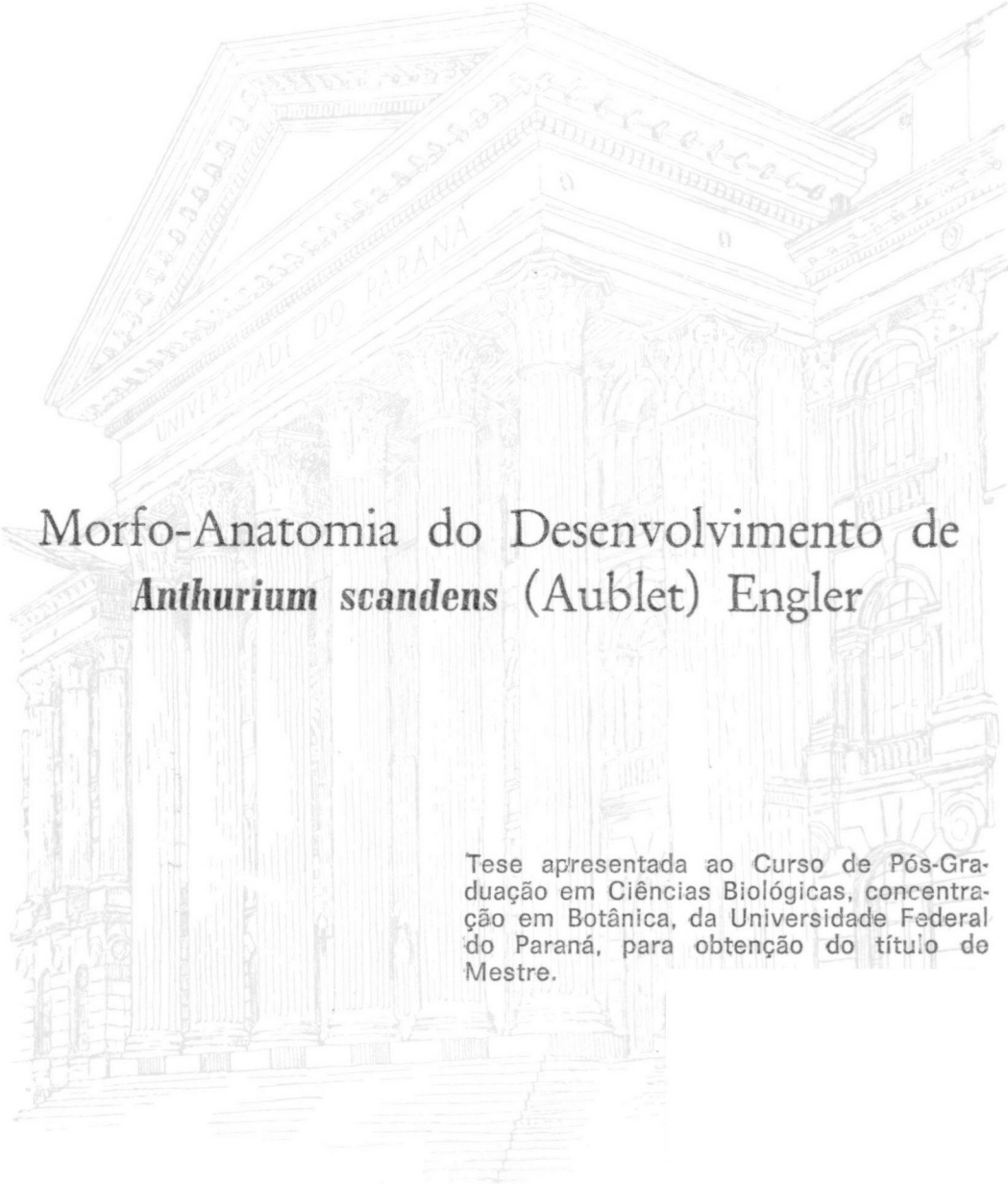


SILVIA R. POLLATO GOMES



Morfo-Anatomia do Desenvolvimento de
Anthurium scandens (Aublet) Engler

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, concentração em Botânica, da Universidade Federal do Paraná, para obtenção do título de Mestre.

CURITIBA

1990

SILVIA R. POLLATO GOMES

Morfo-Anatomia do Desenvolvimento de
Anthurium scandens (Aublet) Engler

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, concentração em Botânica, da Universidade Federal do Paraná, para obtenção do título de Mestre.

CURITIBA
1990



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
SETOR DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BOTÂNICA

TÍTULO: Mestre em Ciências Biológicas, área de Botânica.

TESE: " Morfo-Anatomia do Desenvolvimento de Anthurium scandens (Aublet.) Engler."

CANDIDATA: SILVIA REGINA POLLATO GOMES

COMISSÃO EXAMINADORA:

Professor Doutor Luiz Antonio de Souza
Professora Doutora Berta Lange de Morretes
Professora Yoshico Saito Kumiyoshi

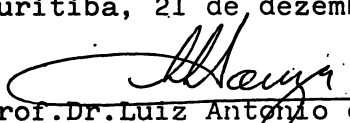
PARECER:

A Comissão Examinadora reunida nesta data, nas dependências do Setor de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, após exame e julgamento da Tese é de Parecer que constitui um trabalho científico e recomenda a sua publicação após as correções sugeridas.

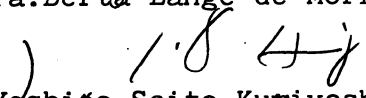
APROVA A TESE COM O GRAU B.

A Candidata tem 60 (sessenta) dias para as correções propostas pela Comissão, para que se possa dar continuidade ao processo.

Curitiba, 21 de dezembro de 1990


Prof. Dr. Luiz Antonio de Souza


Profa. Dra. Berta Lange de Morretes


Profa. Yoshico Saito Kumiyoshi

A meu marido Carlos e a
meu filho Henrique
dedico este trabalho.

HOMENAGEM PÓSTUMA

Ao Prof.Dr. Ralph J.G. Hertel que propôs o tema aqui desenvolvido e me orientou no início da tese.

À Prof. Maria Miranda Schoemberg que foi co-orientadora e muito contribuiu no desenrolar do trabalho

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Luiz Antonio Souza pela orientação cuidadosa e dedicada com que me acompanhou.

Ao Coordenador do curso de Pós-Graduação em Botânica da Universidade Federal do Paraná Prof. Dr. Armando Carlos Cervi pelo constante apoio e amizade com que sempre me distinguiu.

Ao Prof. Dr. Hermes Moreira Filho pelo incentivo e confiança demonstrados .

Aos professores do curso de Pós-Graduação cujo apoio e auxílio nunca me foi negado.

Aos companheiros Acra, Liliana, Raquel e Thelma, amigos queridos com quem tive o prazer de conviver, pela amizade, estímulos e sugestões.

A Mercy e Cleuza pelo auxílio na execução do laminário e pelas sugestões valiosas.

Aos funcionários da Universidade Federal do Paraná, em especial à Dona Onéia Dias de Souza, secretária do Curso de Pós- Graduação em Bôtanica, pela dedicação dispensada.

Aos meus pais, sogros, irmãs e cunhados pelo carinho que me permitiu prosseguir.

Aos amigos do Bagozzi na pessoa da Prof. Hildegard Sondhal pelo incentivo e interesse demonstrados.

Ao Pe Ciríaco Bandinu pelo auxílio na tradução do latim e pela amizade que me dedica.

Ao Prof. José Rosa pelo estímulo valioso no início da minha carreira, que me levou ao estudo da Botânica.

Ao Dalton pelo auxílio com os desenhos.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela ajuda concedida, através de bolsa, durante o transcorrer da pesquisa.

À todos aqueles que direta ou indiretamente, contribuíram para a execução deste trabalho, meu muito obrigada.

SUMÁRIO

RESUMO	x
INTRODUÇÃO	1
INFORMAÇÕES GERAIS SOBRE A ESPÉCIE	2
1. POSIÇÃO SISTEMÁTICA.....	3
2. SINONÍMIA	4
3. IMPORTÂNCIA DA ESPÉCIE.....	6
4. NÚMERO DE CROMOSSOMOS	6
5. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA.....	7
6. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	8
<u>MATERIAL E MÉTODOS</u>	15
1. COLETA E IDENTIFICAÇÃO.....	15
2. OBTENÇÃO DE FLÂNTULAS	15
3. ANÁLISE ANATÔMICA.....	16
3.1 Confecção de lâminas	16
3.2 Diafanização de folhas	17
3.3 Testes histoquímicos.....	17
3.4 Documentação.....	18
3.5 Terminologia empregada.....	18
<u>RESULTADOS</u>	19
1. SEMENTE.....	19
1.1 Morfologia.....	19
1.2 Estrutura.....	19
1.2.1 Tegumento.....	19

1.2.2	Endosperma.....	20
1.2.3	Embrião.....	21
2.	PULAFITON.....	22
2.1	Morfologia.....	22
2.2	Raiz Primária.....	22
2.2.1	Estrutura.....	23
2.3	Raiz Caulógena.....	23
2.3.1	Estrutura.....	24
2.4	Caule	25
2.4.1	Estrutura	25
2.5	Protofilos	26
2.5.1	Venação.....	26
2.5.2	Estrutura	27
2.5.2.1	Bainha Foliar	27
2.5.3	Pecíolo	28
2.5.4	Lâmina Foliar.....	28
3.	TIROFITON	30
3.1	Caule.....	30
3.1.1	Morfologia	30
3.1.2	Estrutura	31
3.2	Filoma	31
3.2.1	Amicofilo	31
3.2.1.1	Morfologia.....	32
3.2.1.2	Estrutura.....	32
3.2.2	Nomofilo.....	32
3.2.2.1	Morfologia	32
3.2.2.2	Venação	33
3.2.2.3	Estrutura	33
	<u>DISCUSSÃO</u>	35
	<u>CONCLUSÕES</u>	53

ANEXOS.....:	54
GLOSSÁRIO.....	80
SUMMARY.....	81
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	82

RESUMO

O presente trabalho é o resultado da análise morfo-anatômica de *Anthurium scandens* (Aublet) Engler, uma espécie epifítica e heliófila. Visa contribuir para o conhecimento de mais uma espécie nativa da flora litorânea do Estado do Paraná. Foram identificados e investigados o embrião, pulafiton (plântula) e o início da fase tirofiton até a implantação da folha típica do vegetal adulto, denominada nomofilo. Em cada biofase foram descritos os tipos caulinares e foliares, com sua venação. A semente é albuminosa e encerra embrião monocotiledonar vascularizado por feixe procambial curvo, que, ao percorrer o córculo, deixa o epicótilo aparentemente em posição lateral. A plântula é criptocotiledonar, e seu cotilédone tem função suctorial. A fase de pulafiton é caracterizada por ter caule monopodial e apresentar apenas protofilo. O desenvolvimento da raiz primária, com estrutura diarca, ocorre neste estágio, sendo precocemente destruída; as raízes que permanecem são caulógenas e diarcas ou poliarcas. Na fase de tirofiton ocorre alteração do caule que passa de monopodial para simpodial e observam-se dois tipos foliares, o amiciofilo e o nomofilo. Os protofilos apresentam complexos estomáticos perígenos e mesoperígenos. A diferenciação completa do mesofilo heterogêneo só ocorre no protofilo de sétima ordem.

INTRODUÇÃO

O Estado do Paraná apresenta-se com extensão litorânea proporcionalmente pequena em relação ao restante de seu território, sendo que a faixa que vai da Serra do Mar à orla propriamente dita encontra-se ainda com boa cobertura vegetal. As matas aí são pouco densas, de árvores de médio e pequeno porte e com estrato herbáceo pobre em espécimes, crescendo em solo arenoso, recoberto por sarapoeira de pequena espessura.

A família Araceae, freqüente entre a vegetação epifítica tropical e subtropical, está bem representada em nosso Estado. Esta família que é constituída por cerca de 500 gêneros e 2000 espécies (LAWRENCE, 1951; JOLY, 1975; BOGNER, 1978), é considerada um grupo natural, embora apresente entre seus membros grandes variações morfo-anatômicas (HOTTA, 1971; EYDE, NICOLSON, SHERWIN, 1967). Esta variabilidade faz com que características francamente evoluídas convivam com outras absolutamente primitivas (HOTTA, 1971) formando, por isto, um interessante campo para estudos morfo-anatômicos.

Anthurium scandens (Aublet) Engler é a mais comum e largamente distribuída das espécies do gênero *Anthurium* ocorrendo por todas as Américas do Sul e Central e Índia Ocidental (SHEFFER, THEOBALD, KAMEMOTO, 1980).

Raramente cultivada, observa-se que o habitat natural de *Anthurium scandens* no Estado do Paraná vem sofrendo as conseqüências do avanço imobiliário nos remanescentes de mata do litoral. A continuar este processo, e não se notam sinais de recuo, muito se perderá no conhecimento das espécies nativas, tanto em variabilidade quanto do ponto de vista estrutural. Por isto, urge estudos que elucidem um maior número de aspectos da vegetação local. Paralelamente a este fato, é interessante contrapor a terminologia morfológica tradicional àquela desenvolvida pelo Professor R.J.G.HERTEL (1959, 1968, 1974, 1980). Para tanto, faz-se necessário acompanhar o desenvolvimento do vegetal desde a semente madura até a fase de implantação da folha típica do vegetal adulto, discutindo as diferenças terminológicas constatadas.

Desta forma, o presente trabalho objetiva a análise morfo-anatômica do desenvolvimento de *Anthurium scandens*, procurando contribuir para o conhecimento de mais uma espécie nativa litorânea do Estado do Paraná.

INFORMAÇÕES GERAIS SOBRE A ESPÉCIE

De hábito epifítico escandente, *Anthurium scandens* é uma espécie heliófila, ocorrendo na borda de capões ou matas pouco densas, à margem das estradas ou nos ramos mais altos do primeiro estrato.

Sua folhagem é pouco densa, verde-escura e brilhante, formando touceiras nos ramos do vegetal suporte.

Sua inflorescência é discreta com espata e espádice de coloração verde-clara, florescendo durante todo o ano.

Sua fase de frutificação é atrativa e apresenta a infrutescência com frutos pequenos e translúcidos, de coloração variando do branco ao lilás.

Suas sementes encontram no emaranhado de raízes da planta-mãe ótimo substrato para sua germinação, sendo possível encontrar lado a lado plântulas em vários graus de desenvolvimento. É comum encontrá-las isoladas da planta-mãe, emitindo suas raízes entre o córtex do vegetal suporte e os musgos que o recobrem.

1. POSIÇÃO SISTEMÁTICA

A descrição específica de *Anthurium scandens* foi feita por ENGLER na obra de Martius (1878) e teve como basônimo *Dracontium scandens*, descrita por AUBLET (1775) como " caule ad nodos villosu; folius lanceolatis".

O gênero *Anthurium* conta com cerca de 500 espécies (LAWRENCE, 1951 ;SHEFFER; KAMEMOTO, 1976 b, RENDLER, 1930; JOLY, 1975).

De acordo com o sistema adotado por WETTSTEIN (1944), EMBERGER (1960), ENGLER (1964) , LAWRENCE (1965), JOLY (1975), BOGNER (1978), o gênero *Anthurium* pertence a:

Ordem Arales

Família Araceae

Subfamília Pothoideae

Tribo Anthurieae

Gênero *Anthurium*

Posição infragenérica de *Anthurium* é

Secção Tetraspermium

Espécie *Anthurium scandens*

SHEFFER; THEOBALD; KAMEMOTO (1980) propuseram duas subespécies:

Anthurium scandens ssp *scandens*

Anthurium scandens ssp *pusillum*

2. SINONÍMIA

Os sinônimos de *A. scandens*, citados por SHEFFER; THEOBALD; KAMEMOTO (1980), são os que se seguem:

Dracontium scandens Aublet, Hist.Pl. Gui.Franc., v.2, p.836, 1775.

Pothos violaceae Swartz, Prodr., v.32, 1788.

Dracontium repens Descourtilz, Fl.Antill., v.7, t.499, 1829.

Anthurium violaceum Schott, Melet.,v.22, 1832.

Anthurium violaceum forma *latifolia* Kunth, Enum.Pl., v.3, p.38, 1841.

Anthurium violaceum forma *angustifolia* Kunth, Enum.Pl., v.3, p. 68, 1841.

Anthurium leucocarpum Schott, Oesterr.Bot. Wochenbl.,
v.7, p.53, 1857.

Anthurium dolosum Schott, Oesterr.Bot.Z., v.8,
p.179,1858.

Anthurium rigidulum Schott, Oesterr.Bot.Z., v.8, p.
180, 1858.

Anthurium virgosum Schott, Oesterr.Bot.Z., v.9, p.100,
1859.

Anthurium scandens var. *violaceum* Engler,
Mart.Fl.Bras., v.3, p. 78-79, 1878.

Anthurium scandens var. *dolosum* Engler, Mart. Fl.Bras.,
v.3,p.78, 1878.

Anthurium scandens var. *leucocarpum* Engler, Mart.
Fl.Bras., v.3, p.79, 1878.

Anthurium scandens var. *virgosum* Engler, Mart.Fl.Bras.,
v.3, p.79, 1878.

Anthurium scandens forma *angustifolia* Engler,
Bot.Jahrb.Syst., v.25, p.355, 1898.

Anthurium scandens var. *ovalifolium* Engler,
Bot.Jahrb.Syst., v.25, p.357, 1898.

Anthurium scandens var. *sodiroi* Engler,
Bot.Jahrb.Syst., v.25, p.357, 1898.

Anthurium micranthum K.Krause,
Notizbl.Bot.Gart.Berlin, v.6, p.113, 1914 ¹.

Anthurium scandens var. *latifolium* K. Krause,
Notizbl.Bot.Gart. Berlin-Dahlem, v.11, p. 606, 1932.

1. *Anthurium micranthum* como sinonimo de *Anthurium scandens*, proposto por Mayo, em trabalho inédito.

3. IMPORTÂNCIA DA ESPÉCIE

Espécimes de *A. scandens* são ocasionalmente cultivados pela atratividade de seus frutos, os quais podem inclusive ser comestíveis (SHEFFER, THEOBALD, KAMEMOTO, 1980), apesar da ocorrência freqüente de cristais (drusas e ráfides) no mesocarpo carnosos.

Antigamente seu caule resistente foi utilizado em cordaria para obras trançadas e amarrilhos na construção de casas rurais (CORREA, 1926) e ainda para cestaria (SHEFFER; THEOBALD; KAMEMOTO, 1980).

Este vegetal é muito visitado por formigas que realizam sua polinização (CAMPBELL, 1900) e a posição de seu fruto, na maturidade preso por duas tiras ao perianto, facilita a visita de pássaros que o apreciam como alimento.

4. NÚMERO DE CROMOSSOMOS

O número diplóide de cromossomos de *Anthurium scandens* é registrado com valor igual a $2n = 24$, apresentando poliploidia de $2n = 48$ (SHEFFER ; KAMEMOTO, 1976a e b).

5. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

ENGLER(1878) localiza esta espécie como dispersa ao longo da América Continental, desde a América Tropical e India Continental até as Províncias do Rio de Janeiro e São Paulo.

BARROSO (1959/61) indica a ocorrência nos Estados da Bahia, Ceará, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo.

SHEFFER, THEOBALD & KAMEMOTO (1980) apontam ocorrência desta espécie na Bahia e em Santa Catarina.

MAYO , em trabalho inédito, registrou coletas nos Estados de Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Paraná, Pernambuco, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo.

No Estado do Paraná ocorrem espécimes na zona litorânea como epífitas em árvores de grande porte ou em galhos baixos de árvores da faixa periférica da mata.

A vegetação nestes locais enquadra-se como mata pluvial-tropical do litoral (MAAK, 1968) e da Serra do Mar, "rica em epífitas, lianas e Palmaceae, entremeadas por matas secundárias com cultura de banana e canaviais".

6. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Os estudos para a espécie *Anthurium scandens* (Aublet) Engler tiveram início a partir da descrição feita por AUBLET (1775), onde em sua obra "Histoire des Plantes de la Guiane Françoise" propõe uma nova espécie, *Dracontium scandens*: "caule ad nodos villosus; folius lanceolatis".

ENGLER(1878) descreveu *Anthurium scandens* (Aublet) Engler, tendo como basônimo *Dracontium scandens* Aublet e apresentou como sinônimos: *Dracontium repens* Descourt; *Pothos violacea* Swartz; *Anthurium violaceum* Schott; *Anthurium leucocarpum* Schott; *Anthurium dolosum* Schott; *Anthurium violaceum* f. *angustifolia* Kunth; *Anthurium virgosum* Schott. O autor estabelece ainda para a espécie, quatro variedades, sendo elas: var. *violaceum*; var. *virgosum*; var. *leucocarpum*; var. *dolosum*.

Seus trabalhos posteriores (ENGLER 1879, 1905 e 1964) são ricos em detalhes anatômicos na família Araceae e em especial para a espécie *Anthurium scandens*.

ITO (1942) analisou o cariótipo da família e, entre outras espécies, *Anthurium andreanum* Linden e *A. scherzerianum* Schott.

REITZ (1957) fez um levantamento de espécies de Araceae ocorrentes no Estado de Santa Catarina, entre as quais consta *A. scandens* (Aublet) Engler.

BARROSO (1957/1961) indicou para o Brasil variedades de *Anthurium scandens*, como *violaceum* (Swartz) Engler para o Rio de Janeiro e Santa Catarina; var. *leucocarpum* (Schott) Engler para o Rio de Janeiro, São Paulo e Ceará e a var. *virgosum* para o Rio de Janeiro, Bahia e São Paulo.

SHEFFER ; KAMEMOTO (1976 a) analisaram a compatibilidade de cruzamentos de espécies do gênero *Anthurium*, constatando que embora a hibridação seja freqüente em outras espécies, isto é muito raro em *A. scandens* .

SHEFFER ; KAMEMOTO (1976 b) verificaram também o número de cromossomos em plantas do gênero *Anthurium* constatando poliploidia em *Anthurium scandens* (Aublet) Engler.

BOGNER (1978) faz uma revisão da posição dos géneros dentro da família Araceae, baseando-se nos trabalhos de Engler.

CROAT ; BUNTING (1978) propuseram uma padronização para as descrições botânicas no gênero *Anthurium*, sugerindo terminologia nova para a nervação foliar e uma seqüência na descrição do gênero, de importância para a sistemática do gênero.

SHEFFER; THEOBALD; KAMEMOTO (1980) consideraram como sinônimos de *Anthurium scandens* (Aublet) Engler, além dos oito táxons já sinonimizados por ENGLER (1878), os seguintes: *Anthurium violaceum* f. *latifolia* Kunth; *Anthurium rigidulum* Schott; *Anthurium scandens* var. *violaceum* Engler; *Anthurium scandens* f. *angustifolia* Engler; *Anthurium scandens* var. *ovalifolium* Krause; *Anthurium scandens* var. *dolosum* Engler; *Anthurium scandens* var. *leucocarpum* Engler; *Anthurium scandens* var. *virgosum* Engler; *Anthurium scandens* var. *sodiroyi* Engler e *Anthurium scandens* var. *laetifolium* Krause. Os autores estabeleceram ainda duas subespécies, sendo a subespécie típica e *A. scandens* ssp *pusillum*, separadas pelo tamanho da folha e da inflorescência e pelo número de flores por inflorescência.

NICOLSON (1982) publicou uma atualização da classificação de Engler para a família Araceae. Este trabalho estendeu-se até nível genérico e não propôs alterações para *Anthurium*.

SARGANT (1903) estabeleceu relações filogenéticas entre os vegetais em seu estudo sobre a origem das monocotiledôneas, baseando-se na estrutura de suas plântulas. No gênero, estudou plântulas de *Anthurium bakerianum* inferindo que este vegetal seria mais primitivo que *Arum* e *Arisaema* e mais evoluído que os gêneros de Liliaceae.

HILL (1906) fez um estudo comparativo entre espécies geófilas de *Peperomia* com outras monocotiledôneas, incluindo em seu trabalho *Arum maculatum* L. e *Arisaema dracontium*. Este autor provou através de estudos da vascularização que a chamada primeira folha da plântula de *Peperomia* é, na verdade, um cotilédone que se libertou da semente, enquanto que o outro cotilédone ali permaneceu. Traçou ainda um paralelo entre o gênero *Peperomia* e *Arum maculatum* L. e *Arisaema dracontium* onde o mesmo fenômeno ocorreria.

COULTNER ; LAND (1914) estabeleceram que a presença de um único cotilédone em monocotiledônea é resultado da fusão de dois ou mais dos cotilédones originais.

Van Thieghem (1867), citado por CHRYSLER (1904) fez os primeiros trabalhos significativos dentro da família, tendo estudado os gêneros *Zantedeschia*, *Alocasia* e *Aglaonema*.

BACHMANN (1880) investigou a presença de lenticelas nas folhas, genículo e pecíolo de algumas espécies, dentre as quais *Anthurium scherzerianum* Schott e *A. longifolium*.

Lubbock (1892), citado por BOYD (1932), estudando plântulas, analisou o processo de germinação de espécies de *Anthurium*.

CAMPBELL (1900) fez um estudo em embriologia em vários vegetais, entre os quais *Anthurium violaceum* var. *leucocarpum* (Shott) Engler

CAMPBELL (1903) publicou um trabalho sobre as espécies *Aglaonema commutatum* Schott e *Spathicarpa sagittaeifolia* Schott, incluindo estudos sobre o desenvolvimento do embrião.

SCOTT ; SARGANT (1898) estudaram o desenvolvimento de *Arum maculatum* L., a partir do estágio de semente, fazendo referências ao desenvolvimento a partir de estruturas vegetativas.

CHRYSLER (1904) fez um estudo comparativo do desenvolvimento do cilindro central de 13 gêneros de Araceae, onde investigou *Acorus calamus* e *Anthurium acaule*, gêneros pertencentes à subfamília Pothoideae.

GENTNER (1905) pesquisou o apêndice precursor na família, bem como os mecanismos de eliminação de água pela folha de Araceae.

Gatin (1921) citado por BOYD (1932) estudou o embrião e os processos germinativos das Araceae.

SOLEREDER ; MEYER (1928) apresentou estudos morfo-anatômicos de espécies da família Araceae.

BOYD (1932) descreveu o processo germinativo e a morfologia de plântulas de monocotiledôneas, examinando neste trabalho espécies de Araceae, pertencentes aos gêneros *Arisaema*, *Arum*, *Richardia* e *Anthurium*.

CHEADLE (1942) analisou a vascularização de espécies dentro da família Araceae.

CHEADLE (1953) completou os estudos anteriores, ampliando sua área de abrangência para 7 gêneros da família.

