON, L. A. Lignification and lignin topochemistry-an ultrastructural view. **Phytochemistry**, v. 57, n. 6, p. 859-873, 2001.

EFFLAND, M. J. Modified procedure to determine acid-insoluble lignin in wood and pulp. **Teppi**, v. 10, n. 60, p. 143-144, 1977.

FERGUS, B. J. & GORING, D. A. I. The distribution of lignin in birch wood as determined by ultraviolet microscopy. **Holzforschung**, v. 24, p. 118-124, 1970.

FROHNE, D. & JENSEN, V. **Systematik dês pflanzenruches**. 3° ed. Stuttgart: Gustav Fischer Velag. 1985. 89p.

GARRAT, G. A. Systematic anatomy of the woods of Monimiaceae. **Tropical woods**, v. 39, p 18-44, 1934.

GARTLAN, J. S.; MCKEY, D. B.; WATERMAN, P. G.; MBI, C. N. & STRUTSAKE, T. T. A Comparative Study of the Phytochemistry of Two African Biochem. **System ecology**, v. 8, p. 401-422, 1980.

GLYPHIS, J. P. & PUTTICK, G, M. Phenolics in some suthern african mediterranean shrubland plants. **Phytochemistry**, v. 27, p. 742-751, 1988.

GOTTLIEB, O. & SALATINO, A. Função e evolução de óleos essenciais e de suas estruturas secretoras. **Ciência e cultura**, v. 39, n. 8, p. 707-716, 1987.

_____. Biodiversidade: Uma teoria molecular. **Química nova**, v. 15, n. 2, p. 167-171, 1992.

_____. & BORIN, M. R. de M. B. A Universalidade de antagonismos: O potencial direcionador da ação do tempo modulado pelo potencial criativo da adaptação ao espaço. In: NUSSENZVEIG, H. M. **Complexidade e caos**. Rio de Janeiro: Editora UFRJ /COPEA, 1999. Capítulo XVII, p. 246-257.

_____. & KAPLAN, M. A. C. & BORIN, M. B. de E M. B. **Biodiversidade: um enfoque químico-biológico**. Rio de Janeiro: EDEU, 1996. 286p.

_____. BORIN, M. R. DE M. B.; PAGOTTO, C. L. A. DA C. & ZOCHER, D. H. T. Biodiversidade: O enfoque interdisciplinar brasileiro. **Ciência & saúde coletiva**, v. 3, n. 2, p.97-102, 1998.

HIGUCHI, T. **Biosynthesis and degradation of wood components**. London: Academic Prees Inc., 1985, 421p.

HUGHES, J. W. & FAHEY, T. J. Availability, quality and selection of browse by white-tailed deer after clearcutting. **Forest science**, v. 34, p. 261-270, 1991.

JORDAN, D. N.; GREEN, T. H.; CHAPPELKA, A. H.; LOCKABY, B. G.; MELDAHL, R. S. & GJIRSTAD, D. H. Response of total tannins and phenolics in loblolly pine foliage exposed to ozone and acid rains. **Journal chemical ecology**, v. 17, p. 505-513, 1991.

KUBITZKI, K. Phenylpropanoid metabolism in relation to land plant origin and diversification. **Journal plant physiology**, v. 131, p. 17-24, 1987.

LEITÃO, G. G.; SIMAS, N. K.; SOARES, S. S. V.; BRITO, A. P. DE; CLAROS, B. M. G.; BRITO, T. B. M. & MONACHE, F. D. Chemistry and pharmacology of Monimiaceae: a special focus on *Siparuna* and *Mollinedia*. **Journal of entopharmacology**, v. 65, p. 87-102, 1999.

LEWIS, N. G. & SARKENEN, S. **Lignin and lignan biosynthesis**. Washington: American Chemical Society, 1996, 436p.

LIN, S. Y. & DENCE, C. W. **Methods in lignin chemistry**. Berlin: Springer-Verlag, 568p. 1992.

LOWRY, B.; LEE, F. & HEBANT, C. The origin of land plants: A new look at old problem. **Taxon**, v. 29, p. 183-187, 1980.

MCCLURE, J. W. Physiology of flavonoids in plants. In CODY, V.; MIDDLETON, E. & HARBORNE, J. B. **Plants flavonoids in biology and medicine**. New York: Alan R. Liss, 1986. p.77-85.

MOLE, S. & WATERMAN, P. G. Light induced variation in phenolic levels in foliage of rain-forest plants- potential significance to herbivores. **Journal chemical ecology**, v. 14, p. 23-34, 1988.

MOREIRA, D. L. & LEITÃO, G. G. Quantitative determination of Liriodenine and Moupinamide in five species of *Mollinedia* by high performance liquid chromatography. **Phytochemical analysis**, v. 12, p.223-225, 2001.

PEARSE, I. S.; HEATH, K. D. & CHEESEMAN, J. M. Biochemical and ecological characterization of two peroxidase isoenzymes from the mangrove rhizophora mangle. **Plant, cell and environment**, v. 28, p. 612-622, 2005.

PEIXOTO, A. L. **Revisão taxonômica do gênero *Mollinedia* Ruiz et Pavon (Monimiaceae, Monimioideae)**. 1987. 392f. Tese (Doutorado em Biociências) - Universidade Estadual de Campinas. Campinas. São Paulo.

POLITYCRA, P. Ethylene-dependent activity of phenylalanine ammonia-lyase and lignin formation in cucumber roots exposed to phenolic allelochemicals. **Acta societatis botanicorum Poloniae**, v. 2, p. 123-127, 1999.

POOTER H. & VILLAR, R. The fate of acquired carbon in plants: Chemical composition and construction costs. In BRAZZAZ, F. A & GRACE, J. **Plant resource allocation**. San Diego: Academic Press. 1997, p. 39-72.