BLOCH (1944) estudou o desenvolvimento e a diferenciação em meristema de *Monstera deliciosa*.

BLOCH (1946) acompanhou o desenvolvimento dos tricosclereídeos em raízes aéreas de *Monstera deliciosa*.

SINNOTT ; BLOCH (1946) estabeleceram diferenças estruturais em raízes aéreas de *Monstera deliciosa*.

WEBBER (1960) investigou a estrutura da epiderme e o complexo estomático de algumas espécies de Araceae.

HOTTA (1964) estudou as plantas jovens do gênero *Arisaema*.

STEBBINS; KHUSH (1961) pesquisaram a semente, a germinação e a plântula de *Colocasia esculenta* (Araceae)

Dunn, Sharma ; Campbell (1965), citados por PALIWAL (1969), estabeleceram padrões para estômatos de monocotiledôneas e de dicotiledôneas.

PANT ; KIDWAY (1966) fizeram estudo ontogenético das folhas e dos estômatos em espécies de *Pandanales* e de *Spathiflorae*.

BLANC (1977) estudou o crescimento simpodial de *Anthurium scandens* (Aublet) Engler e *Philodendron fenzi*.

RAY (1986) investigou morfológicamente os tipos caulinares em Araceae.

RAY (1987) estudou os tipos foliares na família, propondo para eles uma nova classificação.

PALIWAŁ (1969) pesquisou a estrutura da epiderme, com ênfase aos complexos estomáticos de monocotiledôneas, incluindo espécies dos gêneros *Pothos* e *Diffembachia*.

HOTTA (1971) , em estudo bastante abrangente, fez a morfo-anatomia dos gêneros de Araceae subtropicais ocorrentes no Japão, estabelecendo ainda correlações filogenéticas.

FRENCH ; TOMLINSON (1981 a) estudaram os padrões de vascularização no caule de membros da subfamília Pothoideae, incluindo o gênero *Anthurium*.

FRENCH ; TOMLINSON (1981 b) estenderam seus estudos para membros da subfamília Monsteroideae.

EYDE, NICOLSON ; SHERWIN (1967) registraram a anatomia floral de 23 espécies de Araceae, distribuídas pelas seis subfamílias, e entre as Pothoideae, os autores examinaram os gêneros *Pothos*, *Pothoideum*, *Anadendrum*, *Epidendrum* e *Gymnostachis*.

CROAT ; BAKER (1979) fizeram estudos referentes a biologia floral no gênero *Anthurium* ocorrentes na Costa Rica.

CROAT (1980) realizou estudo de biologia floral no gênero *Anthurium* onde constatou forte exsudação de humores adocicados que atraem visitantes, caracterizando a polinização como entomófila.

BARABÉ (1982) pesquisou a vascularização floral de *Symplocarpus foetidus*.

BARABÉ, LABRECQUE ; CHRÉTIEN (1984) registraram a vascularização da flor de *Anthurium Ihotzkyanum* Schott, constatando a ausência de feixe dorsal no carpelo.

BARABÉ ; LABRECQUE (1985) estudaram a vascularização de flor de *Orotium aquaticum* L.

FRENCH (1985 a) descreveu os padrões de espessamento da parede de endotécio de Pothoideae, incluindo *Anthurium* .

FRENCH (1985 b) amplia seus estudos para descrever o espessamento das paredes de endotécio de Monsteroideae.

BARABÉ ; CHRÉTIEN (1985 a) analisaram a anatomia floral do gênero *Spathicarpa sagittifolia* Schott.

BARABÉ ; CHRÉTIEN (1985 b) descreveram a anatomia floral do gênero *Monstera deliciosa*.

BARABÉ ; CHRÉTIEN (1986) registraram a vascularização floral de *Spathiphyllum wallissi* .

BARABÉ, FORGET ; CHRÉTIEN (1986) fizeram a vascularização do pistilo da flor de *Anchomaines difformis* Engler.

FRENCH (1986a) estudou os padrões de espessamento de endotécio de Colocasiodeae, Aroideae e Pistioideae.

FRENCH (1986 b) investigou os padrões de vascularização de estames em Araceae.

FRENCH (1987) pesquisou a estrutura do óvulo e os tricomas de ovário nas flores da família Araceae .

GRAYUM (1985) analisou as implicações filogenéticas e ecológicas da presença de reserva de amido no grão de pólen de algumas espécies da família Araceae.

BARABÉ, FORGET ; CHRÉTIEN (1987) publicaram trabalho sobre a organogênese das flores de *Simpllocarpus foetidus* L. (Nutt).

BARABÉ (1987) constatou a ausência de neotina na família Araceae.

MATERIAL E MÉTODOS

1. COLETA E IDENTIFICAÇÃO

Anthurium scandens (Aublet) Engler, objeto de estudo do presente trabalho, foi identificado por Dr. Simon Mayo do Royal Botanic Garden, Kew, Inglaterra. O material fértil coletado, utilizado na identificação, foi depositado no Herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal do Paraná (UPCB), sob números 13773 e 13774.

O material botânico da espécie *Anthurium scandens* (Aublet) Engler, que incluiu espécimes inteiros na fase de plântula a adultos com flores, frutos e sementes, foi coletado no Município de Morretes, Paraná, Brasil, junto ao Rio Sapitanduva e nas Estrada das Praias (PR- 408) no período compreendido entre agosto de 1985 e agosto de 1988.

Os espécimes foram observados e analisados morfológicamente em seu ambiente natural, sendo que alguns deles foram transportados para o laboratório, onde ficaram a temperatura ambiente, sob luz natural.

2. OBTENÇÃO DE PLÂNTULAS

As sementes postas a germinar foram coletadas em épocas diversas e de indivíduos diferentes. Serviram para completar as observações morfológicas de germinação e desenvolvimento da

1. O material enviado ao Dr. Simon Mayo foi identificado até espécie. Entretanto, de acordo com SHEFFER, THEOBALD, KAMEMOTO (1980), trata-se da subespécie típica.

plântula. Para obter a germinação foram utilizadas placas de Petri contendo papel de filtro ou areia umedecidos, deixado à temperatura ambiente. Após a germinação, as plântulas foram transportadas para substrato de xaxim ou mistura em proporções iguais de xaxim e terra. O desenvolvimento do vegetal foi acompanhado a partir do lucinamento até a implantação do caule simpodial, com a emissão dos primeiros nomofilos (folhas normais do vegetal adulto).

3. ANÁLISE ANATÔMICA

3.1 Confeccção de lâminas

A análise anatômica da semente e da plântula foi feita em cortes transversais e longitudinais contidos em lâminas semipermanentes e permanentes.

As lâminas semipermanentes foram confeccionadas com material fresco do vegetal. As seções foram obtidas com o auxílio de micrótomo de congelação ou lâmina de barbear e isopor, tratadas com hipoclorito de sódio a 50%, lavadas com água e coradas com safranina, azul de toluidina ou marrom Bismarck. As seções foram montadas com gelatina glicerinada ou glicerina 66% e lutadas com esmalte incolor

O estudo anatômico exigiu também seções seriadas para sua interpretação. Neste caso, foi confeccionado laminário permanente. O material foi fixado em álcool 70% (JENSEN, 1962) ou F.A.A. 50% (JOHANSEN, 1940 e JENSEN, 1962) e após completadas as séries alcoólica e xilóica, emblocado em parafina (JOHANSEN, 1940) e seccionado em micrótomo rotativo. As

fitas de parafina, contendo as seções de 10 micrômetros, foram depositadas sobre a lâmina contendo adesivo de Haupt (JOHANSEN, 1940), coradas com Safrablau. Este corante é preparado com 3 partes de safranina a 1% em álcool 96% e 7 partes de Azul de Astra a 1% em álcool 96% segundo técnica desenvolvida pelo laboratório de anatomia da Escola de Floresta da Universidade Federal do Paraná. Foi usada resina Entelan para a montagem de lamina permanente.

3.2 Diafanização de folhas

As folhas utilizadas para o padrão de venação foram clarificadas com hipoclorito de sódio 50%, lavadas em água corrente e coradas com safranina. Após isto, foram desidratadas nas séries de álcool e xilol.

3.3 Testes Histoquímicos

Os testes histoquímicos foram realizados em cortes feitos a mão livre, empregando-se corantes ou reagentes específicos: a lignina foi testada com floroglucina clorídrica (SASS, 1951); para a celulose, o marrom de Bismark e vermelho congo (JOHANSEN, 1940); para substâncias graxas, sudan IV (JENSEN, 1962); o floema foi corado com azul de anilina; para o amido, o lugol (ROTH, 1964) e finalmente, os cristais de cálcio foram tratados com ácido clorídrico 50% (STRASBURGER, 1911).

3.4 Documentação

A documentação constou de desenhos de estruturas macroscópicas, obtidos com o auxílio de microscópio estereoscópico binocular da marca Zeiss acoplado a câmara-clara. Os desenhos anatômicos foram feitos em microscópio binocular marca Olympus equipado com câmara clara, acompanhados de escalas obtidas dentro das mesmas condições ópticas.

3.5 Terminologia empregada

As descrições morfológicas seguiram, sempre que possível, as recomendações de CROAT; BUNTING (1980).

A terminologia empregada segue, em parte, a proposta de HERTEL (1980), sendo que cada termo foi justificado pela adição de discussão terminológica.

Para o estudo dos estômatos foi utilizada a proposta de COTTHEM (1970).

RESULTADOS

1 SEMENTE

1.1 Morfologia

No fruto maduro de *Anthurium scandens* a semente, que já se encontra apta a germinar, é de coloração branco-leitosa, de tamanho entre 2,0 - 2,5 mm e tem formato oblongo, com achatamento antero-posterior, sendo uma das faces plana e a outra levemente convexa. Na superfície do tegumento ocorrem estrias dispostas no sentido longitudinal (Figura 1).

A micrópila tem posição apical. O hilo situa-se no outro extremo da semente e conserva restos de funículo em uma depressão demarcada no tegumento (Figura 2).

1.2 Estrutura

1.2.1 Tegumento

A análise anatômica do tegumento da semente madura revela a presença de dois estratos celulares bem desenvolvidos. A camada externa, revestida por uma fina cutícula, é

constituída por células translúcidas de paredes delgadas. A camada interna apresenta células com forte espessamento lignificado em forma de U nas paredes anticlinais e periclinal interna. Entre estas duas camadas ocorrem eventualmente idioblastos com ráfides (Figura 3).

A seção longitudinal do tegumento na face lateral da semente mostra o estrato externo com células amplas e pouco cilíndricas; o interno apresenta células pequenas e de contorno quadrangular (Figuras 2, 3). Em corte transversal, as células da camada externa apresentam-se muito estreitas, prismáticas e em paliçada (Figura 4).

Nos pólos hilar e micropilar da semente, os dois estratos do tegumento, quando seccionados longitudinalmente, mostram alteração. As células da camada externa tornam-se mais estreitas e as do estrato interno sofrem alongamento radial (Figura 2).

Entre o tegumento e o tecido nutritivo ocorrem camadas de células muito comprimidas e revestidas externamente por cutícula (Figuras 3, 4).

1.2.2 Endosperma

O endosperma é parenquimático, formado por células aproximadamente isodiamétricas, de paredes delgadas. Sua reserva é de natureza lipídica.

É freqüente a presença de células cristalíferas dispersas por toda a massa endospermica. As drusas são observadas nas células que envolvem o embrião, enquanto as

ráfides ocorrem nos estratos endospermicos mais externos, próximos ao tegumento (Figuras 3, 4, 7, 8 e 9) .

1.2.3 Embrião

O embrião compõe-se de um córculo de coloração verde-clara e de um cotilédone de forma cônica, maciço, com o ápice afilado e a região basal parcialmente modificada em bainha (Figuras 5 e 6).

O eixo hipocótilo-radicular, de contorno arredondado, é composto anatomicamente por uma protoderme, meristema fundamental e um procâmbio que se dirige ao cotilédone (Figura 5) e ao epicótilo (Figuras 5 e 6).

O feixe procambial é curvo e ao percorrer o córculo deixa o epicótilo aparentemente em posição lateral.

A porção superior do cotilédone tem função suctorial e permanece encerrada na semente, envolta pelo endosperma e tegumento(Figura 7), mesmo depois da germinação. A epiderme cotiledonar é uniestratificada e desprovida de estômatos (Figuras 8 e 9). No cotilédone ocorre um único feixe procambial, oriundo do córculo (Figura 5,8 e 9); o ápice cotiledonar não é vascularizado (Figuras 5 e 7). O mesofilo é parenquimático e apresenta células poliédricas de dimensões variadas. Em posição subepidérmica, o mesofilo cotiledonar apresenta idioblastos que se caracterizam por suas dimensões e pela presença de ráfides (Figura 9). A porção basilar do cotilédone, sob a forma de bainha, envolve e protege o epicótilo (Figuras 5 e 6).

O epicótilo apresenta-se como uma pequena elevação no pólo caulinar, constituído estruturalmente por uma protoderme que recobre células densamente citoplasmáticas, de paredes delgadas e núcleos amplos. Nesta fase o epicótilo não apresenta qualquer indicio de desenvolvimento de primórdio foliar (Figura 6).

2. PULAFITON

2.1 Morfologia

A fase de pulafiton inicia-se com a germinação da semente. No início da germinação, aproximadamente 24 horas após começado o processo de embebição, ocorre o rompimento tegumentar com a protrusão do eixo hipocótilo-radicular (Figuras 10, 11 e 12). O único cotilédone permanece no interior da semente, caracterizando a plântula como criptocotiledonar (Figuras 13 a 18).

O eixo hipocótilo-radicular forma um espessamento e tem coloração verde-clara (Figura 17). Eventualmente, pode sofrer processo de alongamento antes (Figura 13) ou após (Figuras 17 e 19) a emissão do primeiro protofilo.

2.2 Raiz Primária

A raiz primária persiste durante algum tempo na planta jovem, podendo sofrer alongamento em razão da existência de uma região meristemática que permite a ela desenvolver-se alguns

centímetros (Figuras 13 e 19). Esta raiz desaparece quando surge o terceiro ou quarto protofilo.

2.2.1 Estrutura

A epiderme da raiz primária é uniestratificada (Figura 21) e apresenta pêlos absorventes que desaparecem já nas primeiras semanas.

As células exodérmicas exibem invaginações de natureza graxa nas paredes periclinais internas (Figura 21). O córtex é parenquimático, constituído de células poliédricas, de paredes delgadas e com reserva de amido (Figura 21). O limite interno do córtex é feito por uma endoderme caracterizada pela presença de estrias de Caspary (Figura 22).

O cilindro central apresenta periciclo unisseriado e parenquimático e tem organização diarca. Os tecidos vasculares são pouco desenvolvidos (Figuras 20, 22 e 23).

2.3 Raiz caulógena

As raízes caulógenas originam-se próximo ao hipocótilo (Figura 24) ou no primeiro entrenó do caule jovem, geralmente após a emissão do primeiro protofilo (Figura 25). Observam-se macroscopicamente reentrâncias nestas raízes que são características de raízes contráteis (Figura 18 e 25).

2.3.1 Estrutura

A seção transversal da raiz caulógena revela a presença de epiderme simples, de células de contorno tabular e de paredes muito delgadas. A parede celular periclinal interna das células epidérmicas apresentam pequenas invaginações de natureza lipídica (Figura 27). Quando a epiderme é rompida, esta parede celular permanece na raiz, revestindo a camada cortical mais externa, a exoderme, que também apresenta estas invaginações. O córtex além do tecido exodérmico, é constituído por parênquima (Figura 27), onde se observam idioblastos com drusas e uma endoderme típica (Figura 26). Em fase mais adiantada de desenvolvimento, algumas células endodérmicas sofrem espessamento parietal, mantendo duas ou mais células de passagem nos pólos protoxilemáticos (Figura 28). O cilindro central triarco é formado pelo periciclo que pode apresentar-se parcialmente esclerificado (Figura 28) e que envolve o xilema e o floema primários alternados. As células parenquimáticas que acompanham os elementos traqueais também se esclerificam em estágio mais avançado de desenvolvimento da raiz (Figura 28).

O exame da seção longitudinal da região contrátil da raiz caulógena revela que aí ocorre marcescência das células parenquimáticas (Figura 29). A seção transversal (Figura 30), confirma que apenas a região cortical é afetada, uma vez que o cilindro vascular está protegido por células esclerificadas do xilema, floema, periciclo e endoderme (Figura 30).

2.4 Caule

O caule da biofase pulafiton , após a emissão do primeiro protofilo, é monopodial e de coloração verde-clara. Nos entrenós é comum a emissão de raízes caulógenas.

À região caulinar (primeiro entrenó) pode ser curta (Figura 24 e 25) ou sofrer alongamento (Figura 31) Este entrenó alongado tem diâmetro muito menor que a raiz primária , sendo possível que a perda da raiz primária se dê por esta região. Sua coloração é a mesma do restante do vegetal nesta fase.

2.4.1 Estrutura

A epiderme é uniestratificada, glabra, não-estômatífera e revestida por estratos cuticulares.

O córtex caulinar tem células de contorno poliédrico, com poucos cloroplastos. As paredes são espessadas e ricas em celulose.

No terço inferior dessa região ocorrem dois feixes fibro-vasculares (Figura 32 e 36) e mais um será formado no seu terço superior (Figuras 33). Próximo à emissão do protofilo diferencia-se um quarto feixe do qual parte a primeira raiz caulógena (Figuras 34 e 35) .

A estrutura do entrenó subsequente revela a presença de vários feixes vasculares colaterais organizados ao redor da medula parenquimática (Figuras 37 e 38). A epiderme é simples e cuticularizada. O córtex é parenquimático e apresenta idioblastos dispersos com drusas. Sob a epiderme ocorre camada

descontínua de células diminutas de paredes delgadas (Figura 38).

2.5. Protófilos

Neste estágio de desenvolvimento pode ser reconhecido apenas um tipo foliar: o protófilo. O primeiro surge logo após a protrusão da raiz primária e, nos espécimes observados, constatou-se um total de sete deles. Apresentam bainha, pecíolo e lâmina foliar (Figuras 16, 18 e 31).

A bainha foliar é aberta, de coloração verde-clara e pequena em relação ao restante da folha, aproximadamente 1/5 do comprimento do pecíolo (Figura 31).

O pecíolo tem seção côncavo-convexa e a mesma coloração da bainha (Figuras de 47 a 53). No sétimo protófilo seu ápice modifica-se, formando um genículo de coloração mais clara e seção maior que o pecíolo.

A lâmina foliar tem textura membranosa nos primeiros protófilos, ficando de consistência cartácea após o quarto protófilo. O formato do limbo é pouco variável e é elíptico, de base levemente aguda e ápice afilado. A margem é íntegra e a lâmina é plana, e verde (Figura 58).

2.5.1 Venação

A venação é reticulada, podendo, ser enquadrada como camptódroma-broquidódroma (Figuras 58, 63, 68). As nervuras são de coloração verde, mais claras que o restante da lâmina.

No protofilo de primeira ordem ocorrem três nervuras primárias, sendo que a nervura central é de maior calibre que as laterais (Figura 58). Estas migram na lâmina em direção à margem, formando arcos. Ocorrem três ou quatro nervuras interprimárias. As nervuras são constituídas por apenas um feixe vascular (Figuras 59, 60, 64, 65, 69, 70, 74, 75, 79, 80, 84 e 85), envolvido por bainha de natureza parenquimática (Figura 55). Nos protofilos seguintes pode variar o número de nervuras interprimárias, mas as características gerais são semelhantes (Figuras 58, 63, 68, 73). A partir do quinto protofilo surgem outras duas nervuras primárias que vão percorrer o bordo foliar até o ápice da folha (Figuras 78, 83 e 88).

A nervura central do protofilo de sétima ordem diferencia-se da dos demais protofilos, por apresentar saliência na face adaxial da lâmina foliar e pela presença de vários feixes vasculares (Figuras 89 e 90).

2.5.2 Estrutura

2.5.2.1 Bainha foliar

A bainha apresenta uma epiderme unisseriada, desprovida de estômatos. Os estratos subcuticulares são espessos (Figura 46).

Sob a epiderme ocorre um parênquima, caracterizado em corte transversal por apresentar células poliédricas, com número reduzido de cloroplastos e paredes celulósicas delgadas. Neste parênquima podem ser observados idioblastos dispersos contendo drusas ou ráfides (Figura 46).

A vascularização da bainha foliar é feita por três feixes condutores, até o protofilo de sexta ordem (Figuras 39 a 44). O protofilo de sétima ordem apresenta maior número de feixes (Figura 45).

2.5.3 Pecíolo

A seção mediana do pecíolo revela anatomia similar àquela encontrada na bainha foliar (Figura 54). Nos quatro primeiros protofilos ocorrem três feixes vasculares (Figuras 47 a 50). A partir do quinto protofilo este número aumenta para cinco, até o máximo de nove feixes, verificados no protofilo de sétima ordem (Figuras 51 a 53). Os feixes vasculares dos protofilos são reduzidos e colaterais (Figura 54). A presença de fibras na face floemática só foi constatada nos feixes do protofilo de sétima ordem (Figura 53). O genículo presente no terço superior do sétimo protofilo mostra-se, em seção transversal, semelhante ao restante do pecíolo, mas desprovido de fibras no lado floemático (Figura 93).

2.5.4 Lâmina foliar

A lâmina foliar apresenta epidermes simples (Figuras 55, 56 e 57), estomatífera, com células poligonais, de dimensões variadas e paredes anticlinais retas ou levemente sinuosas (Figuras 61, 62, 66, 67, 71, 72, 76, 77, 81, 82, 86, 87, 91 e 92).

Na epiderme abaxial ocorrem complexos estomáticos tetracíticos dispersos por toda a superfície foliar (Figuras

62, 67, 72, 77, 82, 87 e 92), caracterizados por apresentarem duas, eventualmente quatro, células anexas paralelas ao estômato e duas outras localizadas no pólo estomático. Os estratos subcuticulares são espessos e estriados. Sobre a nervura principal as células epidérmicas da face abaxial podem apresentar-se menores que as das regiões vizinhas (Figura 56), onde se verifica pequena elevação desta nervura, principalmente no terço basal da lâmina foliar (Figura 59).

A epiderme adaxial tem células relativamente maiores que as da outra face (Figuras 55, 56 e 57). Os complexos estomáticos, também tetracíticos, são raros e restringem-se principalmente ao terço externo do limbo (Figuras 61 e 76).

Os complexos estomáticos da lâmina dos protofilos são quanto a origem, perígenos (Figuras 102 a 104) ou mesoperígenos (Figuras 107 a 111). Observa-se em alguns complexos estomáticos, após diferenciação, a ocorrência de modificação estrutural, em virtude de sucessivas divisões anticlinais das células que rodeiam o estômato (Figuras 112 a 114).

Em seção transversal, é possível constatar a hipertrofia e suberificação das células vizinhas à câmara estomática que, por um lado invadem o mesofilo e, por outro, empurram as células-guarda para fora (Figura 117). Em nenhuma ocasião, entretanto, foi constatada a separação das células estomáticas que permanecem juntas.

O mesofilo dos três primeiros protofilos é homogêneo, constituído por um parênquima clorofiliano de células poliédricas, pouco alongadas tangencialmente e com diminutos

espaços intercelulares (Figura 55). Neste parênquima ocorrem idioblastos com drusas ou eventualmente com ráfides

A partir do quarto protofilo começa a delinear-se no mesofilo um parênquima lacunoso, em razão das células dos três estratos localizados mais abaxialmente apresentarem pequenos lóbulos de contato entre si e delimitarem espaços intercelulares maiores (Figura 56). A caracterização de um mesofilo heterogêneo com parênquima paliçádico- um estrato na face adaxial- e parênquima lacunoso, só se verifica no sétimo protofilo (Figura 57).

Os protofilos apresentam feixes vasculares envolvidos por bainha parenquimática clorofilada (Figuras 55 e 57). Observa-se na face floemática dos feixes a presença de fibras (Figuras 56, 59, 64, 74, 79, 84, 89). Estas células esclerenquimáticas podem eventualmente envolver todo o feixe vascular.

3- TIROFITON

Esta fase ontogenética é marcada por duas alterações morfológicas: o tipo caular, que passa a ser simpodial, e o surgimento de dois novos tipos foliares.

3.1 Caule

3.1.1- Morfologia

O caule mostra-se de coloração verde, com entrenós de comprimento muito variado. Esta biofase inicia-se com a

modificação da forma de crescimento do caule que passa de monopodial, como foi visto na fase anterior, à simpodial. Esta passagem caracteriza-se morfológicamente pelo surgimento de novos tipos foliares: o amiofilo e o nomofilo. O módulo caulinar é formado por um amiofilo seguido de um entrenó, um outro amiofilo e mais um entrenó que se encerra em um nomofilo.

3.1.2 Estrutura.

A seção transversal do caule do entrenó revela-o atactostélico (Figura 117).

A epiderme é glabra, não estomatífera e cuticularizada (Figura 118). Sob a epiderme ocorrem células relativamente grandes de paredes finas e que se dividem periclinalmente (Figura 118). O parênquima, com células de contorno poliédrico e paredes finas, é rico em idioblastos com drusas e ráfides. Os feixes colaterais podem estar isolados ou ligados entre si por um tecido esclerenquimático em forma de anel (Figura 117). Os feixes vasculares colaterais isolados apresentam fibras esclerenquimáticas.

3.2 - Filoma

3.2.1 Amiofilo

3.2.1.1 Morfologia

O amiciofilo é uma folha persistente de inserção amplexicaulinar. É uma folha séssil, de coloração verde-clara quando jovem, com venação reticulada. Seu mesofilo degenera rapidamente, restando a rede dos feixes vasculares que emprestam ao caule um aspecto característico. Esta folha tem função de proteção ao novo segmento caulinar e às folhas, que, ao se desenvolverem, provocam o seu rompimento.

3.2.1.2 Estrutura

As epidermes são uniestratificadas, cuticularizadas e desprovidas de estômatos. O mesofilo é homogêneo, parenquimático e suas células degeneram a partir daquelas situadas próximas à face adaxial da folha. Os feixes vasculares, numerosos (Figura 94) são envolvidos por bainha parenquimática (Figura 95).

3.2.2- Nomofilo

3.2.2.1 Morfologia

O nomofilo, que encerra nesta fase o segmento caulinar, apresenta bainha foliar aberta e pecíolo de comprimento variado. O ápice do pecíolo é modificado em genículo de coloração mais clara.

A lâmina foliar é cartácea, de coloração verde-escura. A margem é íntegra e o bordo liso, levemente voltado para a face

abaxial. Sua forma é elíptica, de ápice agudo, terminada em um mucro pequeno. A base também é aguda (Figura 100).

3.2.2.2 Venação

São muitos os feixes vasculares que penetram a lâmina foliar (Figura 100). As nervuras primárias são em número de cinco, de coloração verde-clara (Figura 100). A nervura central faz saliência em ambas as faces da lâmina foliar, sendo mais pronunciada na abaxial (Figura 101). As nervuras primárias laterais, em número de duas, apresentam encurvamentos leves e são ligadas à nervura principal pelas nervuras interprimárias, muito numerosas. As outras duas nervuras localizam-se próximas ao bordo foliar e se reúnem à nervura central no ápice da folha (Figura 100).

3.2.2.3 Estrutura

A bainha apresenta uma epiderme unisseriada sem estômatos, um parênquima de células com paredes finas. Os feixes vasculares colaterais ocorrem em grande número (Figuras 96 e 97).

O pecíolo apresenta-se semelhante anatomicamente ao observado no sétimo protofilo (Figura 98)

A lâmina foliar tem epiderme simples (Figura 117) com a face adaxial apresentando poucos estômatos. Os complexos estomáticos com alterações estruturais, como os observados nos protofilos, ocorrem em ambas as faces epidérmicas, mas em número menor na adaxial.

O mesofilo é heterogêneo, apresentando um único estrato de parênquima paliçádico e várias camadas de parênquima esponjoso. Neste parênquima ocorrem idioblastos com drusas. As nervuras de menor porte acham-se imersas no mesofilo e são envolvidas por bainha de fibras (Figura 117).

DISCUSSÃO

O estudo do desenvolvimento vegetal a partir da semente permite reconhecer a existência de diferenciações morfo-anatômicas relacionadas com a idade da planta, ou seja, com a fase ontogenética em que se encontra. A partir desta constatação HERTEL (1968) propõe um sistema para identificar as fases do ciclo de vida dos vegetais. Naturalmente, cada uma destas fases tem seus limites relativamente pouco definidos, inclusive em decorrência da própria fluência dos fenômenos vitais.

As fases propostas por HERTEL (1968) são córculo, pulafiton, tirofiton, ferofiton e senofiton. O termo córculo é empregado para caracterizar o embrião sem os cotilédones, ou seja, as partes de um vegetal incipiente que de fato sofrerão desenvolvimento e que irão originar o vegetal adulto. A fase de pulafiton refere-se à plântula a partir da germinação até o surgimento do primeiro nomofilo. A fase de tirofiton inicia-se com o vegetal emitindo seu primeiro nomofilo e vai até a implantação efetiva da floração. Na fase de ferofiton está o vegetal em estado fértil. Senofiton caracteriza a fase de declínio do vegetal, indo até sua morte.

O presente trabalho abrange as três primeiras biofases de *Anthurium scandens*, ou seja, córculo, pulafiton e tirofiton. Assim sendo, a semente constitui um primeiro ponto a ser considerado, como sede que é, do novo vegetal em sua forma embrionária.

Em relação a semente, ENGLER (1878) indica para o gênero *Anthurium* L. a presença de "integumento homoiomérico verrucoso".

A presença de verrugas em semente de *A. scandens*, não foi constatada anatomicamente e deve estar relacionada com a translucidez da camada externa do tegumento e com os espessamentos parietais de sua camada interna.

ENGLER (1905) cita dois tegumentos nas sementes de espécies do gênero: "o tegumento externo, por vezes provido de pequenas verrugas, porém sempre fino, e um tegumento interno fino, como ocorre em todas as Pothoideae": "Das äußere Integument ist bei *Anthurium* bisweilen mit kleinen Warzchen, jedoch immer dünn; das innere Integument ist bei allen dünn."

Em *A. scandens* o tegumento é formado por duas nítidas camadas, uma com células longas de paredes delicadas e outra com células aproximadamente cúbicas e que apresentam um forte espessamento em suas paredes radiais e tangenciais internas. Internamente a estes estratos ocorre uma fina camada de células comprimidas revestida por fina cutícula. Esta camada pode ser o tegumento interno que sofreu compressão, o que é um fenômeno comum entre os vegetais (EAMES, 1981).

PIJL (1966) relaciona o surgimento de tegumento com espessamento parietal a um fator evolutivo, segundo o qual é

tanto mais evoluída a semente quanto mais protegida estiver. Assim, o desaparecimento ou a destruição do tegumento interno é a implantação de uma camada espessada isolando o embrião de substâncias atrativas para predadores, presentes no tegumento externo e ou nas paredes do ovário, são aceitas como resultado de processo que procura proteger o embrião do ataque de animais.

EAMES; MACDANIELS (1947) afirmam que nas Araceae o tegumento mais externo é foriemente desenvolvido com camadas protetoras e o tegumento interno é não especializado.

BOYD(1932) e EAMES (1981) indicam gêneros com sementes albuminosas e exalbuminosas para a família Araceae. ENGLER(1905) relata a presença de tecido nutritivo que rodeia o cotilédone de *Anthurium* L., *Culcasia* Beauv , *Gymnostachys*, enquanto que em outros Pothoideae o embrião consome o tecido nutritivo antes da germinação.

SOUZA(1977) relata em espécimes de *Cassia cathartica* Mart. que as sementes jovens apresentam reservas de amido e óleo nos cotilédones e endosperma. Conforme avançam os processos de maturação, diminuem as reservas de amido, aumentando a quantidade de óleo. DU SABLON(1895), RALEIGH(1930) e CROCKER ; BARTON (1953), citados por SOUZA(1977), apresentam resultados semelhantes em outros vegetais. SARGANT (1903), BAKER;

BAKER(1979) e GRAYUM (1985) indicam a ocorrência de endosperma sem amido em *Anthurium* L..

As sementes maduras de *A. scandens* não apresentam reserva amilácea, ao passo que nas sementes jovens foi constatada pequena presença de amido. Após a germinação, as quantidades de óleo diminuem e o amido passa a ser a principal

substância de reserva. Estas observações na espécie em estudo coincidem com as constatações dos autores acima referidos.

SARGANT (1903), estudando *Anthurium bakerianum* e BOYD (1932), *A. scherzerianum*, identificam o ápice do cotilédone como tendo função suctorial. DI FULVIO (1983) reconhece um haustório na família Araceae e classifica-o como sendo do tipo endospermico primário. Na espécie estudada também o cotilédone é persistente no interior da semente mesmo após a germinação, com seu ápice localizado profundamente no endosperma, o que permite concordar com a observação de SARGANT (1903) e BOYD (1932) de que a região apical do cotilédone retém a função suctorial.

Observou-se a ocorrência de grande quantidade de células contendo cristais na região de contato entre o cotilédone e o endosperma, o que segundo ROTH (1977), pode estar relacionado com uma atividade metabólica muito intensa. ROTH (1977) inferiu ainda que a presença de ácido oxálico nos vegetais seria devido a necessidade de remoção de cálcio durante os períodos de crescimento

O termo córculo, recomendado por HERTEL (1968, 1974 e 1980), foi, segundo FONT QUER (1965), usado pela primeira vez por Cesalpini (1583), tendo sido traduzido como "coraçãozinho da semente". Ainda segundo aquele autor, Scopales (S.D.) usou o termo com o conceito que se segue: "Corculum est novae plantae est rostello radicante". Para FONT QUER (1965) córculo e embrião são sinônimos.

Neste trabalho, o uso do termo córculo designa o embrião sem os cotilédones, concordando com Scopale (s.d.), citado por FONT QUER (1965) e HERTEL (1968, 1974 e 1980).

Embora algumas monocotiledôneas tenham a plúmula terminal típica de dicotiledôneas, a grande maioria é descrita como apresentando plúmula lateral e o cotilédone em posição terminal (EAMES, 1981). Assim considera GATIN (1921), por exemplo, para *Karatas amazonica* e outras Bromeliaceae.

Sowéges (1954), citado por ESAU (1977), também interpreta o cotilédone como estrutura terminal. Ele considera as monocotiledôneas como sendo simpódios de ramos laterais, cada qual produzindo uma folha terminal e um meristema apical do ramo.

Outros autores como CUTTER (1971), ESAU (1977), ROTH (1980), EAMES (1981), reconhecem a falsa lateralidade da plúmula, atribuindo-a ao grande desenvolvimento do cotilédone único.

As teorias de origem e evolução das monocotiledôneas podem explicitar a lateralidade da plúmula. SARGANT (1903) e EAMES (1981) citam, embora criticando, a teoria segundo a qual as dicotiledôneas teriam surgido a partir da bipartição do cotilédone de uma monocotiledônea primitiva.

A outra teoria defende que a monocotiledonia seria derivada da fusão entre dois ou mais cotilédones ou da supressão de um deles ou ainda da perda de função de um dos cotilédones. A presença de todos os estágios de redução ou perda de função de um dos cotilédones entre as dicotiledôneas reforça esta segunda possibilidade. A perda do cotilédone é registrada em gêneros como *Cyclamen*, *Ranunculus*, *Corydalis* (EAMES, 1981). SARGANT (1903) usa os mesmos exemplos para apontar fusão de cotilédones.

A transformação de um dos cotilédones em órgão suctorial que permanece no interior da semente é citado para *Peperomia* (HILL, 1906; EAMES, 1981). Em *Trappa*, *Eranthis* e *Mammillaria* um dos cotilédones é menor que o outro (EAMES, 1981).

Por outro lado, algumas monocotiledôneas apresentam um segundo cotilédone em situações variadas, podendo estar reduzido a uma escama como em Gramineae (ROTH, 1976), em forma vestigial, como ocorre em Discoraceae e Commelinaceae (EAMES, 1981), ou ainda tê-lo tão desenvolvido a ponto de ser confundido com a primeira folha do vegetal. Em Araceae, este último caso está presente nos gêneros *Arum* e *Arisaema* (HILL, 1906) e em algumas Liliaceae- *Triticum* e *Paris* (EAMES, 1981).

Esta graduação de situações entre dicotiledôneas e monocotiledôneas permite concordar com os autores modernos sobre a origem da situação de monocotiledonia, assim como torna clara a falsa lateralidade da plúmula conforme defende ESAU (1953), CUTTER (1971) e EAMES (1981). O desaparecimento de um dos cotilédones, independente se por fusão ou por redução, ocasiona um grande desenvolvimento do cotilédone remanescente que cresce provocando uma curvatura do córculo e do feixe vascular que o percorre, empurrando a plúmula para uma posição de falsa lateralidade.

Agardh (1829-32), citado por SARGANT (1903), apresentou um sistema no qual coloca a família Araceae, juntamente com outras famílias (Liliaceae, Naiadeae, Palmae, Scitamineae), no grupo das Syncotiledones. Por este termo Agardh (1829-32) identificava embriões cujo cotilédone é resultante da fusão de um número variável de cotilédones. SARGANT (1903) adota o mesmo sistema com algumas modificações.

De fato, a família Araceae apresenta gêneros com grande quantidade de feixes próvasculares percorrendo o cotilédone. Segundo BOYD (1932) é possível agrupar-se os gêneros desta família, de acordo com o número de feixes no cotilédone, da seguinte forma: 5-7 para gêneros tuberosos; 9 para gêneros rizomatozos (*Ricardia*) e 1 para os epifíticos, como *Anthurium*. SARGANT (1903) descreve para *A. bakerianum* a presença de duplo feixe formando uma estrutura diarca no cotilédone. A ocorrência de um duplo feixe em *Anthurium* permitiu a SARGANT (1903) e HILL (1906) chegar a conclusão de que este gênero é mais primitivo que *Arum* e *Arisaema*, ocupando situação intermediária entre estes dois gêneros e as Liliaceae.

Em *A. scandens* foi constatada a presença de um único feixe vascular no cotilédone. Entretanto, esta informação isolada não nos permite inferir sobre a posição filogenética da espécie.

HILL (1906), estudando *Peperomia* (família Piperaceae, Dicotyledoneae), constata a progressiva alteração cotiledonar no sentido de que um cotilédone permanece no interior da semente como órgão suctorial, enquanto o outro diferencia-se formando aparentemente a primeira folha do vegetal. A partir desta constatação, o autor estuda *Arum* e *Arisaema* encontrando a mesma situação, que é comprovável pela posição do feixe vascular. Segundo HILL (1906) a emissão de dois feixes vasculares ao mesmo nível indica uma mesma origem e que, portanto, a primeira folha teria sido, na verdade, uma modificação do segundo cotilédone.

Em *A. scandens* o exame do eixo hipocótilo -radicular revela que o feixe vascular sofre bifurcação, sendo que uma das

partes dirige-se ao cotilédone e a outra aparentemente percorre a primeira folha. Um primeiro exame poderia sugerir que, à exemplo dos gêneros anteriormente citados, *A. scandens* teria o segundo cotilédone modificado de maneira a parecer a primeira folha. Entretanto, com o crescimento do vegetal, desenvolve-se o primeiro segmento que anteriormente era de tamanho reduzido. Com seu crescimento, separam-se os dois órgãos, o que nos remete a existência de um único cotilédone suctorial e de um protofilo bem definido.

Os estudos morfológicos anteriores têm reconhecido tipos foliares diferentes dentro da família Araceae. Os caracteres como forma de lâmina ou a nervação foliar são usados como caráter diagnóstico por HOTTA (1971), CROAT ; BUNTING (1978), e também no estabelecimento de correlações filogenéticas (HOTTA, 1971). Entretanto, a pouca delimitação dos termos empregados, aliada à falta de uma terminologia padronizada para diferenciação dos tipos foliares, suscita dúvidas, tanto motivadas pelo uso indevido, como pelo simples abandono de alguns dos termos.

ENGLER (1905), BOYD (1932), HOTTA (1971), BLANC (1977), CROAT ; BUNTING (1979), RAY (1986), apontam, dentro da família diferenças entre folhas reduzidas e folhas ditas "normais" do indivíduo adulto: os nomofilos.

HOTTA (1971) e RAY (1987) reconhecem estágios intermediários entre a primeira folha na plântula e as folhas características da fase adulta. FONT QUER (1965) emprega o termo "catafilo" para designar folhas que se situam entre os cotilédones e as folhas da fase adulta do vegetal.

BOYD (1932), HOTTA (1971), referem-se às folhas das plântulas simplesmente pela ordem de seu aparecimento no vegetal: "primeira folha, segunda folha ...", sem que lhes atribuam nomes especiais; outros autores as nomeiam dentro de uma seqüência ontogenética.

HERTEL (1980) adota o termo protofilo para indicar a primeira folha que surge na plântula e todas as subsequentes e transicionais entre a primeira e os nomofilos. Justifica seu uso na etimologia do termo, uma vez que o prefixo "proto", do grego, significa primeiro. Sua extensão às folhas subsequentes talvez não seja a mais indicada, uma vez que entre o protofilo e as folhas subsequentes podem haver diferenças morfológicas significativas. Neste trabalho, entretanto, mantêm-se a terminologia de HERTEL (1980) porque não se percebem diferenças morfo-anatômicas significativas entre o protofilo propriamente dito e as folhas subsequentes.

Outros autores, entretanto, não empregam um termo específico para este tipo foliar. Para FONT QUER (1985) o termo catafilo designa um tipo foliar que se encontra "em la sucession foliar de los tallos, las hojas inferiores, situados entre os cotilédones e os nomofilos y hojas propriamente dichas". Aproximadamente a mesma conceituação é dada por STRASBURGER *et al* (1974): "escamas incolores ou verdes, precedendo os nomofilos em algumas plântulas".

RAY (1987) chama de "protofilo" a primeira folha que surge e de mesofilo, as subsequentes, até a implantação do nomofilo. Entretanto, o termo mesofilo ("mesophyll") tem uso consagrado na literatura botânica, referindo-se à região do limbo compreendida entre as epidermes adaxial e abaxial da

folha, como a consideram FAHN (1967), CUTTER (1971), ESAU (1977), ROTH (1980), e, por isto pode ser considerado um termo inadequado.

Swartz (1971), citado por RAY (1987), qualifica prófílo como primeira folha no caule. Arber (1925) e Tomlinson (1970), citados por RAY (1987), adotam o termo para designar a primeira folha de um novo eixo qualquer, exceto aquela que suporta uma inflorescência. Neste caso, RAY (1987) prefere usar a palavra bractéola, uma subdivisão do prófílo. EAMES (1981) conceitua prófílo como folha pequena, reduzida, que nasce nas vizinhanças da base de um ramo lateral. FAHN (1967) e ESAU (1977), ROTH (1980) usam prófílo para designar apenas as primeiras folhas de um ramo lateral. FONT QUER (1965) emprega o termo para a primeira ou cada uma das duas primeiras folhas de um ramo lateral.

ALQUINI (1986) aceita o termo prófílo designando-o como estrutura de proteção de gemas laterais, diferenciando topograficamente o prófílo, que ocorre em partes aéreas do catafílo que surge em partes inferiores ou subterrâneas.

HERTEL (1980) conceitua prófílo como modalidade teleomática de folha destinada, em primeira linha, a envolver o ponto vegetativo (gema). Não faz entretanto, a restrição do uso do termo à gema lateral, admitindo seu emprego em gemas terminais de vegetais adultos ligadas a um período de repouso de duração variável como ocorre em *Cinamomum camphora*.

Diante destas considerações, neste trabalho, opta-se por adotar as recomendações de HERTEL (1980) quanto ao uso dos termos protofílo para a primeira folha da plântula e suas subseqüentes até a implantação do nomofílo. Quanto ao termo

prófilo é lhe dado aqui um outro sentido. De origem grega e correspondendo na língua alemã a "Voblat" que significa folha que vem antes, na frente, é reservado àquela que envolve o ponto vegetativo (gema), conforme uso atribuído por HERTEL (1980).

O termo "catafilo" adotado tanto por STRASBURGER et al (1974) como por FONT QUER (1965) que o usam com um sentido bastante elástico, abrangendo desde as folhas situadas entre o cotilédone e o nomofilo até aquelas que designam "las escamas de las gemas invernales, las pérulas" (FONT QUER, 1965) e ainda " rebrotos vegetativos, como escamas dos rizomas" (STRASBURGER et alii, 1974).

Conceituação de catafilo parecida havia sido aceita por HZN (1972) como se segue: " early leaf-form of a plant or shoot, as cotyledons, bud scales, rhizome scales, etc; ao citar HZN (1972) completa: but brown or hyaline scale leaves succeeding the cotyledons.

ESAU (1977) emprega a palavra catafilo "à folha inserida em níveis baixos de uma planta ou de um caule, como escamas de gemas ou rizomas".

VOGEL (1980) conceitua catafilo: "reduced or scale-like leaves which are present in certain seedlings on the lowest stem nodes and sometimes elsewhere on seedling stem".

HERTEL (1980) restringe o termo propondo a palavra catafilo para "modalidade de folha, quase sempre escamiforme, incluída na sequência ontogenética de um vegetal, ocorrendo exclusivamente nas regiões inferiores da planta". Neste sentido interpreta também ALQUINI (1986). DAHLGREN, CLIFFORD ; YEO (1985) dizem que "cataphylls are scale-like similar to the sheath of the foliage leaf. They may be present at the base of

the shoot and as the first leaves (scales) of lateral branches, specially those of inflorescence ".

RAY (1987) considera catafilo qualquer folha de lâmina reduzida com menos de 10% do comprimento normal e denomina folhas com comprimento entre 10 e 70% da normal como "folha reduzida". Subdivide em catafilo proléptico ou siléptico conforme esteja relacionado ou não a um estágio de repouso.

A não adoção do termo catafilo no presente estudo fundamenta-se no fato que tal termo aplica-se a folha escamiforme, localizada inferiormente no vegetal, o que não corresponde ao observado em *A. scandens*.

As folhas do vegetal na fase adulta são normalmente reunidas sob o termo geral "folha", que quer nos parecer, tem sentido mais abrangente que o desejável, visto poder-se encontrar, num mesmo vegetal adulto, além das folhas ditas normais, outras, como prófilos e catafilos, por exemplo, demonstrando assim, tratar-se apenas de mais um tipo foliar na ontogênese do vegetal. Também em outros idiomas estas diferenças nem sempre são levadas em consideração.

HOTTA (1971) e CROAT ; BUNTING (1978) usam "leaf" para designar a folha da fase adulta.

BLANC (1977) usa "feuille", embora especifique referir-se a folha completa, com bainha reduzida, pecíolo e lâmina foliar desenvolvida, indicando com isso que o termo não o satisfaz completamente.

RAY (1986, 1987) escreve que "leaves whose blades are not reduced will be called foliage leaves" que corresponde a "Laubblatt", usado por ENGLER (1905), HOLTUM (1955), KAPLAN (1970), TOMLINSON (1973)

BACHMANN (1880), por outro lado, usa o termo "Blattes" que corresponde simplesmente a folha.

Para designar as folhas normais do vegetal no estado adulto sugere-se o uso do vocábulo nomofilo acompanhando autores como EAMES (1981), ESAU (1977), HERTEL (1980) e FONT QUER (1965). Este vocábulo vem do grego e significa legítimo, normal, conforme a lei.

A estrutura foliar que protege todo o ápice caulinar na família Araceae é denominada de catafilo por ser uma folha reduzida e incompleta. RAY (1987) propõe em lugar de catafilo, o termo mesofilo, já discutido anteriormente. Embora o termo prófilo possa, aparentemente, enquadrar também esta estrutura, o fato de não estar relacionada a um período de repouso faz com que seu uso seja desaconselhado. Aceita-se por essas razões, o termo amiciofilo proposto por SCHOENBERG ; MARTINEZ (1985). De origem latina, "amicio" significa cobrir, revestir, rodear, envolver.

SOLEREDER; MEYER (1928) mencionam a existência de cristais (drusas) nas células epidérmicas da face superior da folha de Araceae. Embora sejam abundantes os idioblastos com drusas nas folhas e outras regiões de *A. scandens*, sua presença nunca foi constatada na epiderme, mas sim no parênquima .

JORGE; MOREIRA ; FERRO (1986) indicam a existência de papilas epidérmicas em Araceae. SOLEREDER; MEYER (1928), refere-se a papilas na face superior da folha de algumas espécies de *Anthurium*. ENGLER (1905) também havia constatado estas papilas e as relacionava com o brilho foliar das Araceae. Embora as células epidérmicas de *A. scandens* tenham a face tangencial

convexa, não se pode inferir papilas epidérmicas nos espécimes observados.

Vesque (1889), citado por COTTHER (1970) distingue inicialmente quatro tipos de estômatos em dicotiledôneas e propõe os termos ranunculáceo, crucífero, rubiáceo e cariofiláceo para designá-los. Metcalfe; Chalk (1950), citados por COTTHER (1970), modificam esta terminologia e descrevem outros dois tipos. Em 1961, METCALFE (citado por COTTHER, 1970) estabelece a ocorrência em monocotiledôneas de um tipo diverso dos que ocorrem em dicotiledôneas, o tipo tetracítico.

DAHLGREN ; CLIFORD (1982) descrevem o estômato de *Araceae* como anomocítico (*Pistia*) e tetracítico (ou hexacítico) na maioria dos gêneros. Entre as monocotiledôneas reconhece o estômato mesógeno apenas entre as orquídeas.

TOMLINSON (1974) classifica os estômatos de *Araceae* como anomocíticos.

PANT; KIDWAI (1966) constataam a ocorrência de estômatos paracíticos, tetracíticos e parcial ou totalmente anficíclicos para o gênero *Anthurium*.

PALIWAL (1969) descreve as *Araceae* como pertencentes a dois grupos: o anomocítico- mais freqüente- e o tipo multiperígeno em alguns membros da família. Defende a inexistência de tipos mesógenos entre as monocotiledôneas.

TOMLINSON (1974) não examinou detidamente espécies com venação reticulada; mas admite a possibilidade de ocorrência de estômatos mesógenos nestes vegetais.

PANT ; KIDWAI (1966) indicam a ocorrência de estômatos paracíticos e tetracíticos na maioria das *Araceae*, enquanto que no gênero *Pistia* ocorre o tipo anomocítico.

Em *A. scandens* foi constatada a existência de complexo estômático de origem perígena, com duas eventualmente quatro células anexas paralelas ao estômato e duas outras localizadas no pólo estomático, o que caracteriza o tipo tetracítico.

Diferentemente do complexo estomático normal, surgem na lâmina foliar estruturas estomáticas de origem mesoperígena, que parecem resultar hipertrofiadas pelas intensas e sucessivas divisões periclinais e anticlinais das células anexas do complexo estomático. Esta estrutura foi denominada "pontuação" por ENGLER (1905) e SHEFFER; THEOBALD; KAMEMOTO (1980). Outros autores como BACHMANN (1880) e KELLER (1890), descrevendo-as em outras espécies, usaram o termo "lenticelas de folhas". Este termo foi considerado inadequado por MORRETES; VENTURELLI (1985), quando ocorrer sucessivamente/divisão, suberificação e lignificação nos tecidos envolvidos na organização dessa estrutura.

O caule das Araceae apresenta uma sucessão fixa de estruturas morfológicas que se repetem: o módulo. Este termo citado por RAY (1987) equivale a "article" usado por BLANC (1977) e por RAY (1986, 1987).

A definição para "article" dada por RAY (1987) é: "An article is produced by the activity of a single meristem, i. e., from the initiation of the meristem to its termination by abortion, or the onset of sexuality". Diferente portanto de entrenó.

Em *A. scandens* optou-se pelo emprego de módulo por ser em português a palavra que melhor reflete o conceito dado por BLANC (1977) e RAY (1986, 1987), e não é em absoluto igual a entrenó caulinar, uma vez que este em *A. scandens* é diferente

de seu sucessor e antecessor imediatos e não se repete como em outros vegetais, mas apenas após um intervalo. Cada módulo é resultado da bipartição do meristema apical e termina sempre por um nomofilo em cuja axila fica um meristema floral que pode abortar ou desenvolver uma espata e espádice.

O ápice foliar do nomofilo é diferenciado em um mucron que é persistente por toda a vida foliar. Este mucron diferencia-se de um apêndice precursor propriamente dito por não apresentar hidatódios, estômatos ou ainda glândulas mucosas como descrito por outros autores em monocotiledôneas (GENTNER, 1905; ALQUINI, 1986, citando NAPP-ZINN, 1974). Esta estrutura é avascular em *Anthurium scandens*, o que sugere uma função mecânica na extrusão foliar.

SOLEREDER; MEYER (1928), WETTSTEIN (1944) e ALQUINI (1986) comentam a ocorrência de hidatódios entre as Araceae, que não foram encontrados nos espécimes em estudo.