RAIESI, G. F. Impacts of elevated atmospheric CO₂ on litter quality, litter decomposability and nitrogen turnover rate of two oak species in the Mediterranean forest ecosystem. **Global change biology**, v. 4, p. 667-677, 1988.

RICHARDSON, A. D. Foliar chemistry of balsam fir and red spruce in relation to elevation and the canopy light gradient in the mountains of the northeastern United States. **Plant and soil**, v. 260, p.291-299, 2004.

ROGERS, L. A. & CAMPBELL, M. M. The genetic control of lignin deposition during plant growth and development. **New phytologist**, v. 164, p. 17-30. 2004.

SAKA, P.; WHITING, K. KUKAZAWA, K. & GORING, D. A. I. Comparative studies on lignin distribution by UV microscopy and bromination combined with EDXA. **Wood sciences and technology**, v. 16, p. 269-277, 1982.

SANTOS, I. DA S. & PEIXOTO, A. L. Taxonomia do gênero *Macropeltis* Perkins (Monimiaceae, Monimioideae). **Rodriguésia**, v. 52, n. 80-81, p. 65-105, 2001.

SARIYILDIZ, T. & ANDERSON, J. M. Variation in the chemical composition of green leaves and leaf litters from three deciduous tree species growing on different soil types. **Forest ecology and management**, v. 210, p. 303-319, 2005.

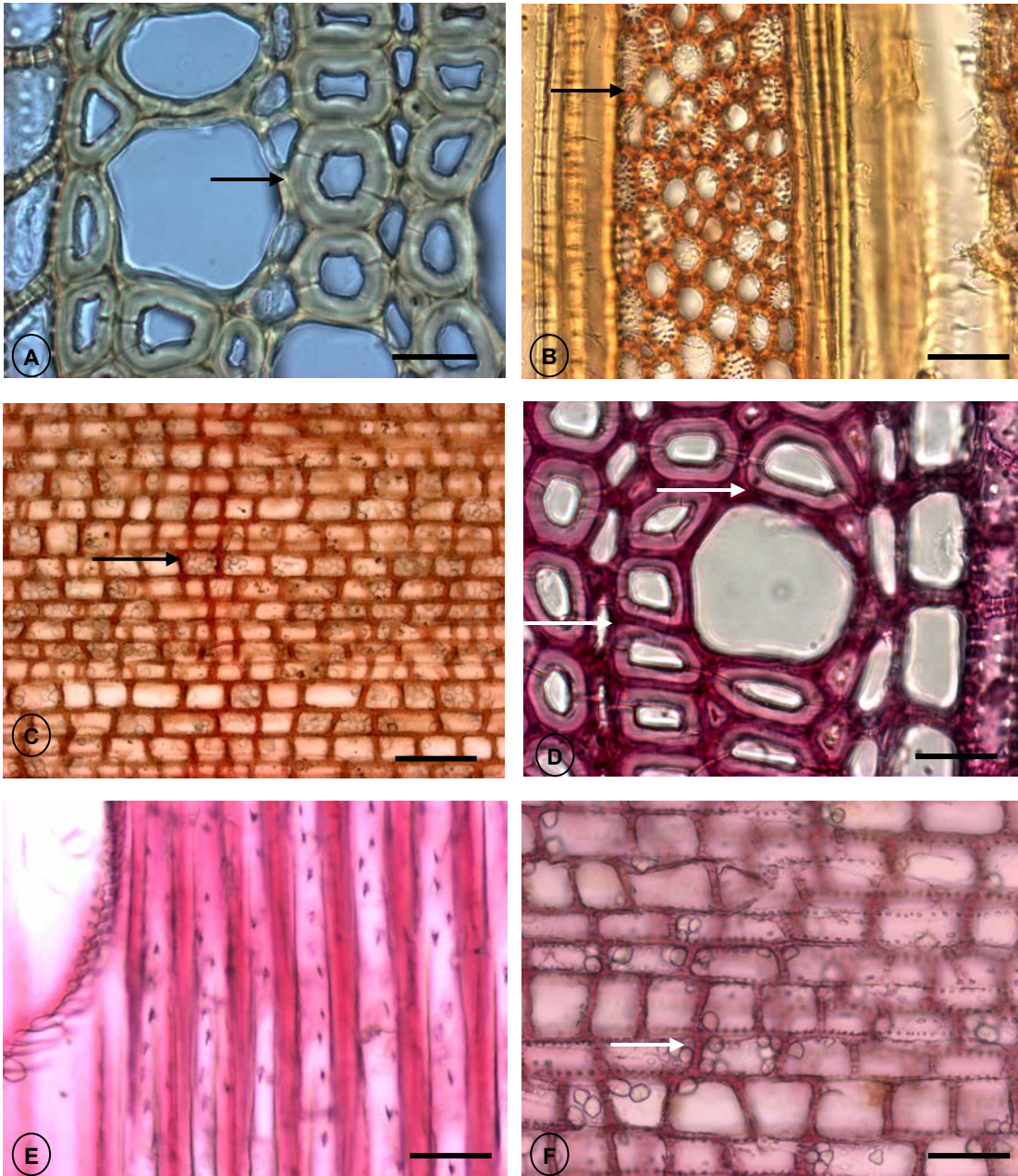
SAWAIN, T. & COOPER-DRIVER, G. Biochemical evolution in early land. In Niklas, K.J. **Paleobotany, paleoecology and evolution**. 1981, p.103-134. 1 v.

TERASHIMA, N. NAKASHIMA, J. & TAKEBE, K. Proposed structure for protolignin in plant cell wall. In LEWIS, N. G. & SARKANEN, S. **Lignin and lignan biosynthesis**. American Chemical Society, Washington. D.C., 1998, 180-193 p.