A ocorrência de raízes contráteis é bastante conhecida entre os vegetais, tanto em dicotiledôneas como monocotiledôneas (THODAY, 1931; FAHN, 1967; TEIXEIRA-ESTELITA, 1978; WILSON; ANDERSON, 1979; ; ZAMSKI, UCKO; KOLLER, 1983; JERNSTED, 1984). Para a família Araceae existe apenas o trabalho de LAMANT; HELLER (1967), citado por WILSON; ANDERSON (1979), para *Arum italicum*.

As observações feitas por diferentes autores, entretanto, são apresentadas de maneiras diversas: Arber (1925), citado por FAHN (1967), que estudou *Hypoxis setosa*, descreve uma contração na qual apenas o tecido cortical seria afetado, permanecendo o cilindro vascular livre de deformações. Também JERNSTEDT, (1984) observando *Chlorogalum*

pomeridianum (Liliaceae), descreve o mesmo fenômeno. Já para FAHN(1967), ESTELITA- TEIXEIRA(1978), ZAMSKI; UCKO ; KOLLER (1983) o colapso atinge, além das células corticais, também as do cilindro vascular, principalmente as do floema, ficando os fascículos do xilema e seu câmbio associados, retorcidos em espiral.

Em *Anthurium scandens* constatou-se que, conforme as observações de Arber (1925) citado por FAHN (1967) e JERNETEDT (1984), a região que sofre colapso é apenas o córtex, sendo que o cilindro central, talvez pela presença de bainha esclerenquimática, permanece inalterado.

Os autores concordam em que a função da raiz contrátil é posicionar o vegetal para a fixação no ambiente. Entretanto, existem divergências quanto ao mecanismo que provoca a contração dos tecidos radiculares. Alguns defendem que as modificações sofridas no cilindro vascular é devido a uma mudança na forma das células corticais internas. Estas células aumentariam seu diâmetro radial e tangencial e diminuiriam o longitudinal. FAHN (1967) cita que alguns autores atribuem a contração ao crescimento ativo em direção transversal das células do parênquima floemático e ao seu encurtamento na direção longitudinal. Já para WILSON ; HONEY(1966) a contração radicular se deve ao crescimento das células corticais mais internas. Depois deste crescimento das células corticais, elas expandem-se radialmente e se contraem longitudinalmente.

Apesar de ter sido constatado um aumento no comprimento das células corticais internas da espécie em estudo, não é

possível , neste trabalho, inferir quaisquer mecanismos que provocaram a formação das raízes contráteis em *Anthurium scandens*.

CONCLUSÕES

Os resultados obtidos após a análise da semente, e pulafiton e início da fase tirofiton de *Anthurium scandens* (Aublet) Engler, permitem concluir o que se segue.

O embrião é monocotiledonar vascularizado por feixe procambial curvo, que ao percorrer o córculo deixa o epicótilo aparentemente em posição lateral.

A plântula é criptocotiledonar, e o cotilédone tem função suctorial.

Na fase de pulafiton o caule é monopodial e ocorre um único tipo foliar, o protofilo, que é uma folha completa.

A raiz primária é diarca e precocemente destruída. As raízes caulógenas que as substituem são triarcas ou poliarcas.

A implantação da fase tirofiton se dá com a mudança do caule de monopodial a simpodial. Cada módulo caulinar é composto de dois entrenós e ocorrem dois tipos foliares nesta fase: o amiciofilo e o nomofilo. O amiciofilo é amplexicaulinar e protege o meristema que formará o próximo segmento caulinar, o qual se encerra em um nomofilo.

Os protofilos e nomofilos apresentam complexo

estomáticos perígenos e mesoperígenos.

A diferenciação completa de mesofilo heterogêneo ocorre no protofilo de sétima ordem.

ANEXOS

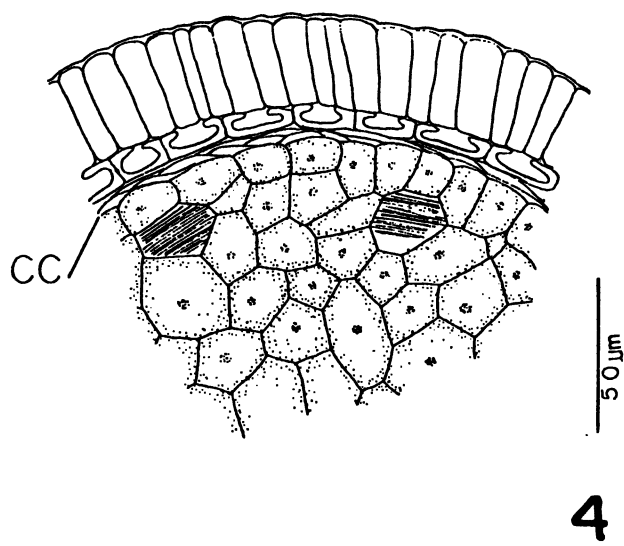
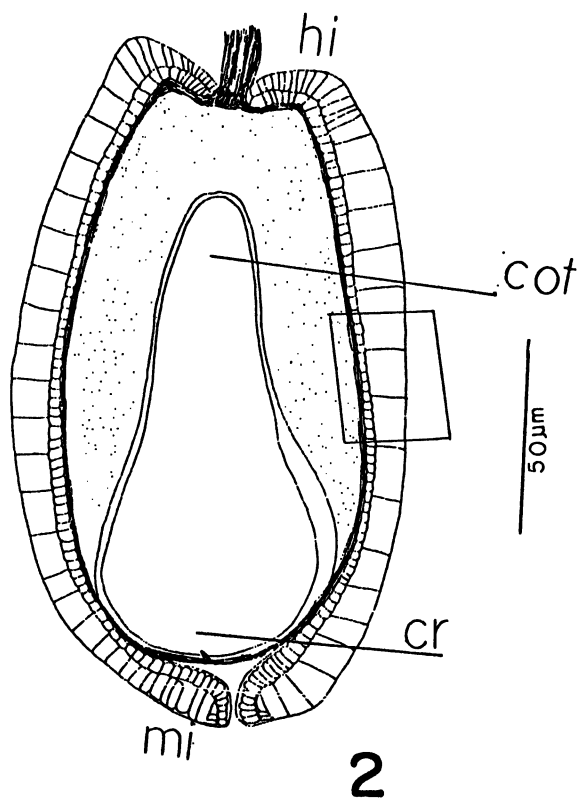
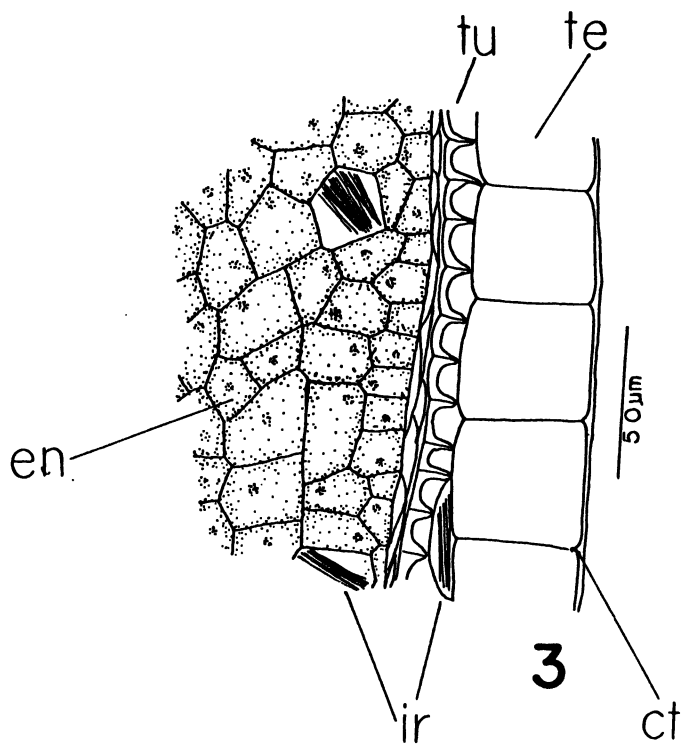
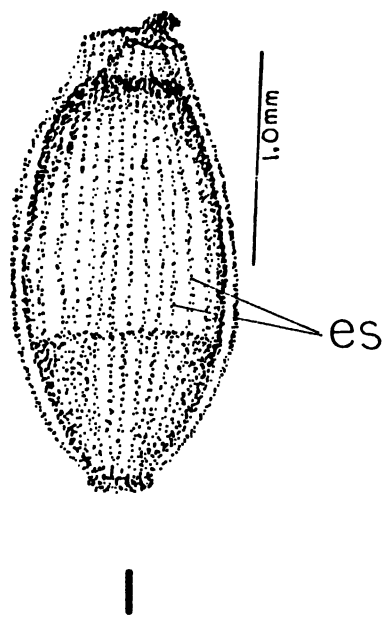
Prancha 1

Figura 1 - Semente madura.

Figura 2 - Diagrama do corte longitudinal da semente madura.

Figura 3 - Formenor anatômico da seção longitudinal da semente madura, indicado na figura 2, mostrando o tegumento e o endosperma.

Figura 4 - Detalhe anatômico da seção transversal da semente, madura mostrando o tegumento e o endosperma. es- estrias; cc- camada comprimida; cot- cotilédone; cr- córculo; ct-cutícula; en- endosperma; hi- hilo; ir- idioblasto com ráfide; mi- micropila; te- camada externa do tegumento; tu- camada do tegumento com espessamento em U.



Prancha 2

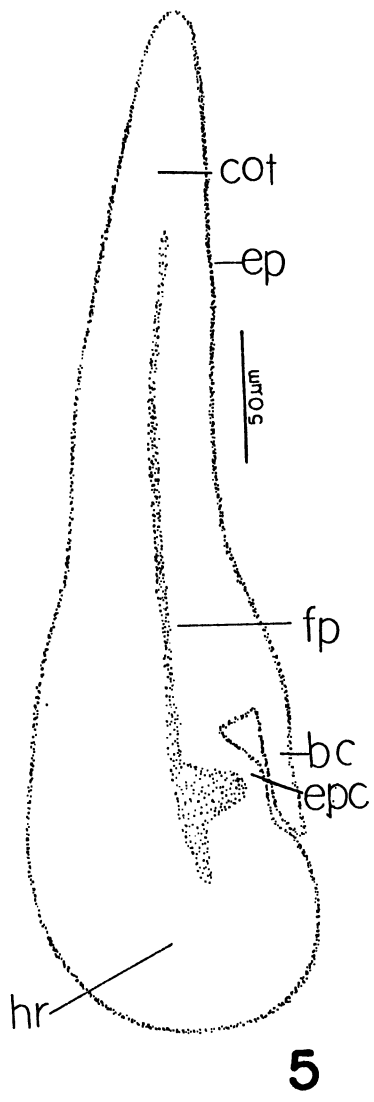
Figura 5 - Diagrama da seção longitudinal do embrião.

Figura 6 - Formenor da seção transversal do embrião mostrando a base do cotilédone em bainha e o epicótilo.

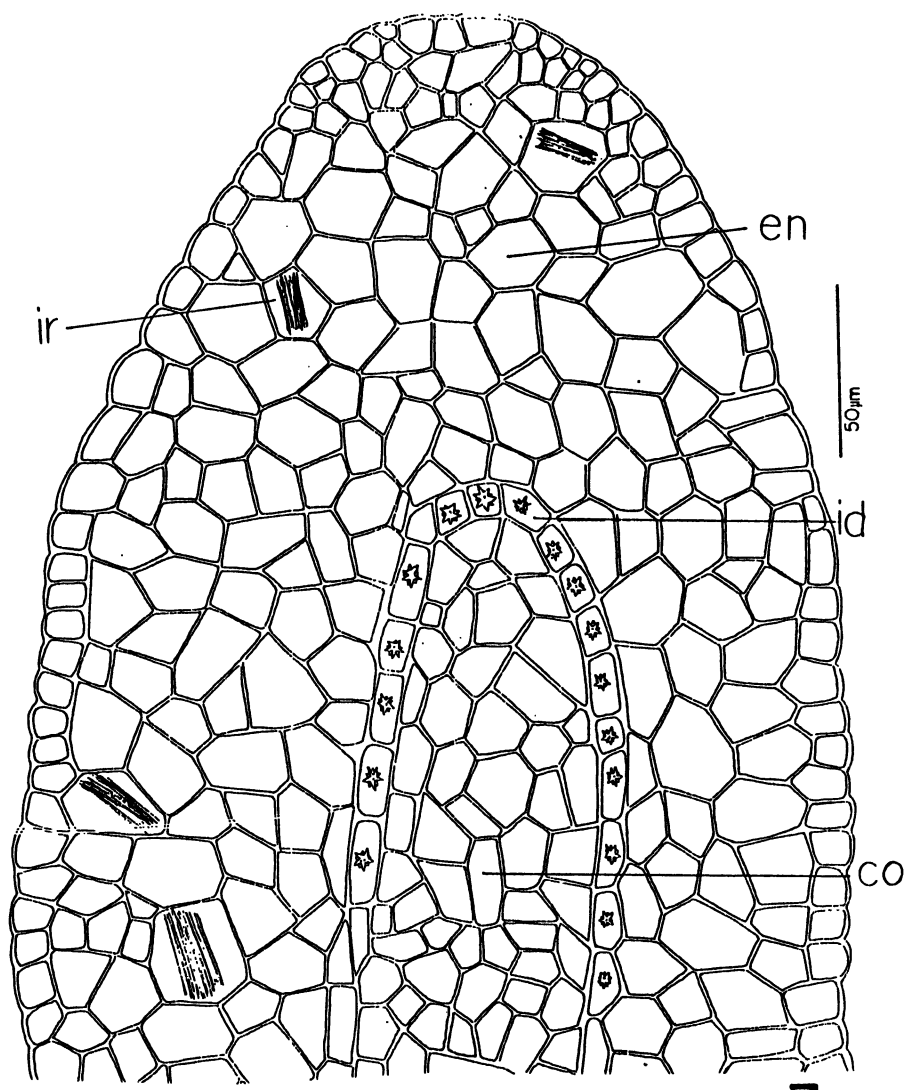
Figura 7 - Formenor da seção longitudinal da semente, mostrando endosperma e ápice do cotilédone.

Figura 8 - Detalhe anatômico da seção longitudinal da semente, mostrando cotilédone com feixe próvascular e endosperma com camada interna rica em idioblastos com drusas.

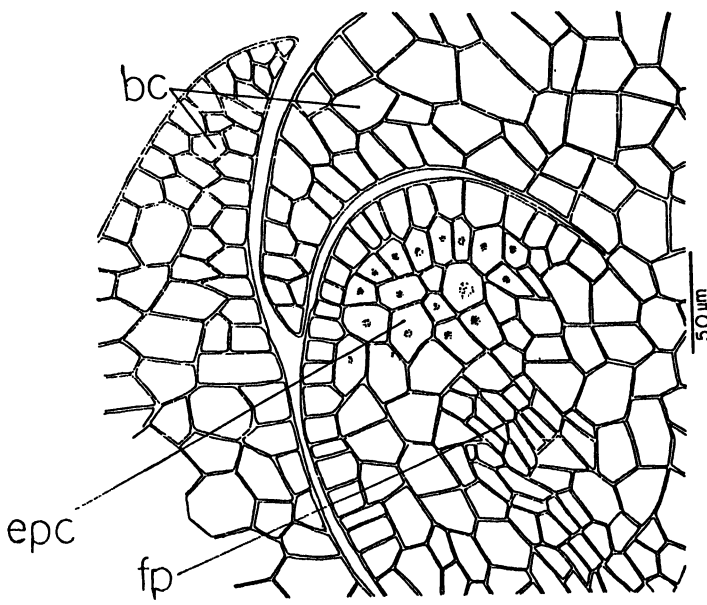
bc- bainha do cotilédone; cot- cotilédone; en- endosperma; epc- epicótilo; ep- epiderme; fp- feixe próvascular; hr- eixo hipocótilo-radicular; id- idioblasto com drusas;



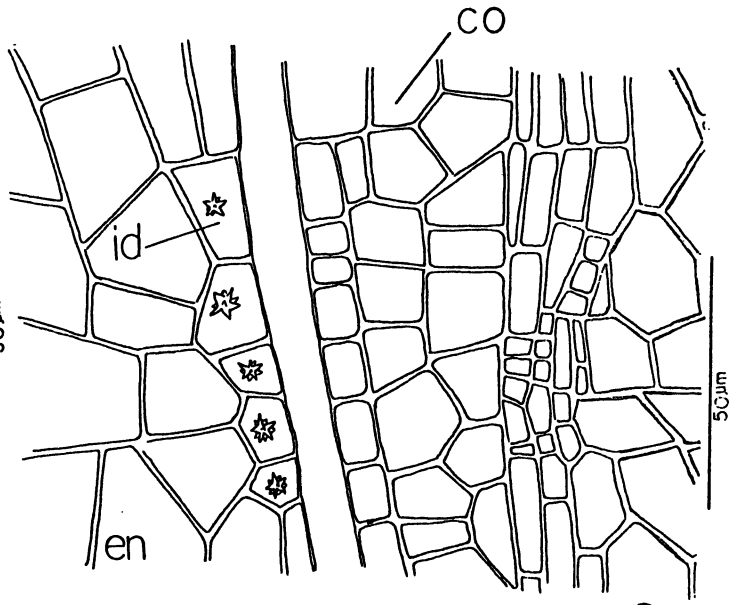
5



7



6

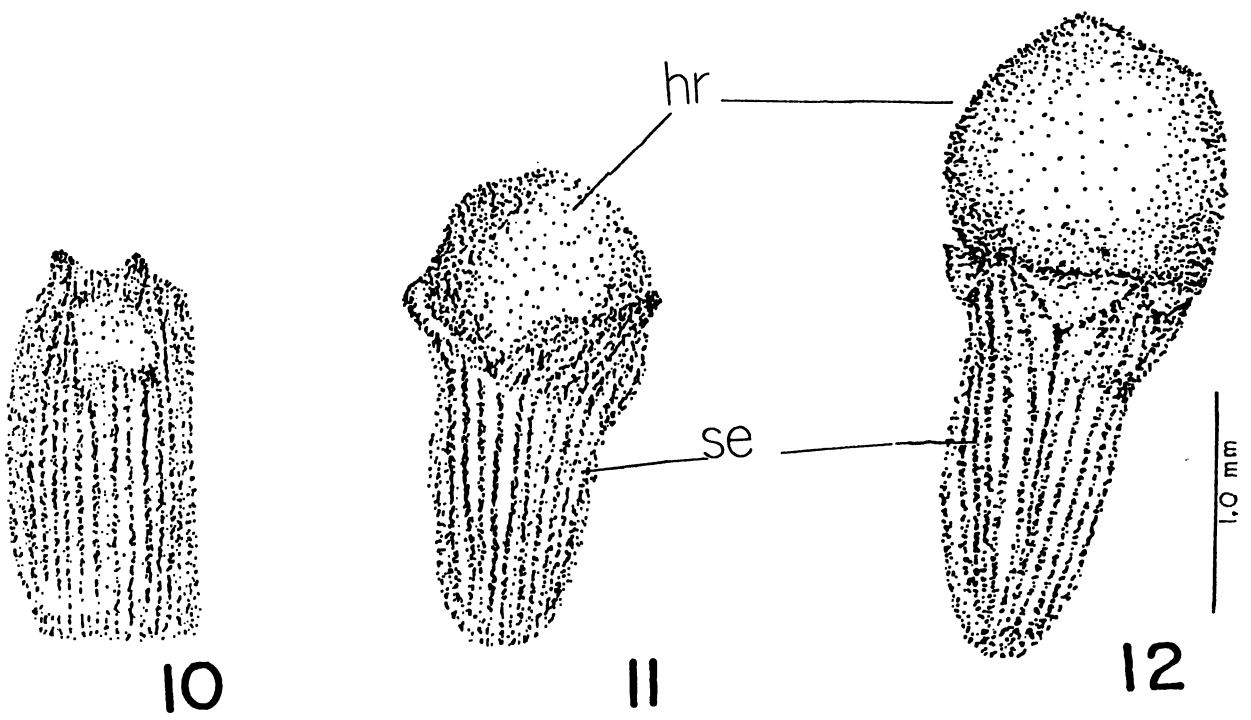
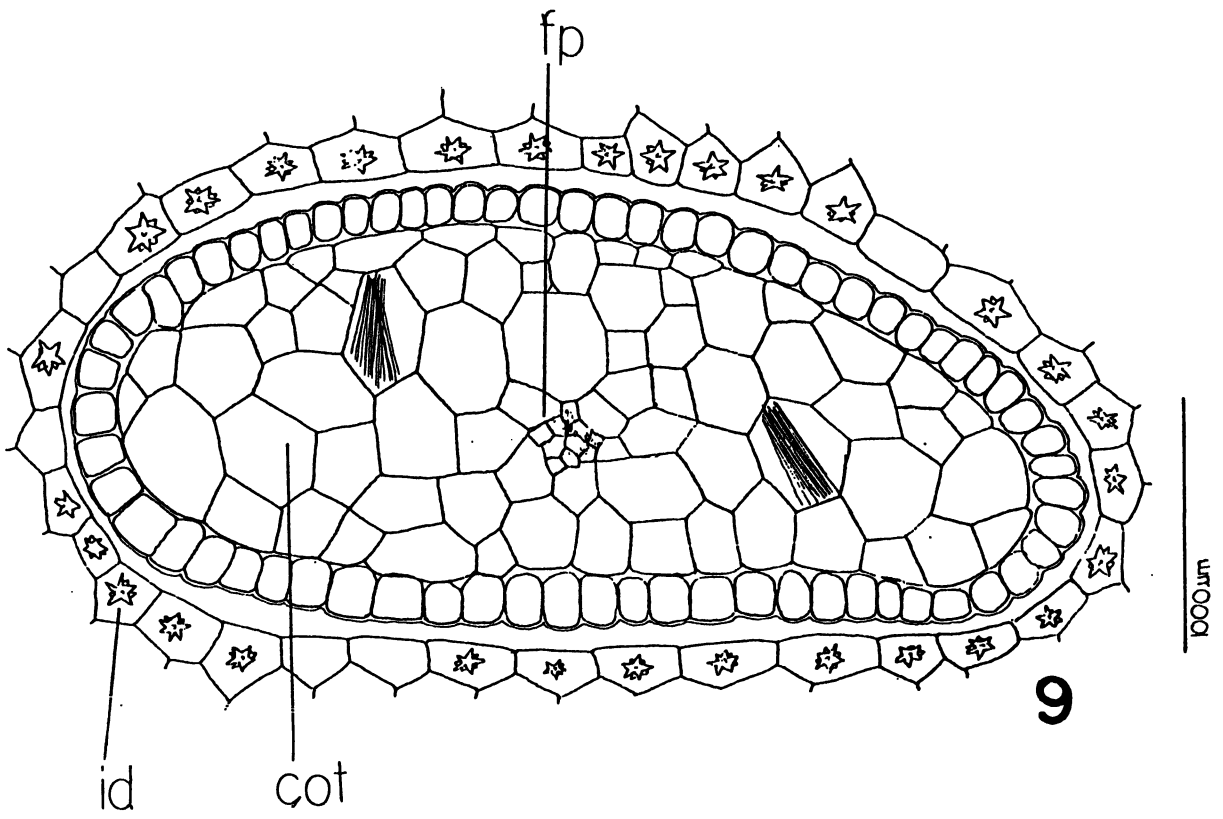


8

Prancha 3

Figura 9 - Pormenor da seção transversal do cotilédone. Note-se a camada celular com drusas do endosperma envolvendo o cotilédone.

Figuras 10, 11, 12 - Sementes em germinação, apresentando a protrusão do eixo hipocótilo-radicular.
cot cotilédone; fp feixe provascular ; hr-eixo hipocótilo-radicular; id- idioblasto com drusa; se- semente.

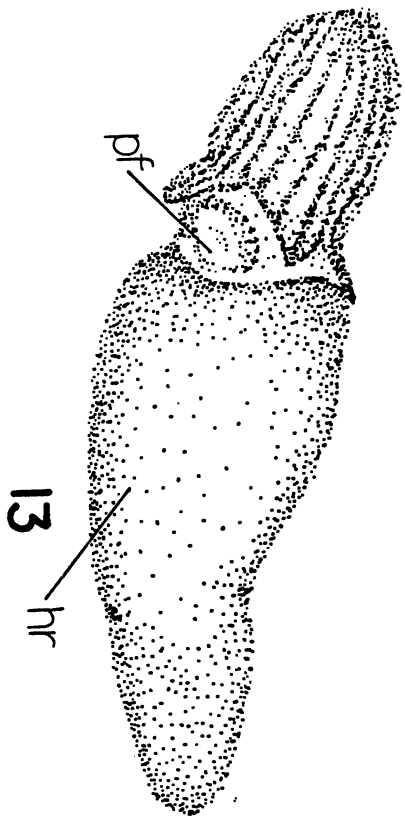


Prancha 4

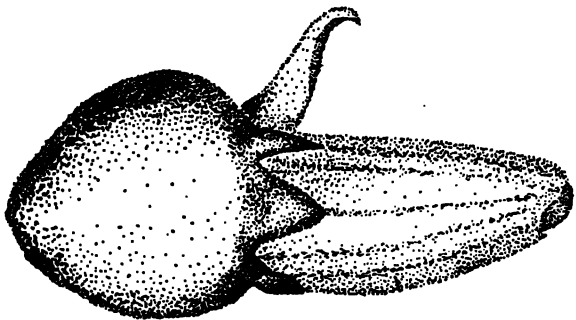
Figura 13 - Plântula (pulafiton) mostrando eixo hipocótilo radicular e primórdio foliar.

Figura 14 a 18 - Plântulas (pulafiton) mostrando aspectos de desenvolvimento do eixo hipocótilo-radicular, epicótilo e primeiro protofilo .

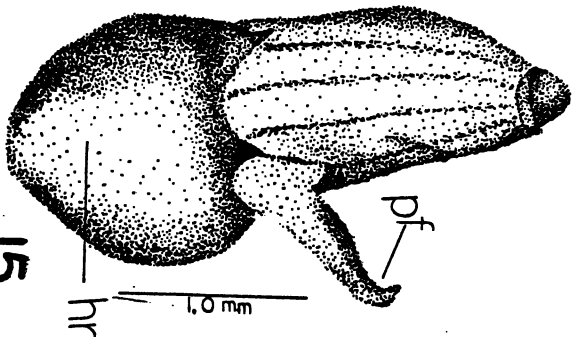
epc- epicótilo; hr- eixo hipocótilo-radicular; pf- primórdio foliar; pt - protofilo; rc- raiz caulógena; se- semente.