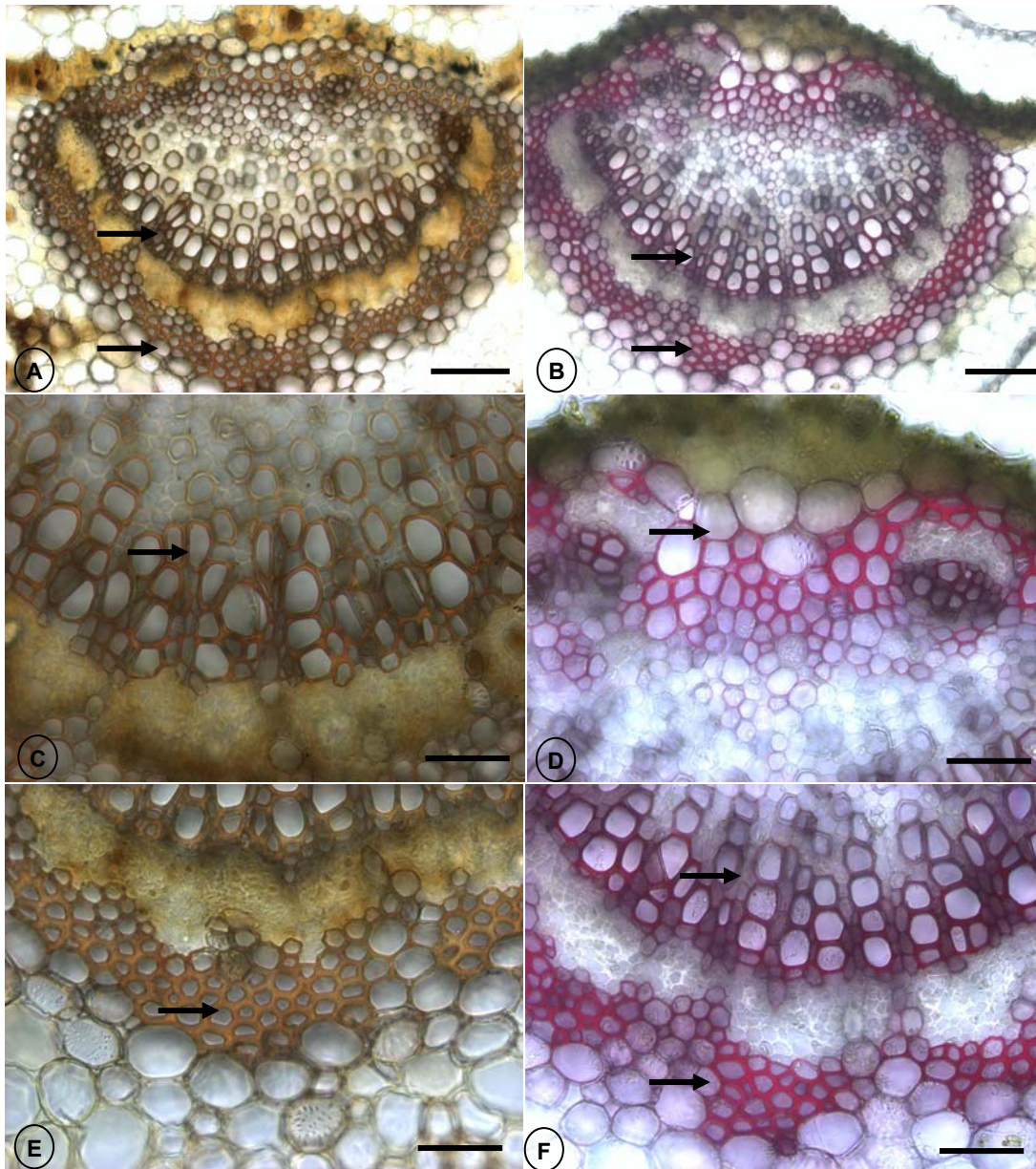
WANDERLEY, M. DAS G. L.; SHEPHERD, G. J.; GUILIETTI, A. M.; MELHEM, T. S.; BITTRICH, V. & KAMEYAMA, C. **Flora fanerogâmica do Estado de São Paulo**. São Paulo: HUCITEC, 2002, p.1989-207.

WHETTEN, R. W.; MACKAY, J. J. & SEREDOFF, R. R. Recent advances in understanding lignin biosynthesis. **Annual review of plant physiology and plant molecular biology**, v. 48, p.585-609, 1998.

ANEXO



Anexo 1. Testes histoquímicos no lenho de *M. schottiana*: (A) parede dos elementos de vaso e fibrotraqueóides revelando unidades guaiacílicas (ST) (➔). (B-C) paredes das células dos raios revelando unidades siringílicas, através do teste de Maüler (SLT/SLR) (➔). (C-F) lamela média dos elementos estruturais com alta concentração de lignina através do teste de Wisner (ST/SLT/SLR) (➔). **Barras:** A: 25 μ m. B-C: 50 μ m.. D-F: 25 μ m.



Anexo 2 : Testes histoquímicos nas folhas de *M. schottiana* (ST). (A-C-F) parede das fibras e dos elementos traqueais, evidenciando unidades guaiacílicas (→). (B-D-F) presença de lignina nas lamela média dos elementos estruturais (→). (A-C-E) teste de Maüle. (B-D-F) teste de Wisner. Barras: A-B: 100µm. C-F: 50 µm.

3 - CONCLUSÕES GERAIS

Os estudos anatômicos e químicos contribuíram para validar o posicionamento da espécie *M. schottiana* entre os táxons primitivos;

A espécie apresenta um polimorfismo foliar acentuado e os caracteres anatômicos, possibilitaram a distinção entre as folhas de sombra e sol;

Para a diagnose da espécie estudada foi importante a análise conjunta dos caracteres anatômicos do lenho e das folhas.

4 - SUGESTÕES GERAIS

- Estudar a anatomia das demais espécies pertencentes à família Monimiaceae na Floresta Atlântica;
- Confeccionar uma chave analítica para o gênero *Mollinedia*, utilizando os caracteres anatômicos do lenho.
- Estudar os anéis de crescimento nas espécies de *Mollinedia* a fim de verificar a influência dos fatores ambientais sobre a atividade cambial.
- Analisar a plasticidade fenotípica da *M. schottiana*, em outros remanescentes da Floresta Atlântica, por ter uma ampla distribuição nas regiões sudeste e sul.
- Realizar a ontogênese foliar de *M. schottiana*, a fim de estabelecer com precisão a origem do estrato subepidérmico.
- Estudar a química lignoídica da família Monimiaceae, estendendo para outros táxons com diferentes graus evolutivos.
- Adequar a metodologia para o estudo qualitativo de ligninas em folhas.
- Correlacionar os caracteres anatômicos e lignoídicos em táxons com diferentes graus evolutivos para ampliar o conhecimento das espécies da Floresta Atlântica.

5 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, H. S. **Biossíntese de lignificação**. Rio de Janeiro: EDUR, 1994. 63p.

_____.; MARIA, M. A. & REIS, J. L. Dual oxidation ways toward lignin evolution. **Floresta e ambiente**, v. 8, n. 1, 2001. p. 207-210.

_____.; NASCIMENTO, A. M. & MARIA, M. A. Lignin and Structure. **Wood and fibras**, v. 31, 1999. p. 426-433.

ALDER, E. Lignin chemistry-past. Present and future. **Wood science technology**, v. 11, n. 1/2, p.1-13. 1977.

ALVES DE PINHO, R. MAZZONI-VIVEIROS, S. C. & SAJO, M. G. Contribuição ao estudo anatômico do lenho de árvores da flora dos Cerrados IV. **Hohnea**, v. 19, n. 1/2, p. 171-183, 1992.

ARAÚJO & MATOS-FILHO. A importância da anatomia do lenho para a comercialização da madeira. **Rodriguésia**, v. 53, p. 315-318. 1980.

BASS, P. The wood anatomical range in *Ilex* (Aquifoliaceae) and its ecological and phylogenetic significance. **Blumea**, v. 21, p. 193-258, 1973.

_____. & CARLQUIST, S. A comparison of the ecological wood anatomy of the floras of Southern California and Israel. **IAWA bulletin n. s.**, v. 6, n. 4, p. 349-353, 1985.

BAILEY, I. W. Evolution of the tracheary tissue of land plants. **American journal of botany**, v. 40, p. 4-8. 1953.

BARAJAS-MORALES, J. Wood structural differences between trees of two tropical forests in Mexico. **IAWA Bulletin n. s.**, v. 6, n. 4, p. 355-363. 1985.

BARROS, C. F.; CALLADO, C. H; CUNHA, M. DA; COSTA, C. G; PUGIALLI, H. R. P.; MARQUETE, O.; MACHADO, R. D. Anatomia ecológica e micromorfologia foliar de espécies de floresta Montana da Reserva Biológica de Macaé de Cima. In LIMA, H. C. & GUEDES-BRUNI, R. R. **Serra de Macaé de Cima: Diversidade Florística e Conservação em Mata Atlântica**. Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1997 (a), 346p.

_____.; CALLADO, COSTA, C. H; CUNHA, M.; LIMA, H. R. P. & MARQUETE, O. **Madeiras da Mata Atlântica. Anatomia do lenho de espécies ocorrentes nos Remanescentes Florestais do Estado do Rio de Janeiro - Brasil**. Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1997 (b), 86p. 1 v. il.

_____.; CALLADO, C. H.; MARCON, M. L.; COSTA, C. G.; CUNHA, M.; LIMA, H. R. P.; MARQUETE, O. **Madeiras da Mata Atlântica. Anatomia do lenho de espécies ocorrentes nos remanescentes florestais do Estado do Rio de Janeiro - Brasil.** Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2001. 93p. 2 v., il.

BARROSO, G. M.; GUIMARÃES, E. F.; ICHASO, C. L.F.; COSTA, C. G. & PEIXOTO, A. L. **Sistemática de angiospermas do Brasil.** São Paulo: EDUSP, 1978. 279p. 1v.

_____.; PEIXOTO, A. L.; ICHASO, C. L.F.; GUIMARÃES, E. F. & COSTA, C. G. 2 ed. **Sistemática de Angiospermas do Brasil.** 2 ed. Viçosa: UFV, 2001, 308.p. 1v.

BOERJAN W.; RALPH, J. & BAUCHER, M. Lignin biosynthesis. **Annual Review Plant Biology**, v. 54, p. 519-546, 2003.

BOUDET, A. M.; LAPIERRE, C. & PETTENATI-GRIMA, J. Biochemistry and molecular biology of lignification. **New Phytologist**. v. 129, p. 203-236, 1995.

BOURGAUD, F.; GRAVOT, A.; MILESI, S. & GONTIER, E. Production of plant secondary metabolites: a historical perspective. **Plant science**. v. 161, p. 839-851, 2001.

BRADSHAW'S, A. D. Evolutionary significance of phenotypic plasticity in plants. **Advance Genetic**, v. 13, p. 115-155. 1965.

BRAZIER, J. D. & FRANKLIN, G. L. Identification of hardwoods. **Forest Production Research**, v. 46, p. 1-96, 1961.