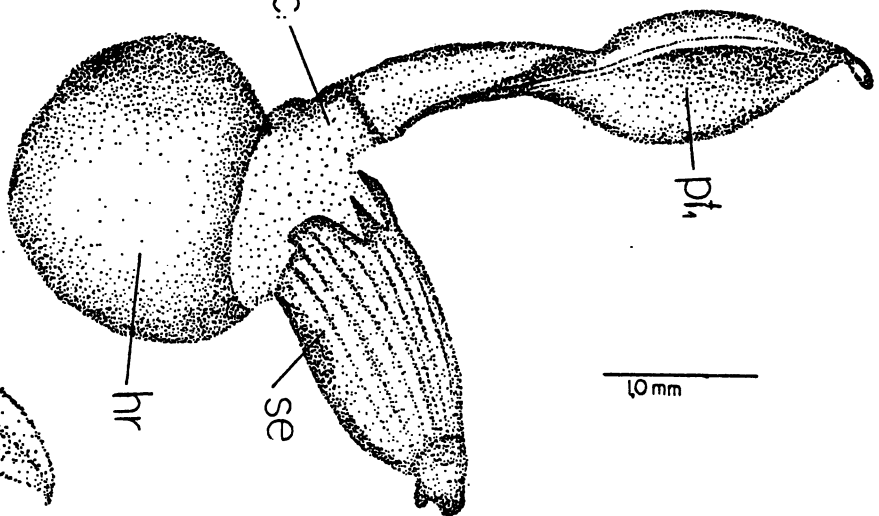
13



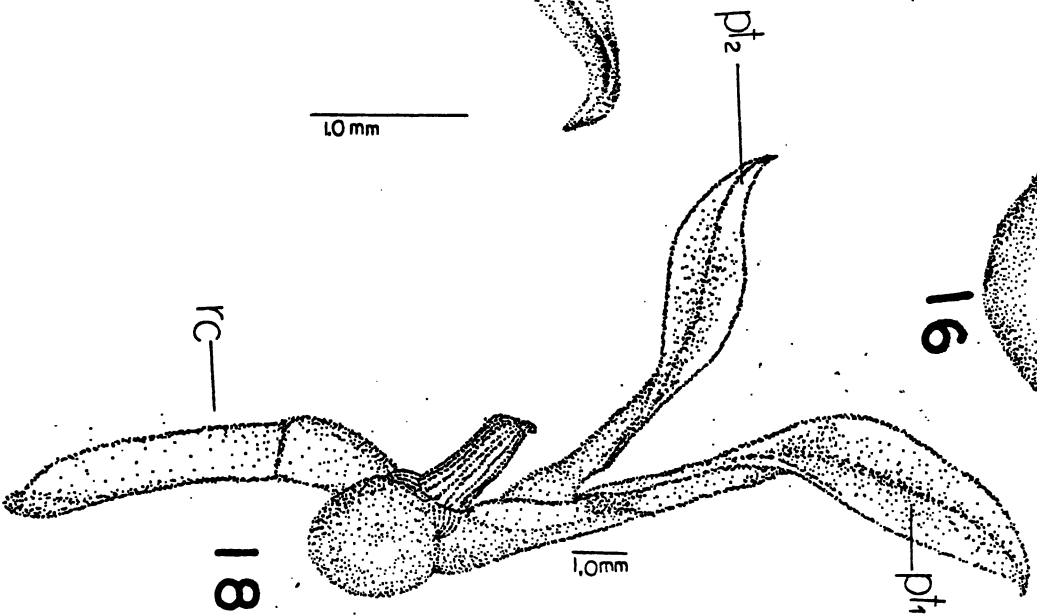
14



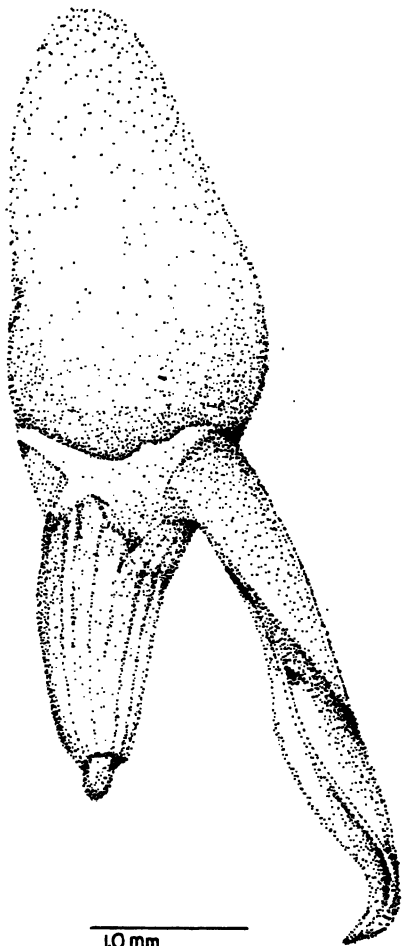
15



16



18



17

Plancha 5

Figura 19 - Plântula (pulafiton) com desenvolvimento parcial do primeiro protofilo e alongamento da raiz primária.

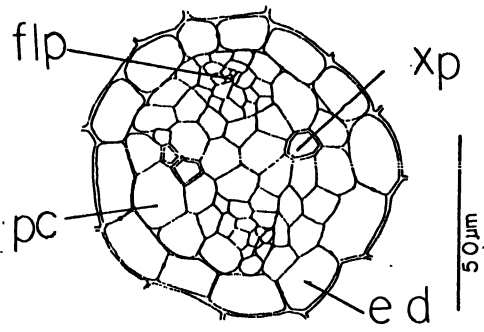
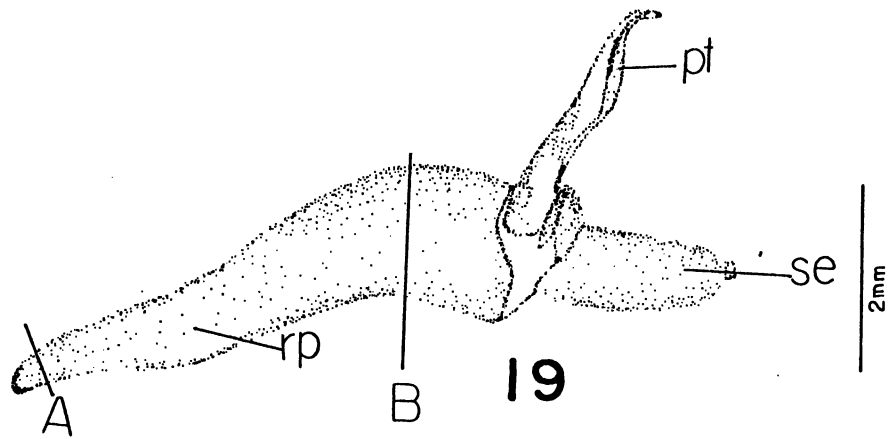
Figura 20 - Detalhe anatômico de seção transversal de raiz primária indicada na figura 19(A).

Figura 21 - Formenor anatômico de raiz primária, mostrando a epiderme e a camada subepidérmica com invaginações parietais de natureza lipídica.

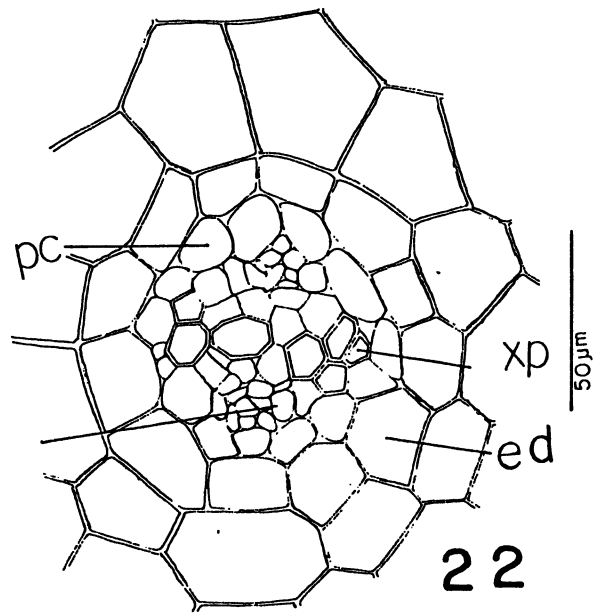
Figura 22- Detalhe anatômico de seção transversal de raiz primária, indicada na figura 19(B).

Figura 23 - Detalhe anatômico do corte transversal do cilindro central de raiz primária, executado próximo ao hipocótilo.

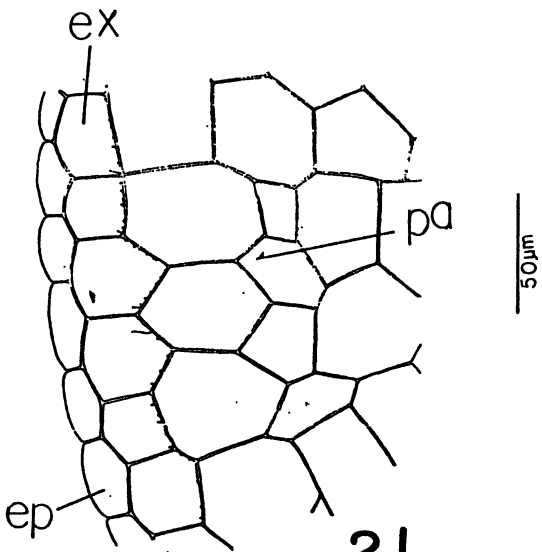
ed- endoderme; ep- epiderme; ex- exoderme; flp - floema primário; pa- parênquima; pc- periciclo; pt - primeiro protofilo; rp- raiz primária; xp- xilema primário; se- semente;



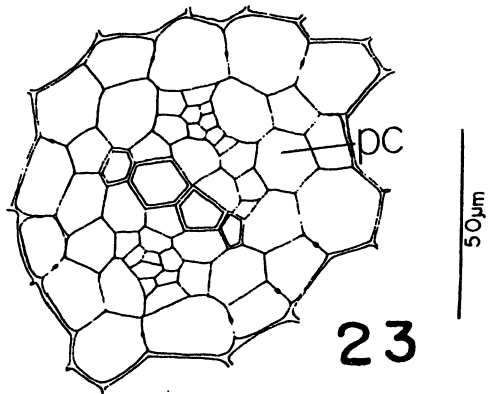
20



22



21



23

Francha 6

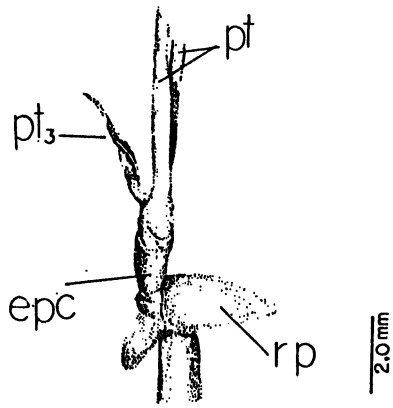
Figuras 24 e 25 - Plantas jovens mostrando eixo hipocótilo-radicular com crescimento interrompido, emitindo o terceiro protofilo e raiz caulógena .

Figura 26 - Detalhe anatômico de corte transversal de raiz caulógena, executado próximo ao ápice.

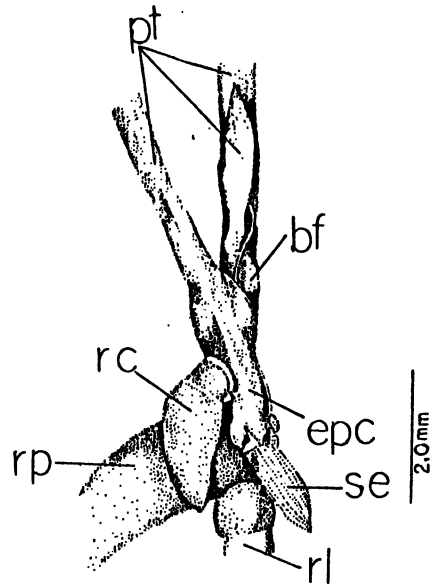
Figura 27 - Epiderme e exoderme da raiz caulógena, em corte transversal.

Figura 28 - Formenor anatômico de seção transversal da base da raiz caulógena .

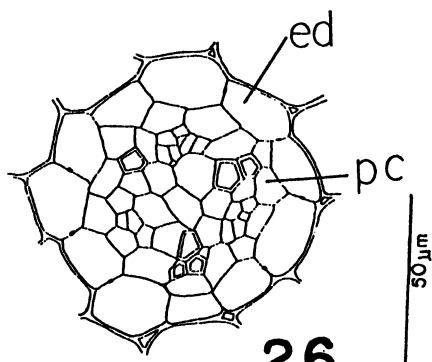
bf- bainha foliar; ce- célula endodermica espessada; ep-epiderme; ed- endoderme;epc-epicótilo; ex- exoderme ; fl- floema; mx -meta- xilema; pc periciclo; pt- protofilo; rc- raiz caulógena; rp- raiz primária; se- semente; xp- xilema primário.



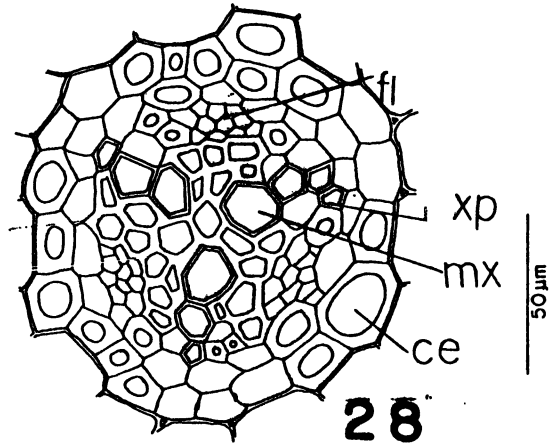
24



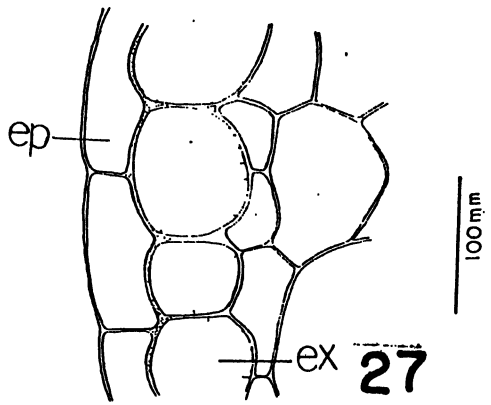
25



26



28



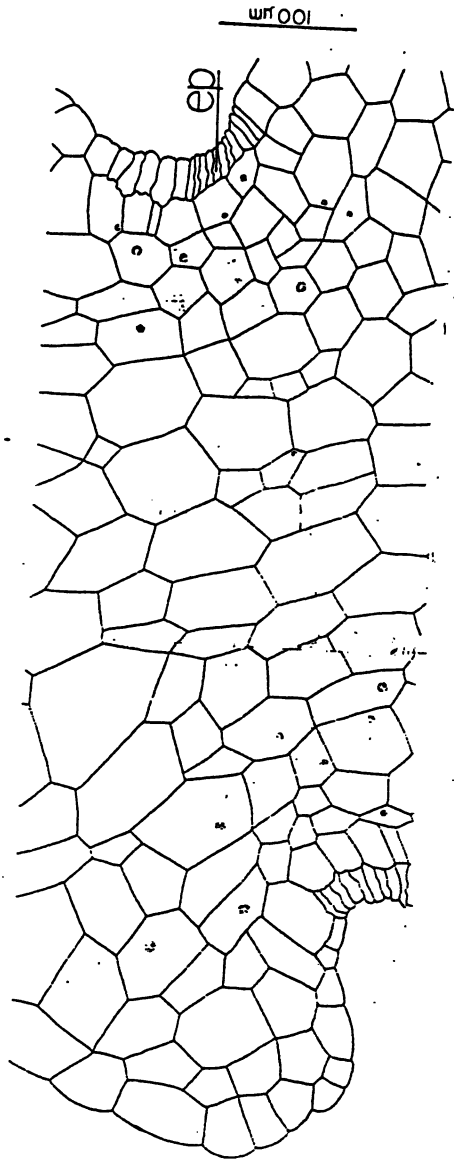
27

Francha 7

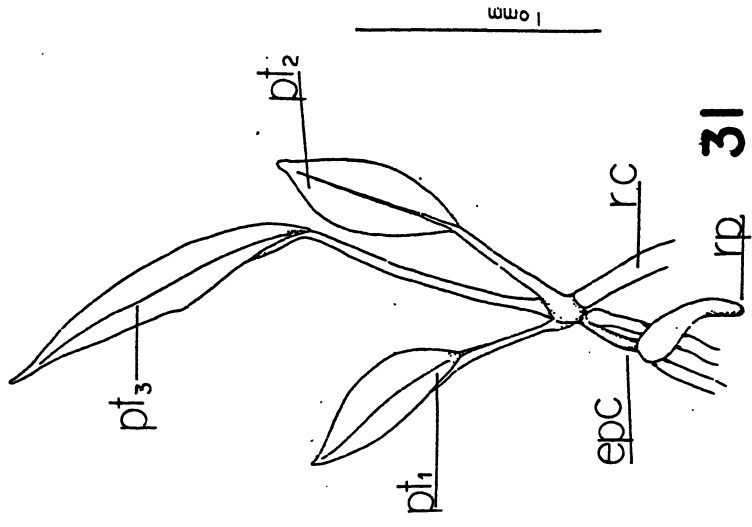
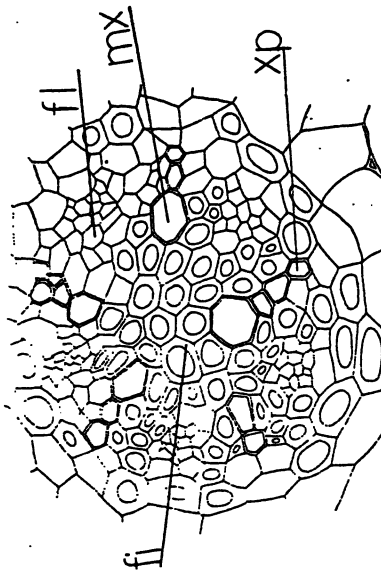
Figura 29 - Formenor da seção longitudinal de raiz contrátil (raiz caulógena).

Figura 30 - Formenor da seção transversal de raiz contrátil (raiz caulógena).

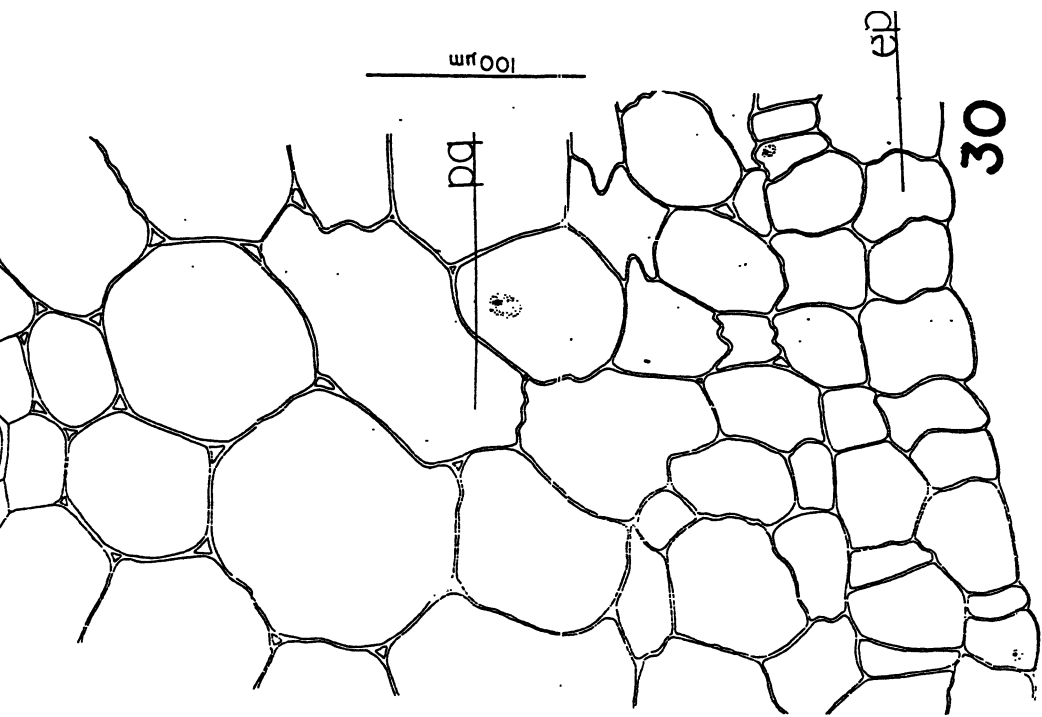
Figura 31- Pulafiton com alongamento do primeiro entrenó. Note também a emissão de raízes caulógenas .
ep- epiderme;epc- epicótilo; pq- parênquima cortical; pt- protofilo; rc-raiz caulógena; rp-raiz primária; xp- xilema primário.



29



31



30

Francha 8

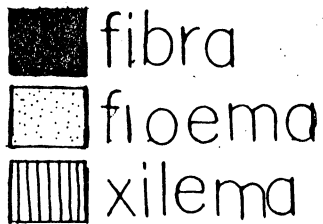
Figuras de 32 a 35- Diagramas dos cortes transversais executados ao longo do primeiro entrenó.

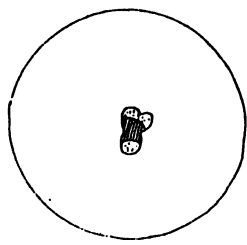
Figura 36 - Pormenor anatômico dos tecidos vasculares indicados na figura 32.

Figura 37 - Diagrama do corte transversal do caule de pulafiton.

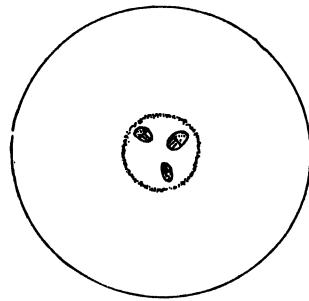
Figura 38 - Pormenor indicado na figura 37.

cs- camada subepidermica ; ep- epiderme; fi- fibras ; fl- floema; id- idioblasto com drusa; xi- xilema.

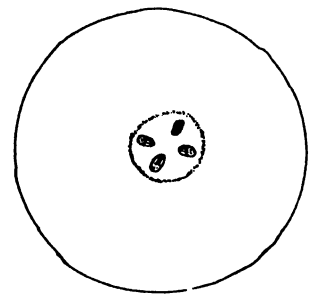




32

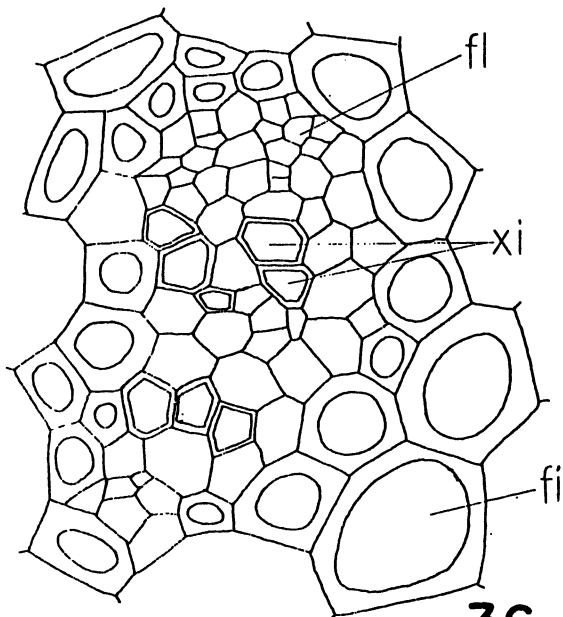


33



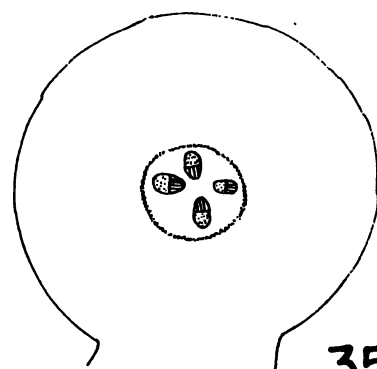
34

500 μ m



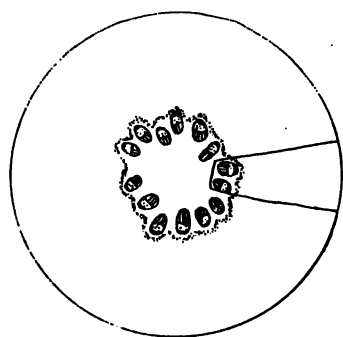
36

50 μ m



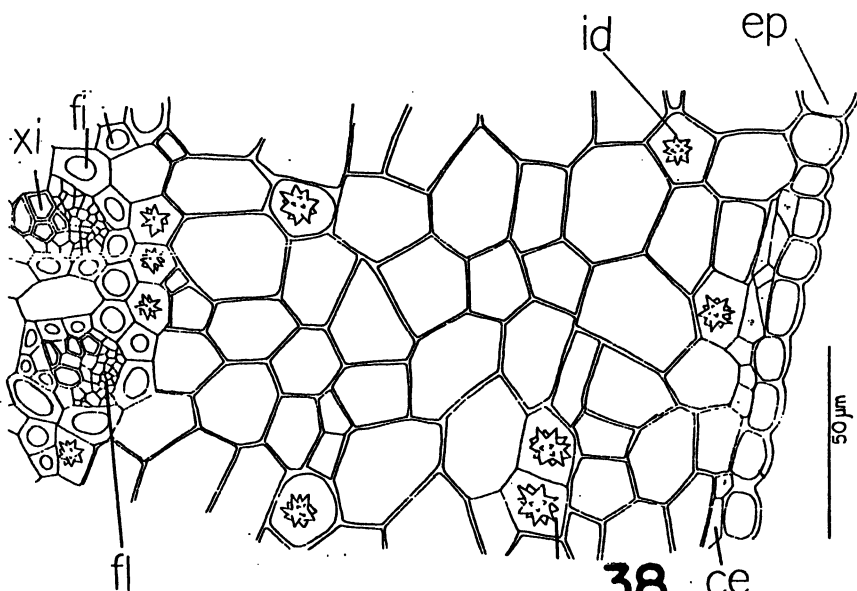
35

500 μ m



37

1000 μ m



38

50 μ m

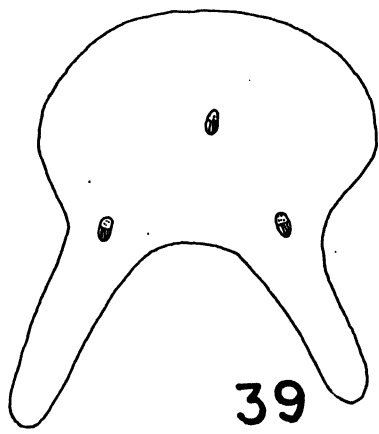
Prancha 9

Figura de 39 a 45 -Diagramas dos cortes transversais da bainha dos protofilos de primeira a sétima ordem.