BRETT, C. & WALDRON, K. **Physiology and biochemistry of plant cell walls.** New York: Chapman & Hall, 1996. p. 255p.

CALLADO, C. H. & COSTA, C. G. Wood Anatomy of some *Anaueria* and *Beilschmiedia* species (Lauraceae). **IAWA Journal**, v. 18, n. 3, p. 247-259, 1997.

_____.; PUGIALLI, H. R. P.; COSTA, C. G.; CUNHA, M. da; MARQUETE, O.; BARROS, C. F. Anatomia do lenho de espécies da Mata Atlântica: Interpretação ecológica e indicações para aproveitamento. In LIMA, H. C. & GUEDES-BRUNI, R. R. **Serra de Macaé de Cima: Diversidade florística e conservação em Mata Atlântica.** Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1997. 346p.

CARLQUIST, S. Wood anatomy of Cinareae (Compositae). **Aliso**, v. 3, n. 1, p.13-24, 1965.

_____. Wood anatomy of Compositae: A summary, with comments on factors controlling wood evolution. **Aliso**, v. 6, n. 2, p. 25-44, 1966.

_____. **Ecological strategies of xylem evolution.** Los Angeles: University of California Press. 1975. 259p.

_____. Ecological factors in wood evolution: A floristic approach. **American Journal of botany**, v. 64, n. 7, p. 887-896, 1977.

_____. Wood anatomy of Bruniaceae: Correlations with ecology, phylogeny, and organography. **Aliso**, v. 9, n. 2, p. 323-364, 1978.

_____. Wood anatomy of Illicium (Illiciaceae): Phylogeny, and ecological and functional interpretation. **American journal Botany**, v. 69, n. 10, p. 1587-1598, 1982.

_____. **Comparative wood anatomy: Systematic, ecological and evolutionary aspects of dicotyledon wood**. New York: Springer-Verlag, 1988. 435p.

CLAROS, B. M.; SILVA, A. J. R. DA; VASCONCELLOS, M. L. A. A.; BRITO, A. P. DE & LEITÃO, G. G. Chemical constituents of two *Mollinedia* Species. **Phytochemistry**, v. 55, p.859-862, 2000.

CORMACK, R. G. H. & GORHAM, A. L. Effects of exposure to direct sunlight upon the development of leaf structure of two deciduous shrub species. **Canadian journal of botany**, v. 31, p. 537-541, 1953.

CORNER, E. H. J. **The seeds of dicotyledons**. Cambridge: Cambridge Univ. Press., v. 1976, 1311p.

CRONQUIST, A. **A Integrated system of Classification of flowering plants**. New York: Columbia Univ. Press., 1981. 520 p.

CUTTER, E. G. **Anatomia vegetal. Parte 1 - Células e tecidos**. São Paulo: Rocca, 1986. 304p.

DAHLGREN, R. M. T. A revised system of classification of the angiosperms. **Botanica Linneau Society**, v. 80, n. 2. p.91-124. 1980.

DAVIN, L. B. & LEWIS, N. G. **Phenylpropanoid metabolism: biosynthesis's of monolignols, lignans and neolignans, lignins and suberins**. New York: H. A. Sataford and R. K. Ibrashin, 1992. 360p.

DIAS, C. S. P. DE M.; DIAS, M. A. DE M. & XAXIER, M. L. **Guia do Educador-Reserva Biológica do Tinguá**. IBAMA: Brasília, 1992, 35p.

DICKISON, W. C. **Integrative plant anatomy**. New York: Academic Press. 2000, 533p.

DIXON, R. A.; CHEN F.; GUO, D.; PARVATHI, K. The biosynthesis of monolignols: a "metabolic grid" independent pathways to guaiacyl and syringyl units. **Phytochemistry**, v. 57, n. 7, p. 1069-1084. 2001.

DONALDSON, L. A. Lignification and lignin topochemistry-an ultrastructural view. **Phytochemistry**, v. 57, n. 6 ,p.859-873 , 2001.

DOWNES, G. W.; Ward J. V.; Turvey, N. D. Lignin distribution across tracheid cell wall of poorly lignified wood from deformed copper deficient *Pinus radiata*. **Wood science technology**, v. 25, p. 7-14, 1991.

ENDLER, J. A. The color of light in forests and its implication. **Ecological monographs**, v. 63, n. 1, p. 1-27, 1993.

ESAU, K. **Anatomia das plantas com sementes**. São Paulo: Edgard Blucher, 1976. 293p.

ESAU, K. **Anatomy of seed plants**. 2.ed. New York: John Wiley & Sons, 1977. 550p.

ESPIRÍTO SANTO, A. & PUGIALLI, H. R. L. Estudo da plasticidade anatômica foliar de *Stromanthe thalia* (Vell.) J. M. A. Braga (Marantaceae) **Rodriguésia**, v.50, n 76-77, p.107-122, 1998.

FERGUS, B. J. & GORING, D. A. I. The distribution of lignin in birch wood as determined by ultraviolet microscopy. **Holzforschung**, v. 24, p. 118-124, 1970.

FISCHER, J. B. Sun and shade effects on the leaf of *Guarea* (Meliaceae) plasticity of Branch analogue. **Botanic Gazzetta**, v. 147, n. 1, p. 84-89, 1986.

FUKUDA, H. Xylogenesis: Initiation, progression and cell death. **Plant physiology plant molecular biology**, v. 47, p. 299-325, 1996.

FUKUSHINA, K. Regulation of syringyl to guaiacyl in lignin biosynthesis. **Journal plant research**, v. 114, p. 499-508, 2001.

FUNADA, R.; MIURA, H.; SHIBAGAKI, M.; FURUSAWA, O.; MIURA, T.; FUKATSU, E. & KITI, P. Involvement of localized cortical microtubules in the formation of a modified structure of wood. **Journal plant research**, v. 114, p. 491-497, 2001.

GARRAT, G. A. Systematic anatomy of the woods of Monimiaceae. **Tropical woods**, v. 39, p 18-44, 1934.

GENTRY, A. H. **A field guide to the families and genera of wood plants of northwest south america (Combuia, Ecuador, Peru) with supplementary notes on herbaceous taxa**. Chicago: The Chicago university of Chicago. 1993, 624-626p.

GOMES, D. M. S.; ARRUDA, R. C. O.; GOMES, M. & VIEIRA, R. Anatomia foliar de *Bathysa Gymnocarpa* K. Schum., *B. mendonçarei* k. Schum., *B. cuspidata* (St. Hil) Hook. F. e *B. australis* (ST. Hil) Hook F. (Rubiaceae) da Mata Atlântica, RJ, Brasil. **Leandra**, v. 15, p. 59-72, 2000.

_____. & SALATINO, A. Função e evolução de óleos essenciais e de suas estruturas secretoras. **Ciência e cultura**, v. 39, n. 8, p. 707-716, 1987.

_____. Biodiversidade: uma teoria molecular. **Química nova**, v. 15, n. 2, p. 167-171, 1992.

_____. & KAPLAN, M. A. C. & BORIN, M. B. DE E M. B. **Biodiversidade: um enfoque químico-biológico**. Rio de Janeiro: EDEU, 1996. 286p.

_____. Evolução química vegetal. **Ciência e cultura**, v. 39, p. 357-360, 1987.

_____. BORIN, M. R. de M. B. A universalidade de antagonismos: o potencial direcionador da ação do tempo modulado pelo potencial criativo da adaptação ao espaço. In: NUSSENZVEIG, H. M. (Org.) **Complexidade e caos**. Rio de Janeiro: Editora UFRJ/COPEA, 1999. Capítulo XVII, p. 246-257.

_____. BORIN, M. R. de M. B., PAGOTTO, C. L. A. da C., ZOCHER, D.H.T. Biodiversidade: o enfoque interdisciplinar brasileiro. **Ciência & saúde coletiva**, v. 3, n. 2, p.97-102, 1998.

_____.; KAPLAN, M. A. & BORIN, M. R. de M. **Biodiversidade - Um enfoque químico-biológico**. Rio de Janeiro: UFRJ, 1996. 268p.

_____. & BELLEFLEUR, P. Leaf morphology plasticity in response to light environment in deciduous tree species and its implication on forest succession. **Canadian journal forest research**, v. 16, p. 1192-1195, 1986.

GRAAF, V. D.& BAAS, P. Wood anatomical variation in relation to latitude and altitude. **Blumea**, v. 22, p. 101-1021, 1974.

HARBORNE, J. B. Classes and functions of secondary products. In: WALTON, N. J. & BROWN, D. E. **Chemicals from plants**. Perspectives on secondary plant product. Imperial College Press, 1999. p. 1-25.

HOHN, A. Wood anatomy of selected west african species of Caesalpinioideae and Mimosoideae (Leguminosae): A comparative study. **IAWA Journal**, v. 20, n. 2, p. 115-146, 1999.

HOPKINS, W. G. **Introduction to plant physiology**. New York: John Wiley & Sons INC., 1995. 464p.

HU, W. J. Repression of lignin biosynthesis promotes cellulose accumulation and growth in transgenic trees. **Natural biotechnology**, v. 17, p. 808-812, 1999.

IBAMA. **Parques nacionais e reservas biológicas**. Brasília: Ministério do interior, Unidades de conservação do Brasil, 1989, 192p. 1v. il.

JUNG, H.G.; JUNG, C. C.; SHEAFFER, D. K. HALGERSON, J.L. Forage quality variation in the US alfalfa core collection. **Crop science**, v. 37, p. 1361-1366, 1997.

KAWAOKA, A. & EBINUMA, H. Foramtion of a useful tree for pulpungi by suppressing the expression of ligin biosynthesis gene. **Biology industry**, v. 16, p. 47-54, 1999.

KLIEBENSTEIN, D. J. Secondary metabolites and plant/ environment interactions: a view through *Arabidopsis thaliana* tinged glasses. **Plant cell & environment**, v. 27, n. 6, p. 675-685, 2004.

KUKKOLA, E. M.; KOUTANIEMI, S.; POLLANEN, E.; GUSTAFSSON, M.; KARHUNEN, P.; LUNDELL, T.; SARANPAA, P.; KILPELAINEN, I.; TEERI, T. H. & FAGERSTEDT, K. V. The dibenzoidioxocin lignin substructure is abudant in the inner part of the seconday wall in Noway spruce and silver birch xylem. **Planta**, v. 1. p-1-7, 2003.

LAUVERGEAT, V.; KENEDY, K.; FEUILLET, C.; McKIE, J.; GORRICHON,L.; BALTAS,M.; BOUDET,A. M.; GRIMA-PETTENATI,J. & DOUGLAS,K. T. Site-directed mutagenesis of a serine residue in cinnamyl alcool dehydrogenase, a plant nadph-dependnet dehydrogenase, affects the specifity form coenzyme. **Biochemistry**, v. 34, p. 12426-12434,1995.

LEITÃO, G. G.; SIMAS, N. K.; SOARES, S. S. V.; BRITO, A. P. DE; CLAROS. B. M. G.; BRITO, T. B. M. & MONACHE, F. D. Chemistry and pharmacology of Monimiaceae: a special focus on *Siparuna* and *Mollinedia*. **Journal of enthnopharmacology**, v. 65, p. 87-102, 1999.

LEWIS, N. G. & SARKENEN, S. **Lignin and lignan biosynthesis**. American Chemical Society: Washington, 1996, 436p.