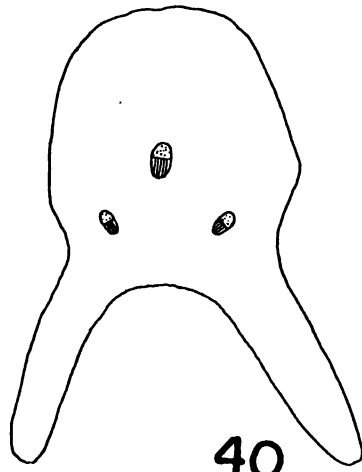
Figura 46- Pormenor anatômico indicado na figura 45.

ep- epiderme; xp- xilema primário; flp - floema primário.

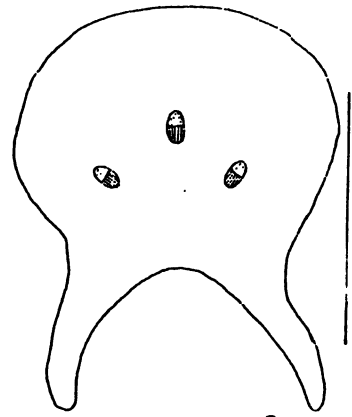




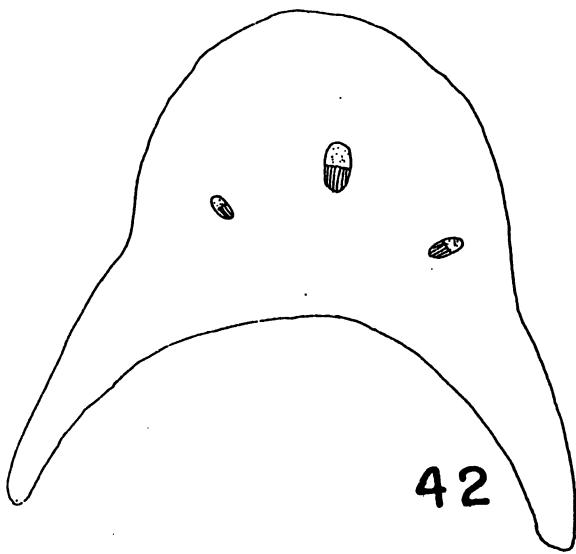
39



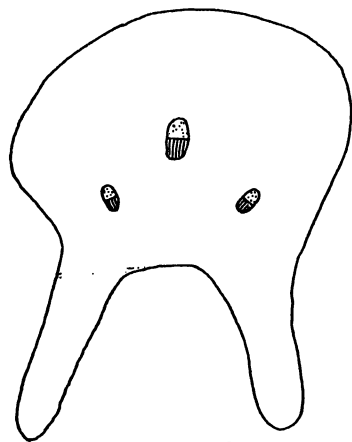
40



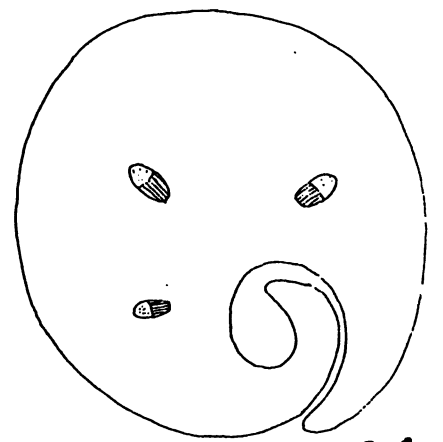
41



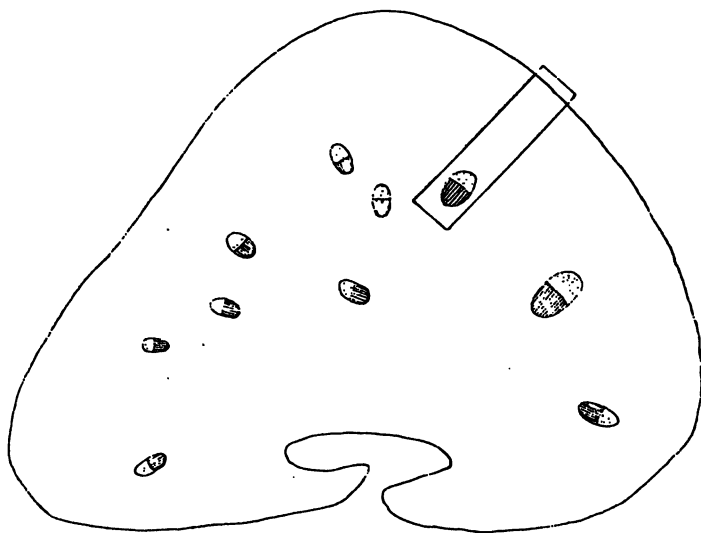
42



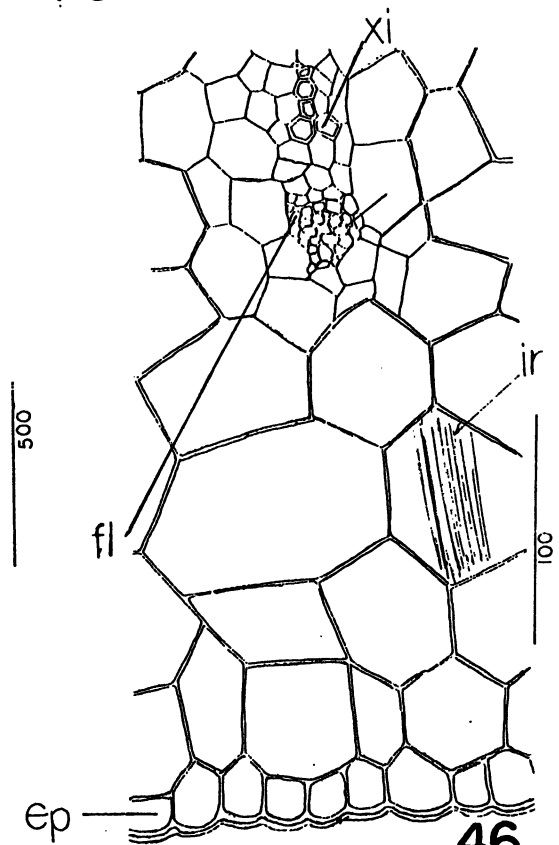
43



44



45

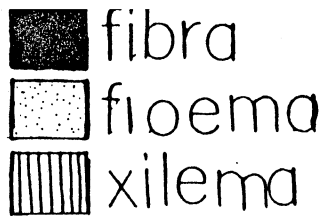


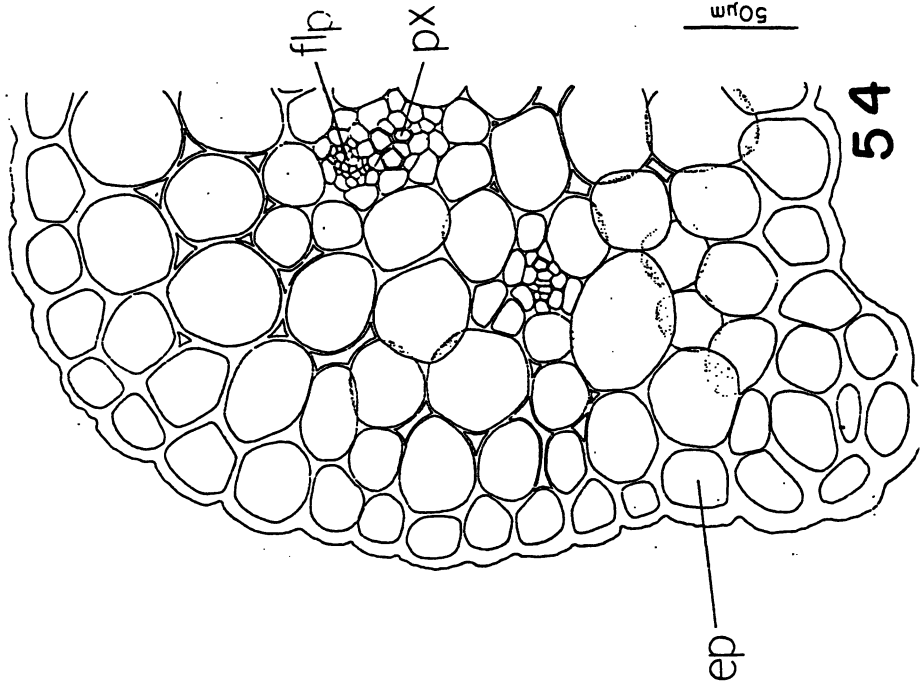
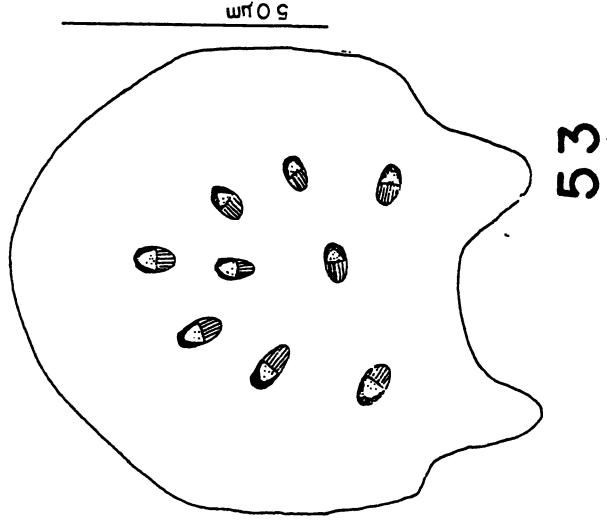
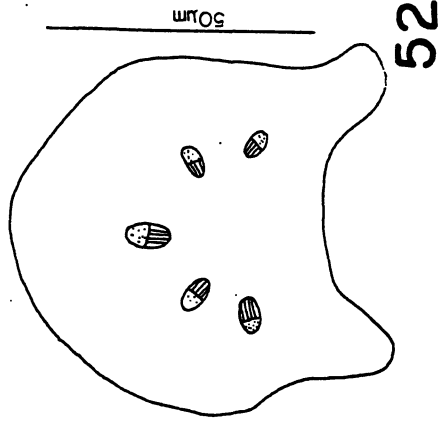
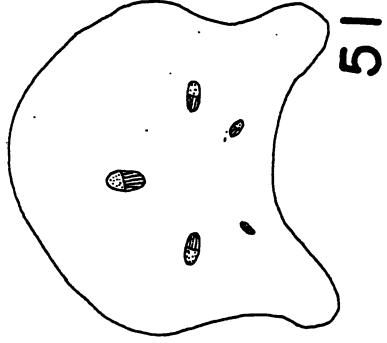
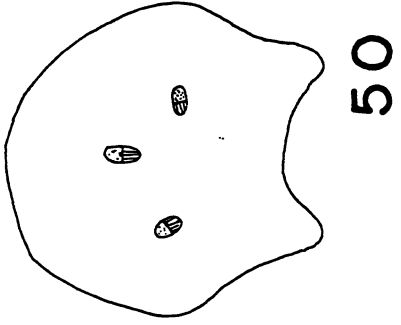
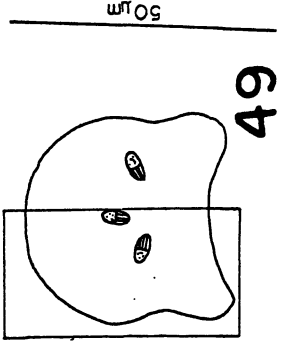
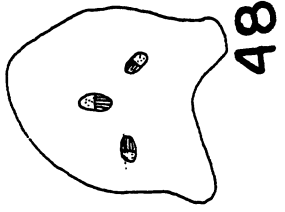
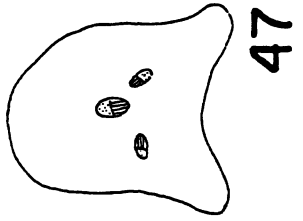
46

Prancha 10

Figuras 47 a 53 - Desenhos esquemáticos da seção transversal mediana do pecíolo dos protofilos, de primeira até o de sétima ordem.

Figura 54 - Pormenor anatômico indicado na figura 49 .
ep epiderme; flp-floema primário; xp- xilema primário.





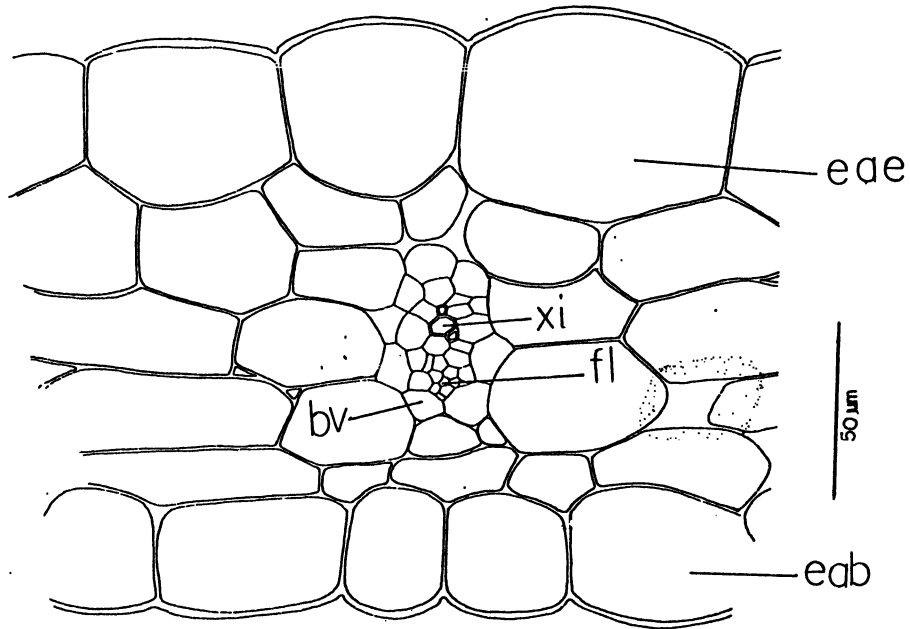
Francha 11

Figura 55 - Formenor anatômico do corte transversal do limbo do terceiro protofilo, executado ao nível da nervura central.

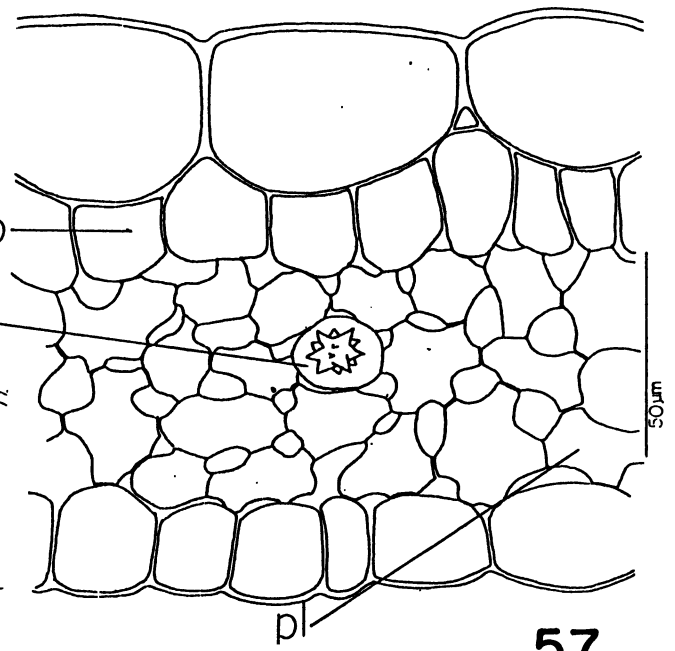
Figura 56 - Detalhe anatômico da seção transversal do limbo quarto protofilo.

Figura 57 - Detalhe anatômico do limbo do sétimo protofilo, seção transversal.

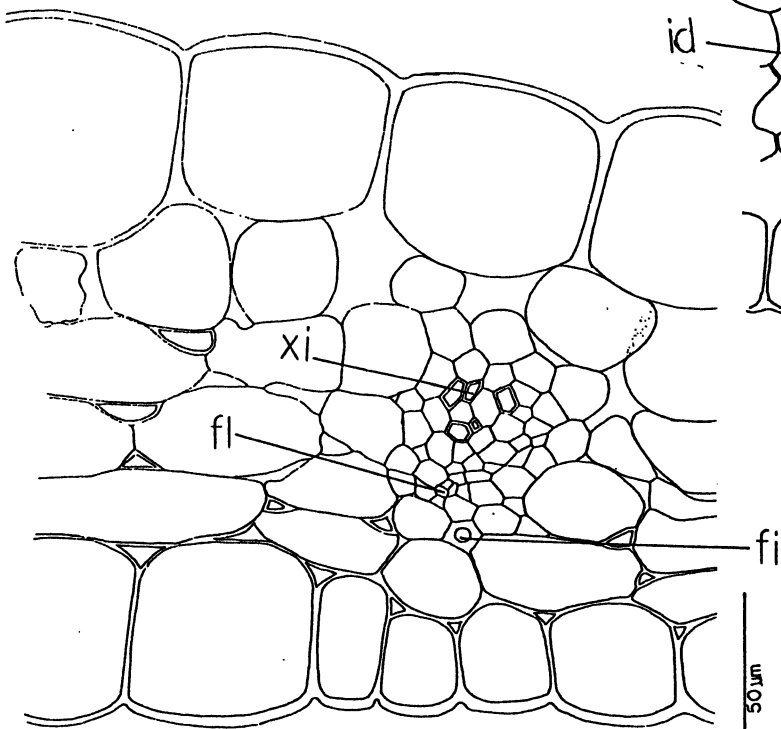
bv- bainha vascular; eab- epiderme abaxial; ead -epiderme adaxial; fl-floema; id- idioblasto com drusa; pl- parênquima lacunoso; pp- parênquima paliçádico xi-xilema.



55



57



56

Prancha 12

Primeiro protofilo

Figura 58 - Diagrama da lâmina foliar, mostrando o padrão de venação .

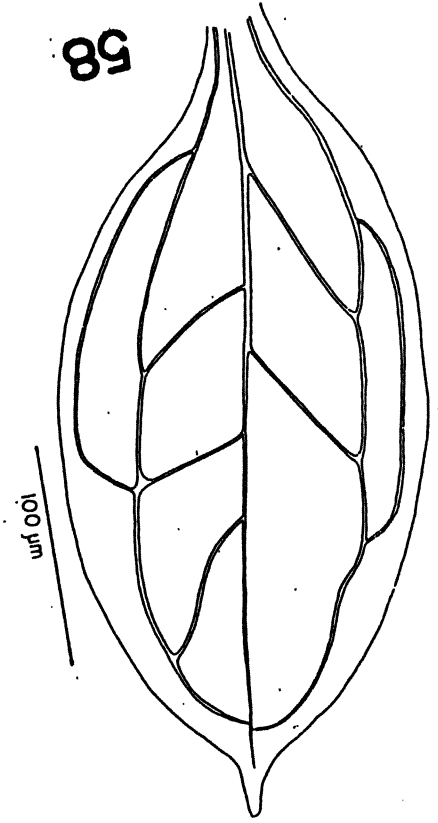
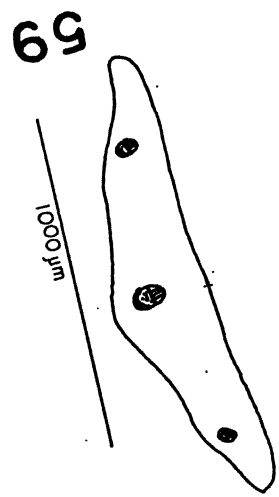
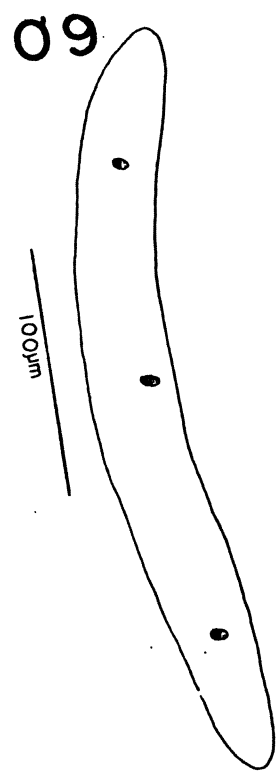
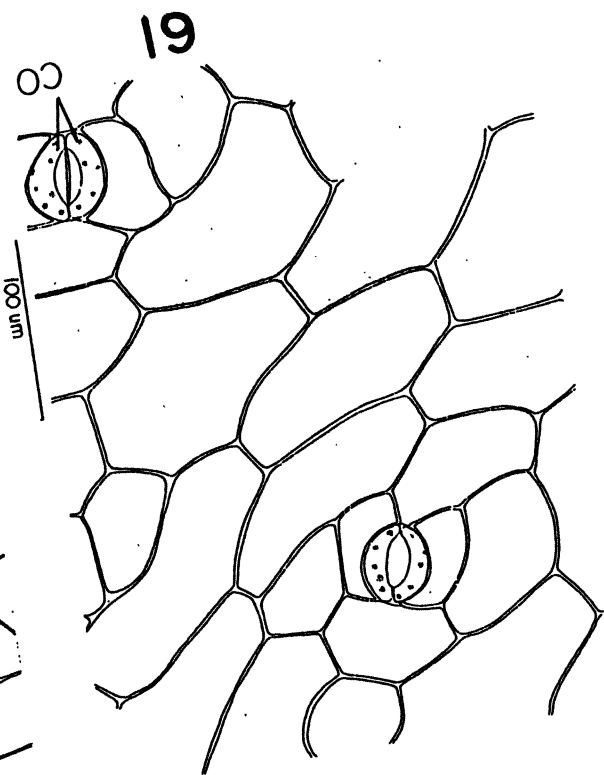
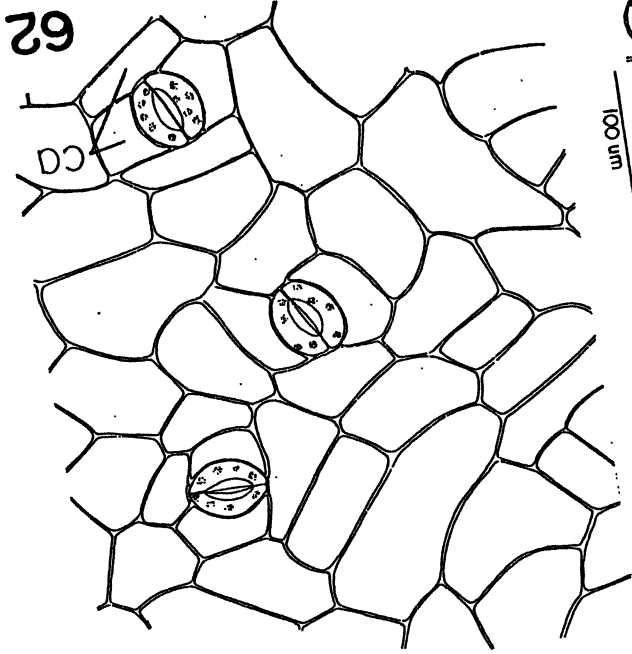
Figura 59 - Diagrama do corte transversal da lâmina, executado ao nível do terço inferior da folha.

Figura 60 - Diagrama do corte transversal do limbo, feito ao nível do terço médio da folha.

Figura 61 - Formenor da epiderme adaxial, em vista frontal.

Figura 62 - Formenor da epiderme abaxial, em vista frontal ca- célula anexa; co- célula oclusora.





Francha 13

Segundo protofilo

Figura 63 - Aspecto geral do protofilo diafanizado, mostrando padrão de venação .

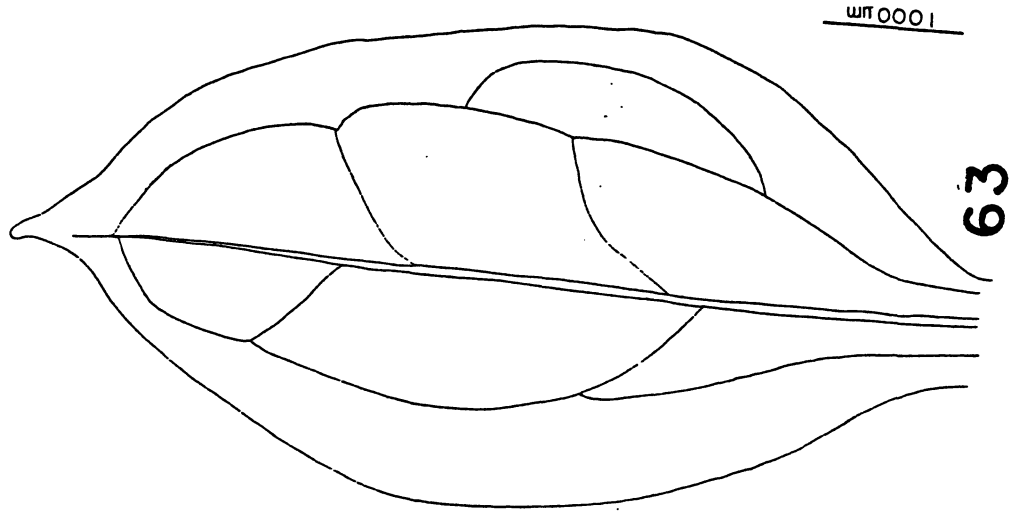
Figura 64 - Diagrama do corte transversal do protofilo, executado ao nível do terço inferior da folha.

Figura 65 - Diagrama do corte transversal do protofilo ao nível do terço médio da folha.

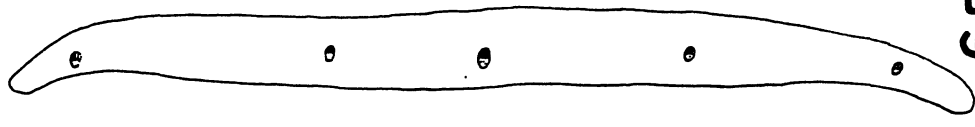
Figura 66 - Formenor da epiderme adaxial, em vista frontal.

Figura 67 - Formenor da epiderme abaxial, em vista frontal. ca- célula anexa; co célula oclusora.