LINDORF, H. Eco-anatomical wood features of species from a very dry tropical forest. **IAWA journal**, v. 15, n. 4, p. 361-376, 1994.

_____. Wood and leaves anatomy in *Sessea corymbiflora* from an ecological perspectives. **IAWA Journal**, v. 18, n. 2, p.157-168, 1997.

MAINIERI, C. Identificação das principais madeiras comerciais no Brasil. São Paulo: PROMOCET, 1983. 213p.

MARCON, M. L. & COSTA, C. G. Anatomia da madeira de quatro espécies do gênero *Miconia* Ruiz & Pavósn (Melastomataceae). **Rodriguésia**, v. 51, n. 78/79, p. 5-20. 2000.

MARTINEZ-RAMOS, M. C. Ciclos vitales de los aroles tropicales y regeneración natural de las selvas altas perennifolias. **Dinâmica de Renovacion Natural de las Selvas**, v. 82. p. 191-239. 1985.

MATTOS-FILHO, A. Anatomia de madeira no Brasil e a sua importância para a pesquisa. **Revista brasileira de biologia**, v. 50, n. 4, p. 1091-1099, 1990.

MENEZES, N. L.; SILVIA, D. da COSTA & PINNA, G. F. DE A. M. Folha. In APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal**. Viçosa: UFV, 2003. 438 p.

METCALFE, C. R. & CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**. Oxford: Clarendon Press, 1950. 1500p. 1v e 2v. il.

_____. **Anatomy of the dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction . Oxford: Clarendon Press, 1985. 297p. 2v. il.

_____. **Anatomy of the dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction . Oxford: Clarendon Press, 1987. p. 108-121.

_____. **Anatomy of dicotyledons**. Wood structure and conclusion of the general introduction. Oxford University Press: Oxford. 1989, p. 297. 2v.

MOREIRA, D. L. & LEITÃO, G. G. Quantitative determination of Liriodenine and Moupinamide in five species of *Mollinedia* by high performance liquid chromatography. **Phytochemical analysis**, v. 12, p.223-225, 2001.

MUNIZ, G. I. B. & MARCHIORI, J. N. C. Anatomia da madeira de três Apocináceas da floresta estacional de Misiones, Argentina. **Revista de ciência e natureza de Santa Maria**, v. 20, p. 43-66, 1998.

NISGOSKI, S.; MUNIZ, G. I. B. & KLOCK, U. Diferenciação anatômica da madeira de 4 espécies do gênero *Caryocar*. **Revista de ciência e natureza de Santa Maria**, v. 20, p. 85-99, 1998.

NOSHIRO, S. & BAAS, P. Latitudinal trends in wood anatomy within species and genera: case study in *Cornus sp.* (Cornaceae). **American journal of botany**, v. 87, n. 10, p. 1495-1506, 2000.

OEVER, L. V.D.; BASS, P. & ZANDEE. Comparative wood anatomy of *Symplocos* and latitude and altitude of provenance. **IAWA Bulletin n. s.** v. 2, n. 1, p. 3-24, 1981.

OLIVEIRA, C. W.; CALLADO, C. H. & MARQUETE, O. Anatomia do lenho de espécies do gênero *Nectranda* Rol. ex Rottb. (Lauraceae). **Rodriguésia**, v. 52, n. 80/81, p. 125-134. 2001.

PEIXOTO, A. L. & PERREIRA-MOURA, M. V. Monimiaceae In: LIMA, M. P. M. & GUEDES-BRUNI, R. **Reserva ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, RJ. Aspectos florísticos das espécies vasculares** Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1996, p. 299-331. 2v.

PEIXOTO, A. L. Contribuição ao conhecimento da seção Exappendiculate Perkins do gênero *Mollinedia* Ruiz et Pavon (Mollinedieae, Monimioideae, Monimiaceae). **Rodriguésia**, v. 50, p. 135-222. 1979.

_____. **Revisão taxonômica do gênero *Mollinedia* Ruiz et Pavon (Monimiaceae, Monimioideae)**. 1987. 392f. Tese (Doutorado em Biociências) - Universidade Estadual de Campinas. Campinas. São Paulo.

PEREIRA, R. P. W. **Atenuação de lignificação de *Eucalyptus grandis* (Hill ex Maiden) por GA3 e BAP**. 2005. 98f. Tese (Mestrado em Ciências Ambientais e Florestais) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro.

PERKINS, J. & GILG, E. Monimiaceae. In ENGLER, A. **Das Pflanzenreich**, v.101, p. 1-122, 1901.

PINHEIRO, A, L. **Considerações sobre a taxonomia, filogenia, ecologia, genética, melhoramento florestal e a fertilização mineral e seu reflexos na anatomia e qualidade da madeira**. Minas Gerais: SIF. 1999. 144p.

POLITYCRA, P. Ethylene-dependent activity of phenylalanine ammonia-lyase and lignin formate in cucumber roots exposed to phenolic allelochemicals. **Acta societatis botanicorum poloniae**, v. 2, p. 123-127, 1999.

PRIOR, J. A. B. & GASSON, P. E. Comparative wood anatomy of afro-montane and bushveld species from Swaziland, Southern Africa. **IAWA bull n. s.**, v. 11, n. 4, p. 319-336, 1990.

QUADROS, K. E. **Anatomia do lenho de *Clusia criuva* CAMB. (CLUSIACEAE): órgãos, hábitos e ambientes**. 2000. 231f. Tese (Doutorado em Biociências)- Universidade de São Paulo, São Paulo.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F. & EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 1992. 728p.

RECORD, S. J. & HESS, R. W. American timbers of the family Lauraceae. **Tropical woods**, v. 69, p. 7-23, 1942.