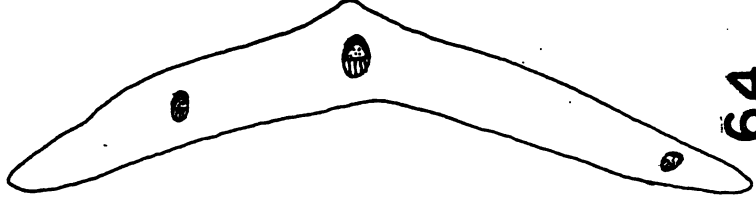




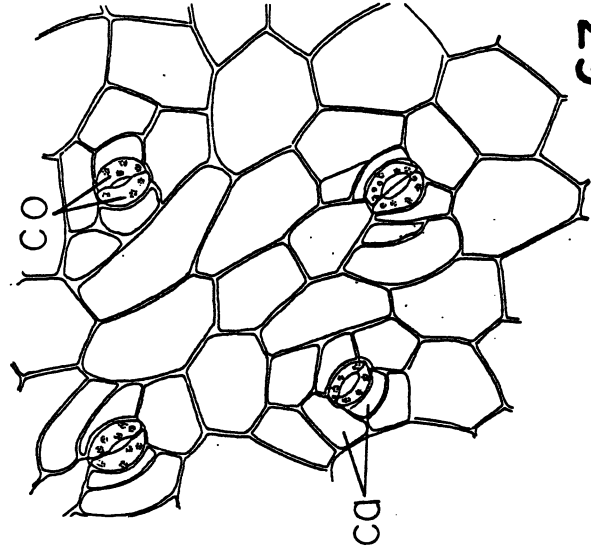
1000µm



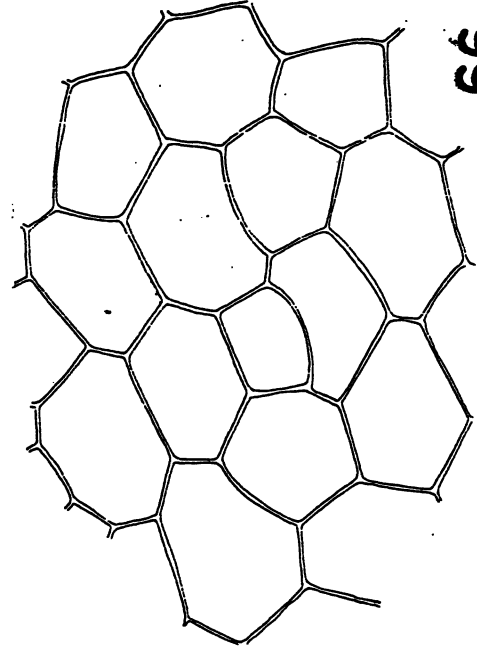
1000µm



1000µm



50µm



66

Francha 14

Terceiro protofilo

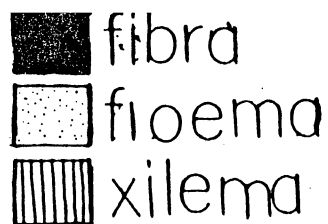
Figura 68 - Diagrama da lâmina foliar, mostrando o padrão de venação .

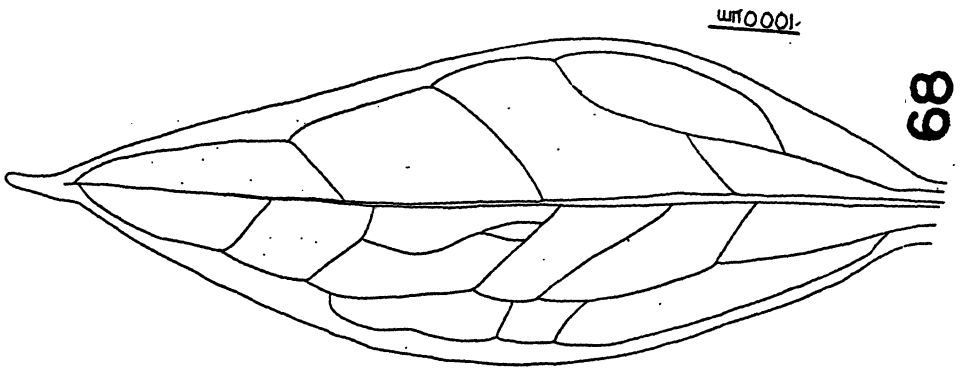
Figura 69 - Diagrama do corte transversal do limbo, feito ao nível do terço inferior da folha.

Figura 70 - Diagrama do corte transversal do limbo , feito ao nível do terço médio da folha.

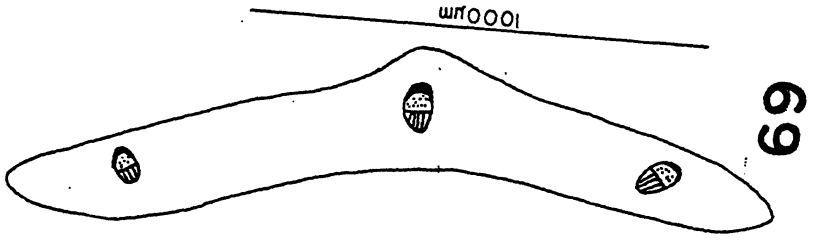
Figura 71 - Formenor da epiderme adaxial, em vista frontal.

Figura 72 - Formenor da epiderme abaxial, em vista frontal. ca- célula anexa; co célula oclusora.

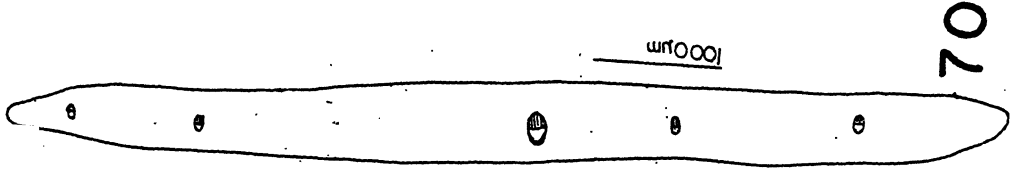




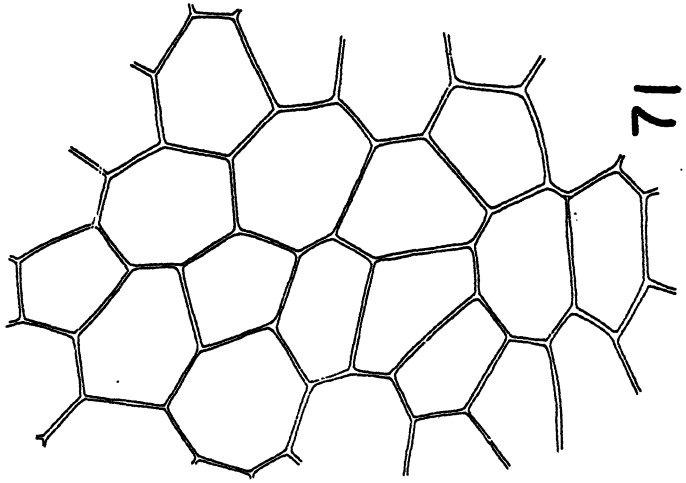
68



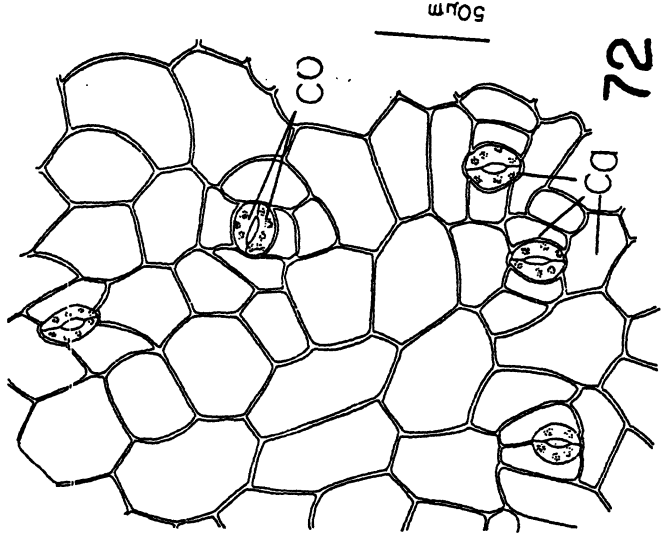
69



70



71



72

Francha 15

Quarto protofilo

Figura 73 - Diagrama da lâmina foliar, mostrando o padrão de venação .

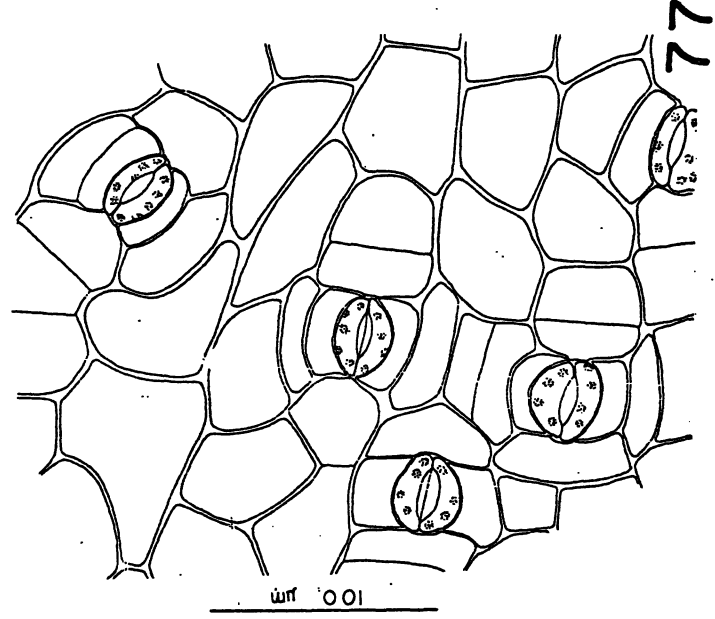
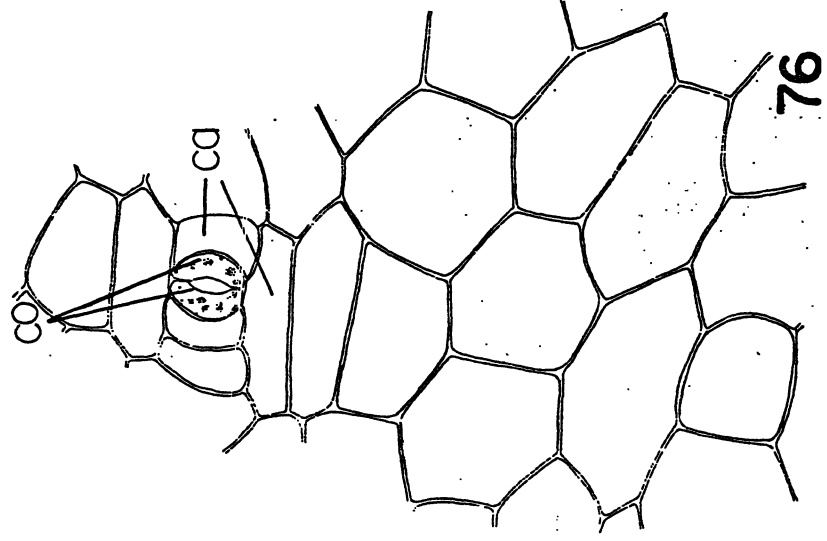
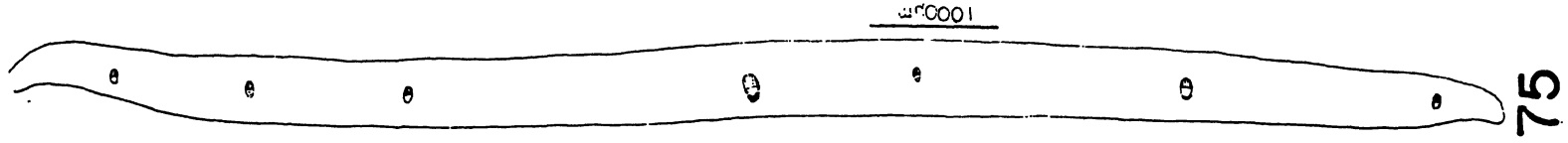
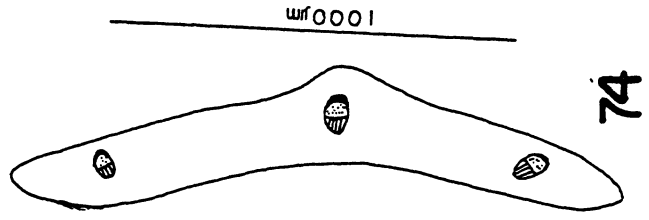
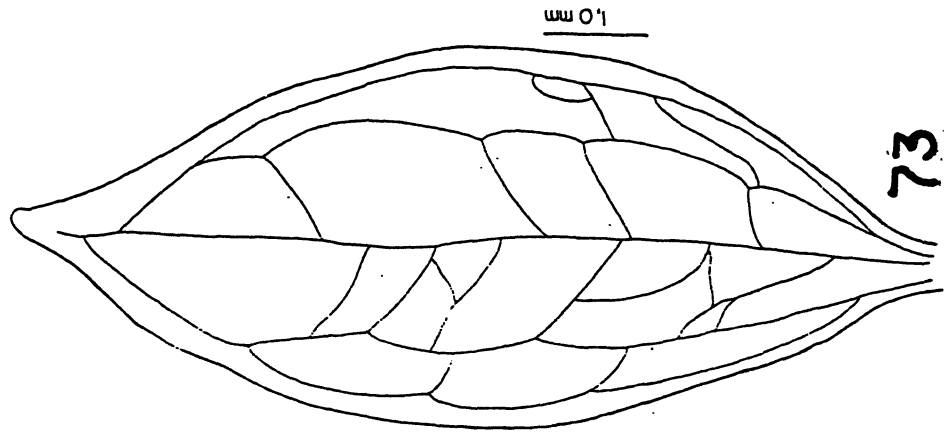
Figura 74 - Diagrama do corte transversal do limbo, executado ao nível do terço inferior da folha.

Figura 75 - Diagrama do corte transversal da lâmina, feito ao nível do terço médio da folha.

Figura 76 - Formenor da epiderme adaxial, em Vista frontal.

Figura 77 - Formenor da epiderme abaxial, em vista frontal.
ca- célula anexa; co- célula oclusora.





Prancha 16

Quinto protofilo

Figura 78 - Diagrama da lâmina foliar, mostrando o padrão de venação .

Figura 79 - Diagrama do corte transversal da lâmina, executado ao nível do terço inferior da folha.

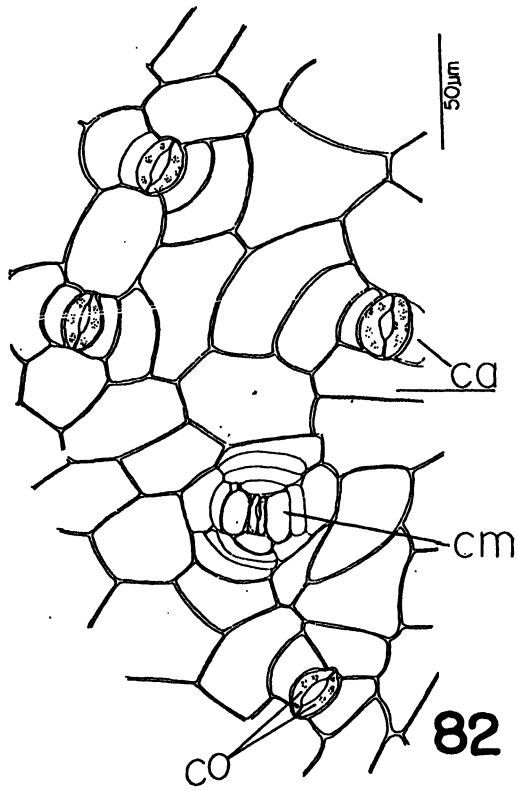
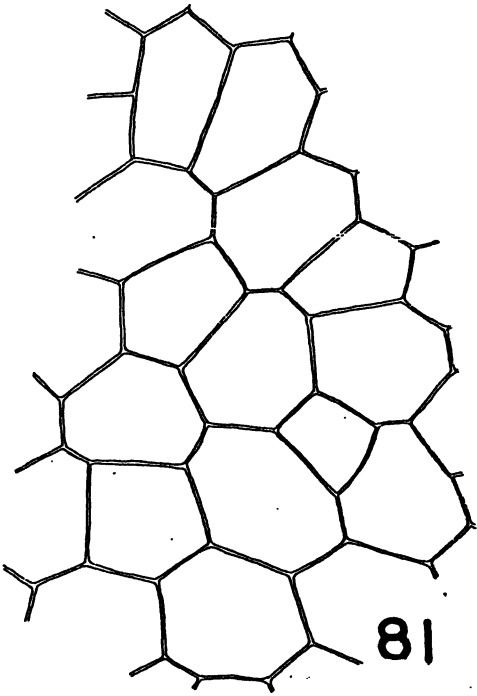
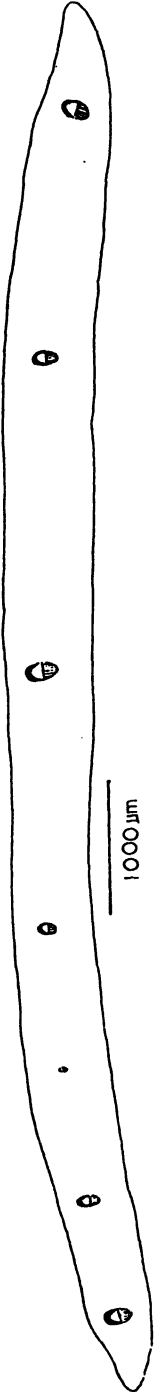
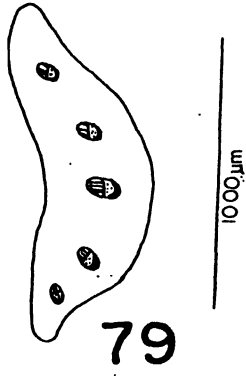
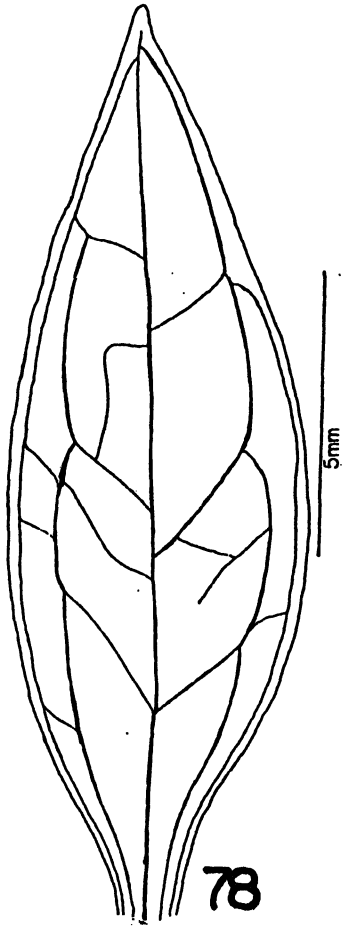
Figura 80 - Diagrama do corte transversal do limbo, feito ao nível do terço médio da folha.

Figura 81 - Pormenor da epiderme adaxial em vista frontal.

Figura 82 - Pormenor da epiderme abaxial em vista frontal. Note-se complexo estomático com células anexas sofrendo divisões anticlinais.

ca- célula anexa; cm- complexo estomático ;co- célula oclusora.





Francha 17

Sexto protofilo

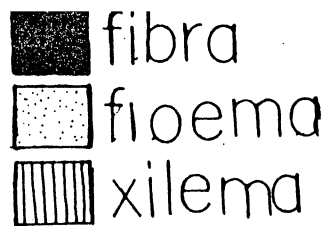
Figura 83 - Diagrama da lâmina foliar, mostrando o padrão de venação .

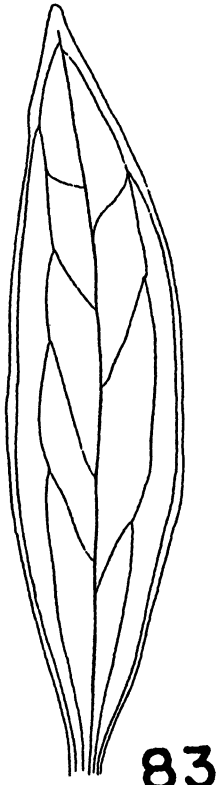
Figura 84 - Diagrama de corte transversal da lâmina, executado ao nível do terço inferior da folha.

Figura 85 - Diagrama do corte transversal do limbo, feito ao nível do terço médio da folha.

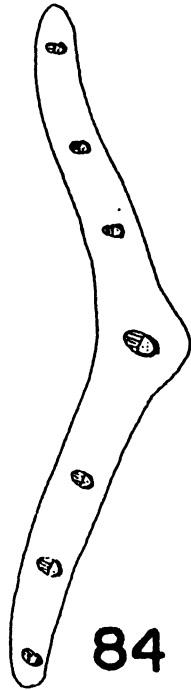
Figura 86 - Formenor da epiderme adaxial, em vista frontal .

Figura 87 - Formenor da epiderme abaxial, em vista frontal. ca- célula anexa; co célula oclusora.

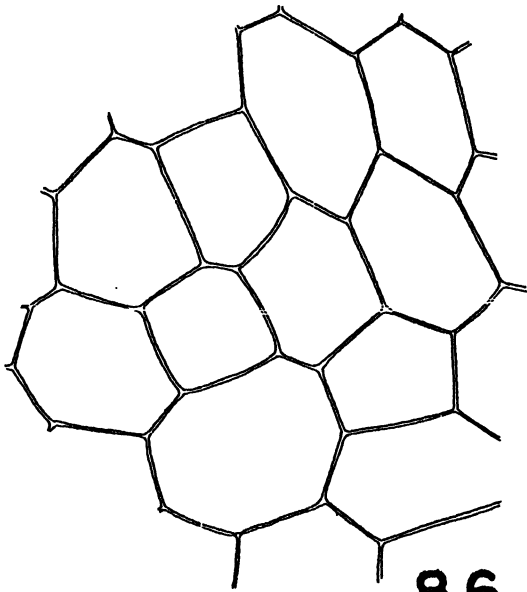




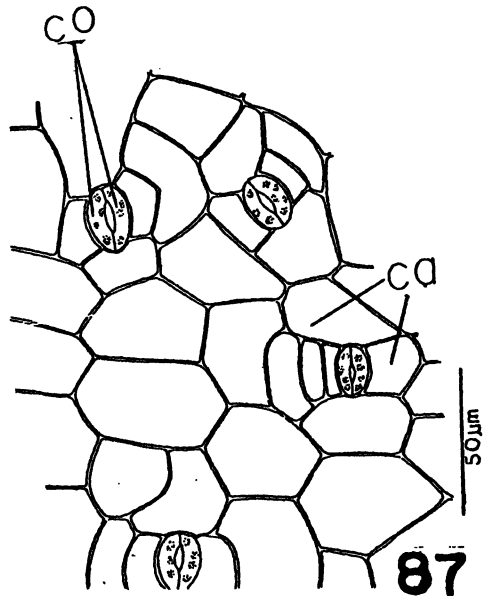
83



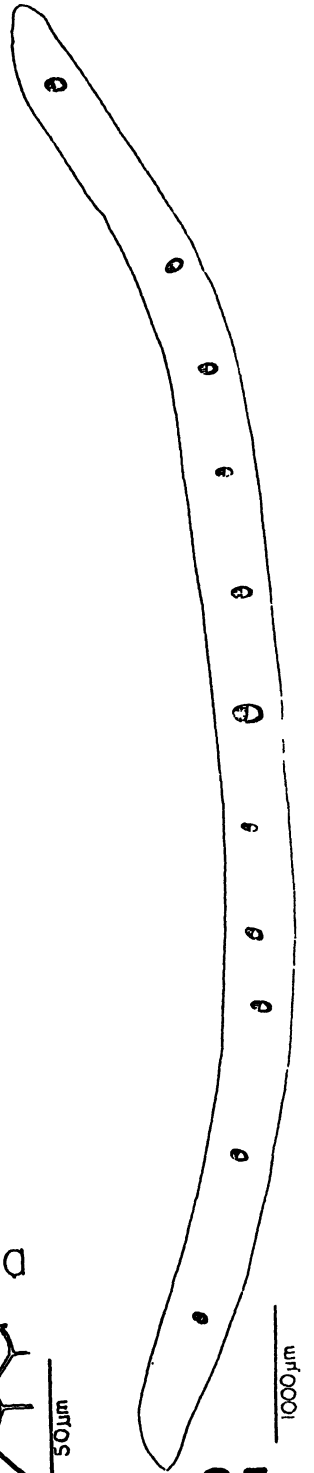
84



86



87



85

Prancha 18

Sétimo protofilo

Figura 88 - Diagrama da lâmina foliar, mostrando o padrão de venação .

Figura 89 - Diagrama do corte transversal da lâmina, executad ao nível do terço inferior da folha. Observe-se a ocorrência d vários feixes vasculares na nervura central.

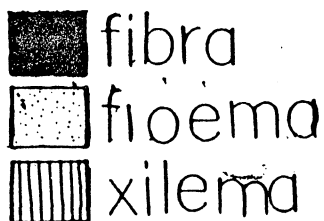
Figura 90 - Diagrama do corte transversal do limbo, feito ao nível do terço médio da folha.