RÔÇAS, G.; BARROS, C. F. & SACARANO, F. R. Leaf anatomy plasticity of *Alchornea triplinervia* (Euphorbiaceae): under distinct light in a Brazilian montane Atlantic Rain Forest. **Trees**, v. 11, p. 469-473. 1996.

ROGERS, L. A. & CAMPBELL, M. M. The genetic control of lignin deposition during plant growth and development. **New phytologist**, v. 164, p. 17-30. 2004.

RELATÓRIO TÉCNICO CIENTÍFICO DO INSTITUTO DE PESQUISAS JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO. **Relatório técnico-científico da reserva Biológica do Tinguá**. Rio de Janeiro, 2003. 78p.

SANTOS, I. DA S. & PEIXOTO, A. L. Taxonomia do gênero *Macropheplus* Perkins (Monimiaceae, Monimioideae). **Rodriguésia**, v. 52, n. 80-81, p. 65-105, 2001.

SCARANO, F. R.; DUARTE, H. M.; RÔÇAS, G.; BARRETO, S. M. B.; AMADO, E. F.; REINERT, F.; WENDT, T.; MANTOVANI, A.; LIMA, H. R. P. & BARROS, C. F. Acclination or stress symptom. An integrated study of intraspecific variation in the clonal *Aechmea bromellifolia*, a widespread CAM tank-bromeliad. **Botanic Journal of the Linnean Society**, v. 140, p. 391-401, 2002.

SCHEINER, S. M. Genetic and evolution of phenotypic plasticity. **Annual review ecology and system**, v. 24, p.35-68. 1993.

SCHLICHTING, C. D. The evolution of phenotypic plasticity in plants. **Annual review ecology and system**, v. 17, p. 667-693. 1986.

SEGALA-ALVES, E. & ANGLYALOSSY-ALFONSO, V. Ecological trends in the wood anatomy of some Brazilian species. i: growth rings and vessels. **IAWA Journal**, v. 21, p. 3-30, 2000.

SMITH, W. K.; BELL, D. T. & SHEPHERD, K. A. Associations between leaf structure, orientation, and sunlight exposure in five western Australian communities. **American journal of botany**, v. 85, n. 1, p. 56-63, 1978.

SOFFIATTI, P. & ANGYALOSSY-ALFONSO, V. Estudo anatômico comparativo do lenho e da caca de duas espécies de *Eugenia* L. (Myrtaceae). **Revista brasileira de botânica de São Paulo**, v. 22, n. 2, p. 175-184, 1999.

SULTAN, S. E. Phenotypic plasticity for plant development, function and life history. **Trends in plant science**, v. 5, n. 12, 537-542. 2000.

TAIZ, L. & ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719p.

TERSHEMA, N. NAKASHIMA, J. & TAKEBE, K. Proposed structure for protolignin in plant cell wall. In LEWIS, N. G. & SARKANEN, S. **Lignin and lignan biosynthesis**. American Chemical Society, Washington. D.C. , 1998. 180-193 p.

THOMPSON, J. D. Phenotypic plasticity as a component of evolutionary change. **Tree**, v. 6, n. 8, p.246-264.1991.

THORNE, C. A. Phylogenetic classification of the angiosperms. **Evolution biology**, v. 9, p. 35-106. 1974.

TOLLIER, M.; MONTIES, T.; LAPIERRE, B.; HERVÉ du PENHOAT, C. & ROLANDO, C. Inhomogeneity of angiosperm lignin. Comparison of the monomeric composition of lignin fractions isolated from different wood species. **Holzforschung**, v. 40 (Suppl), p.75-79, 1986.

VAN DOORSSELARE, J. A novel lignin in poplar trees with a reduced caffeic acid 5-hydroxyferulic acid o-methyltransferase activity. **Plant Journal**, v. 8 pp.855-864, 1995.

VASCONCELOS, A. G.; GOMES, D. M. & ESQUIZEL, M. A. Plasticidade anatômica de um clone de *Physalis angulata* L. (Solanaceae) em função de intensidade luminosa. **Leandra**, v. 13, p. 17-27, 1998.

VESTAL, P. A. Wood anatomy as na aid to classification and phylogeny. **Chronica botanica**, v. 6, p. 53-54, 1940.

VIEIRA, R. C. Estrutura do caule de *Bauhinia radiata* Vell em diferentes ambientes. **Revista brasileira de biologia**, v. 54, n. 2, p.293-310, 1994.

VOLKENBURGH, E. C. V. Leaf expansion na integrating plant behaviou. **Plant cell and environment**, v. 22, p. 1463-1473, 1999.

WANDERLEY, M. DAS G. L.; SHEPHERD, G. J.; GUILIETTI, A. M; MELHEM, T. S.; BITTRICH, V. & KAMEYAMA, C. **Flora fanerogâmica do estado de São Paulo**. São Paulo: HUCITEC, 2002, p.1989-207.

WERKER, E. & FAHN, A. Some ecological trends in vessel characteres. **IAWA bulletin n. s.**, v. 4, n. 2-3, p. 141-159, 1983.

WHEELER, E. A. & BASS, P. A survey of the fossil record for dicotyledonous wood and its significance for evolutionary and ecological wood anatomy. **IAWA bulletin n. s.**, v. 12, p. 275-332, 1991.

WILKINS, A. P. & PAPASSOTIRIOU, S. Wood anatomical of *Acacia melanoxylon* in relation to latitude. **IAWA bulletin n. s.**, v. 10, n. 2, p. 201-207, 1989.

YER, H. & VARNER, J. E. Tissue-specific expression of cell wall proteins in developing soybean tissues. **The plant cell**, v. 3, p. 23-37, 1991.