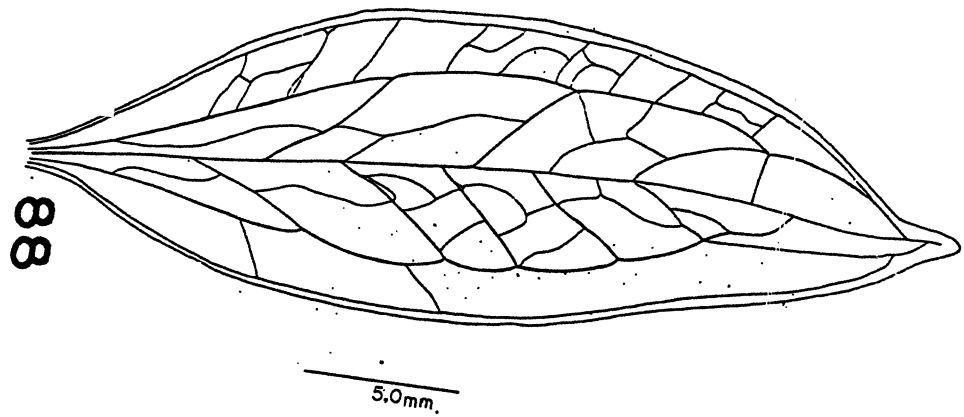
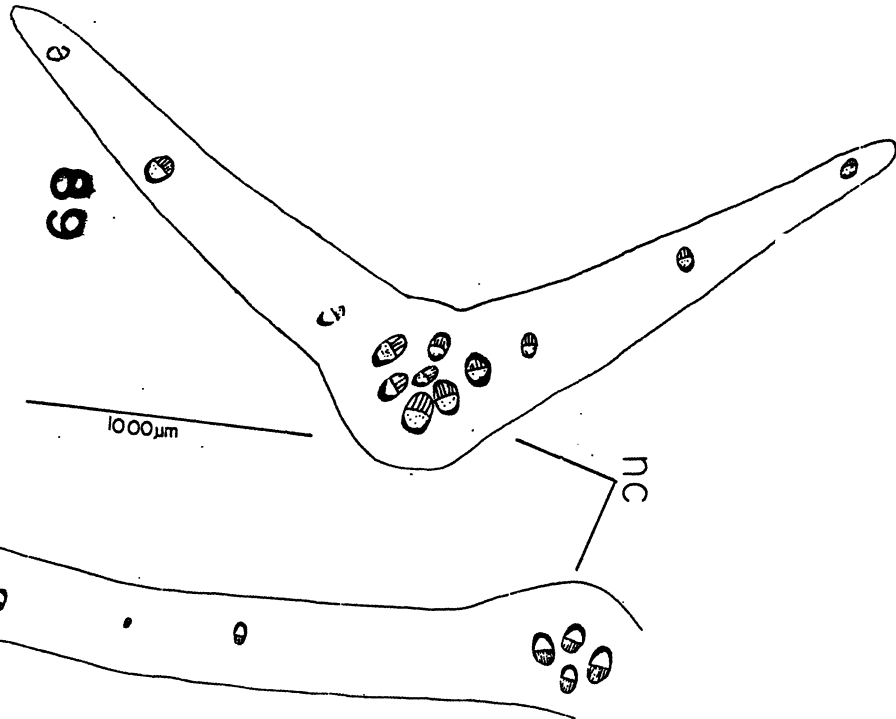
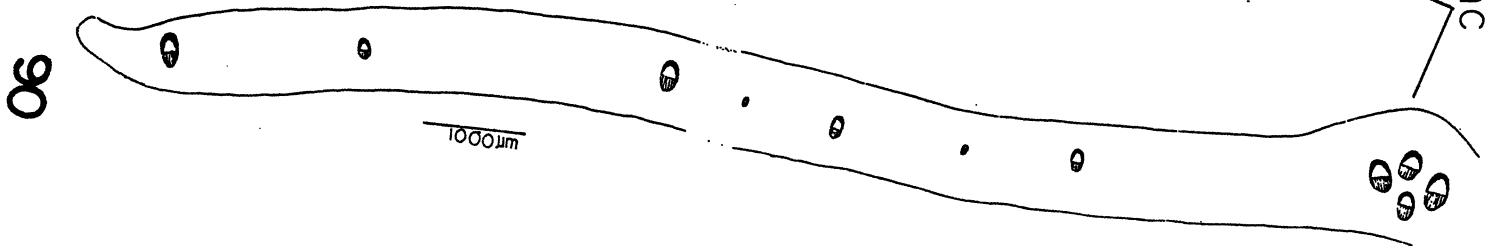
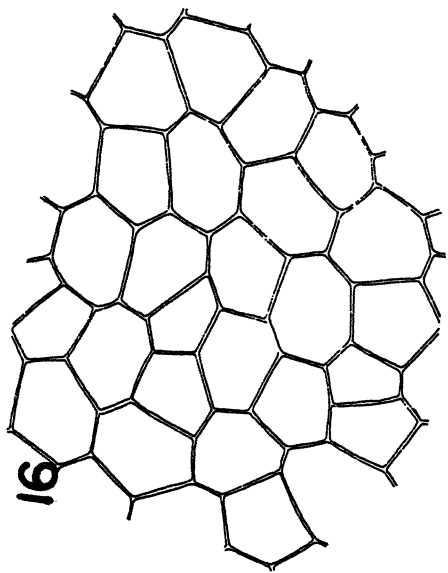
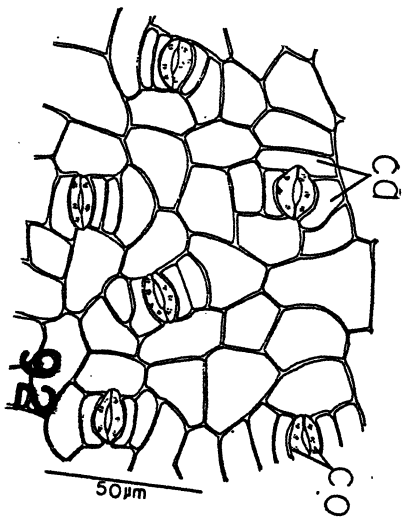
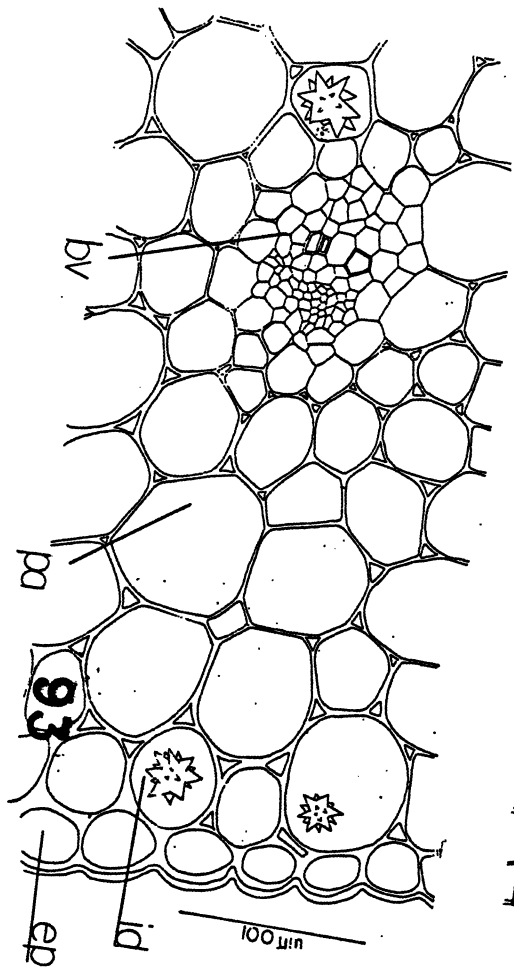
Figura 91 - Formenor da epiderme adaxial, em vista frontal.

Figura 92 - Formenor da epiderme abaxial, em vista frontal.

Figura 93 - Detalhe anatômico de seção transversal do genículo.

bv- bainha vascular; ca- célula anexa; co célula oclusora; ep- epiderme; id- idioblasto com drusa; nc - nervura central pa parênquima.



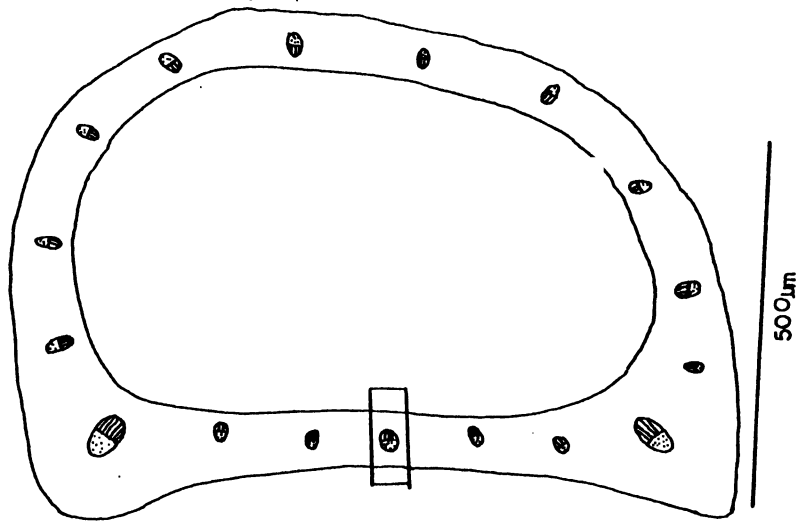


Prancha 19

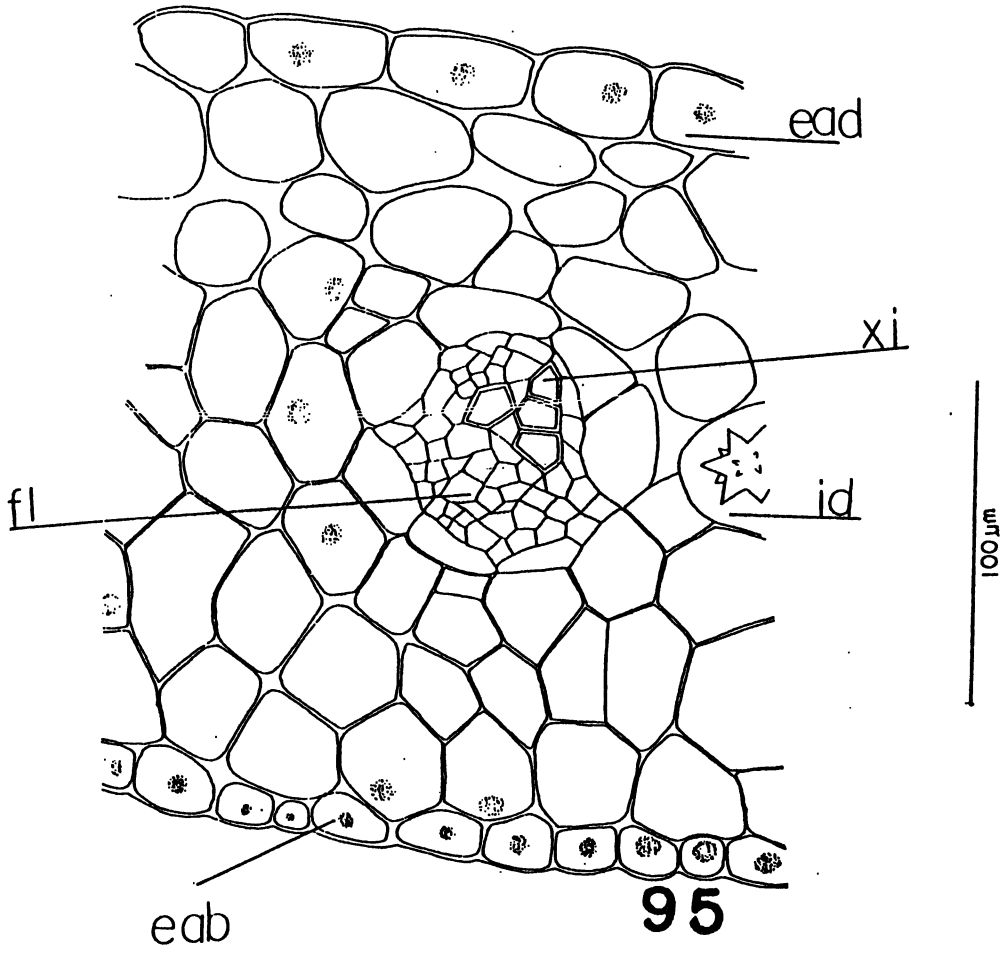
Figura 94 - Desenho esquemático de seção transversal do amciofilo.

Figura 95 - Detalhe anatômico indicado na figura 94.
eab- epiderme abaxial; ead - epiderme adaxial; fl- floema;
id- didoblasto com drusa; xi- xilema.





94



95

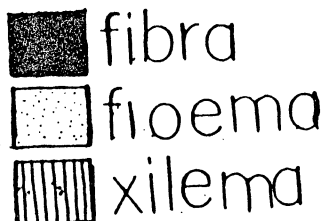
Prancha 20

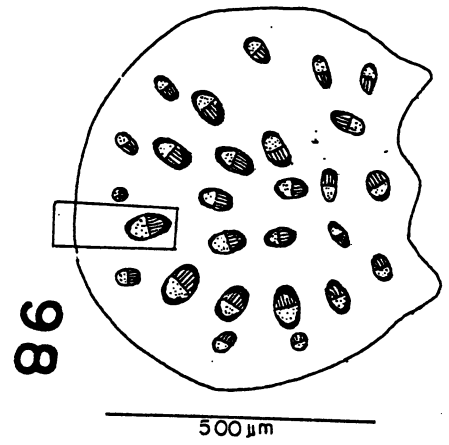
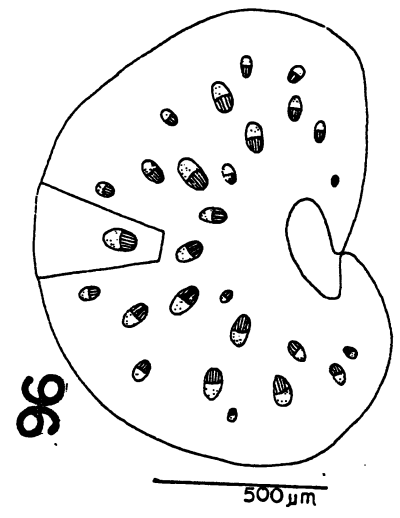
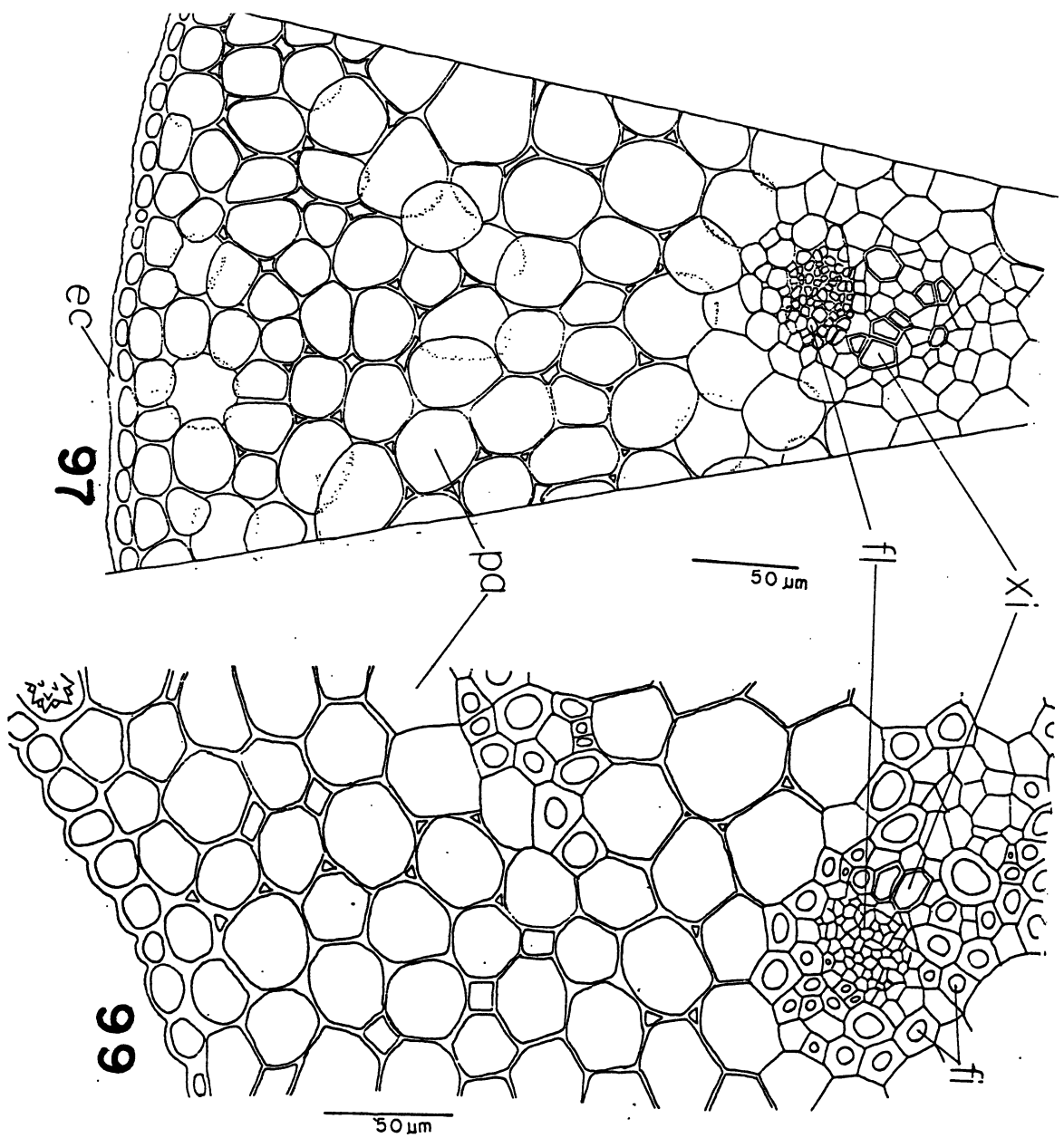
Figura 96 - Desenho esquemático de seção transversal da bainha foliar do nomofilo.

Figura 97 - Detalhe anatômico, indicado na figura 96

Figura 98- Diagrama de cortetransversal do pecíolo do nomofilo, feito ao nível do terço superior.

Figura 99 - Pormenor anatômico, indicado na figura 98 .
ec- estratos cuticulares; -fi- fibra; fl-floema;- pa-
parênquima; xi-xilema.





Prancha 21

Figura 100 - Aspecto geral do nomofilo diafanizado, mostrando o padrão de venação .

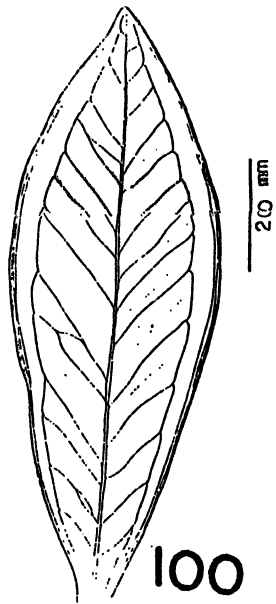
Figura 101 - Diagrama do corte transversal de nomofilo , executado ao nível do terço inferior da folha.

Figura 102 a 104 - Formenores da epiderme abaxial, mostrando a seqüencia do desenvolvimento do complexo estomático perígeno.

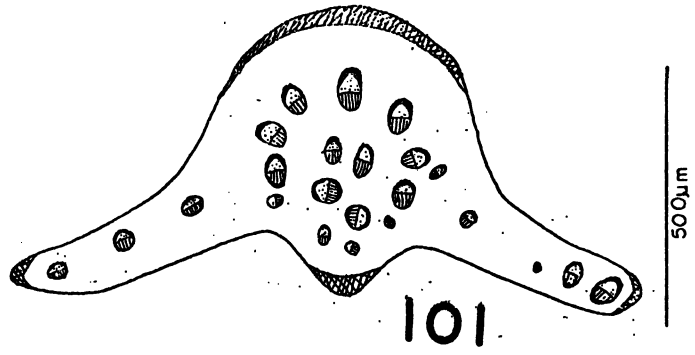
Figura 105 - Formenor da epiderme adaxial, em vista frontal.

Figura 106- Formenor da epiderme abaxial em vista frontal.
ca- célula anexa; cd- célula- mãe de estômato em divisão; cm - célula-mãe de estômato; co- célula oclusora .

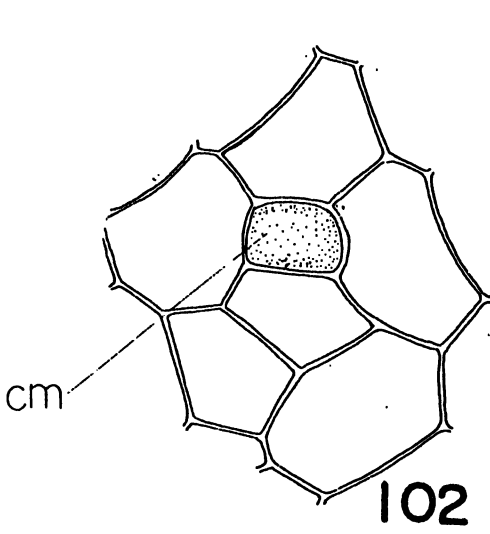




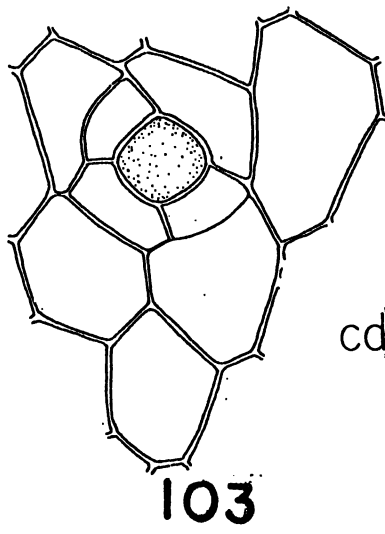
100



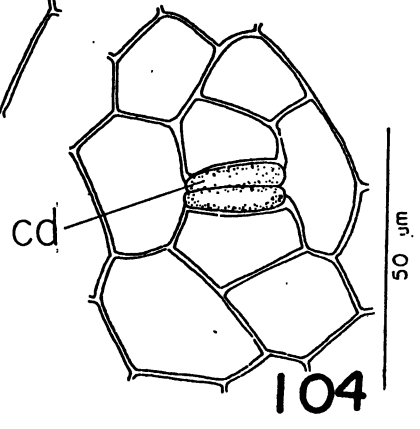
101



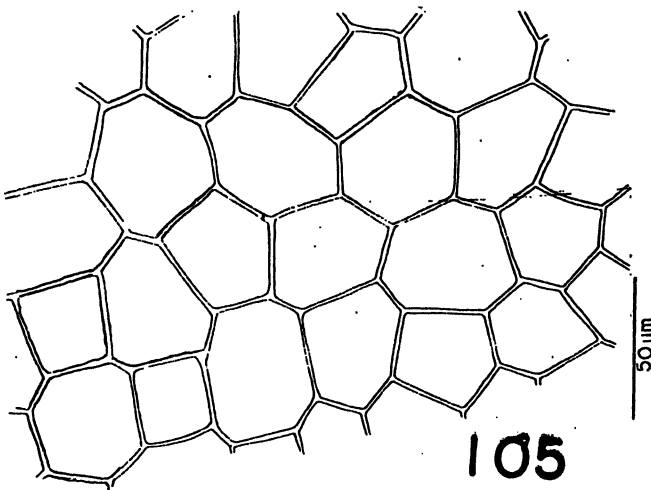
102



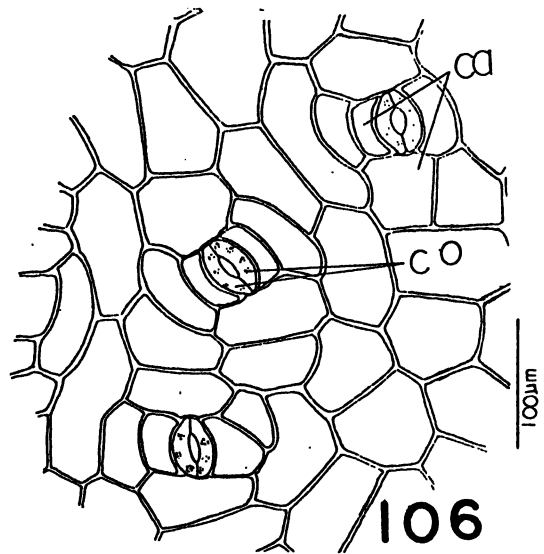
103



104



105



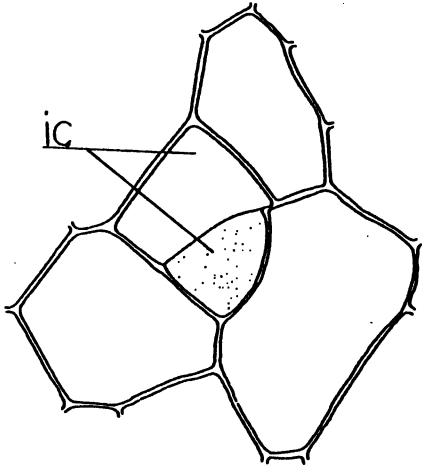
106

Prancha 22

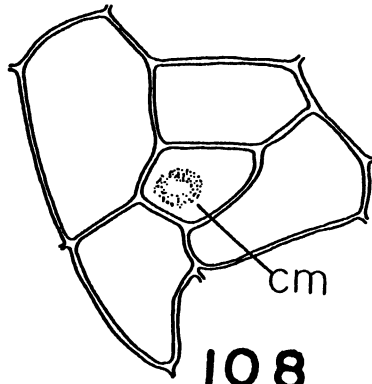
Figuras 107 a 111 - Formenores da epiderme foliar abaxial, mostrando a seqüência do desenvolvimento do complexo estomático mesoperígeno .

Figuras 112 a 114 - Formenores da epiderme foliar abaxial, mostrando divisões anticlinais das células que rodeiam o estômato.

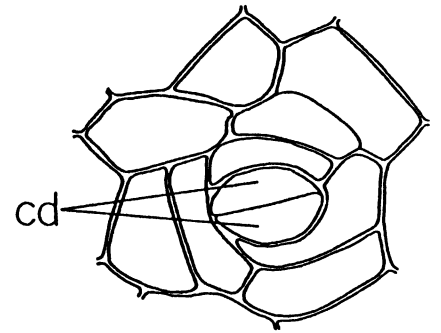
ca- célula anexa (em divisão); cd- célula-mãe de estômato em divisão ; cm célula-mãe de estômato; ic- inicial de complexo estomático (em divisão);



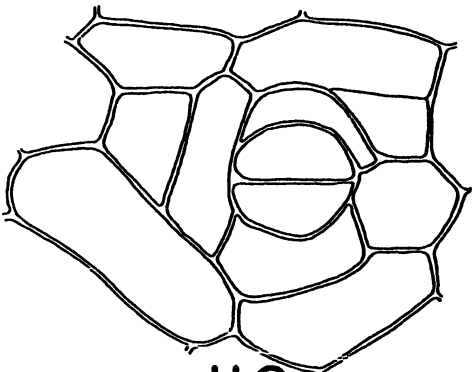
107



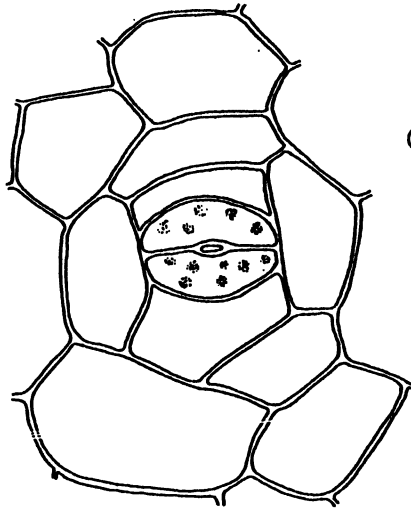
108



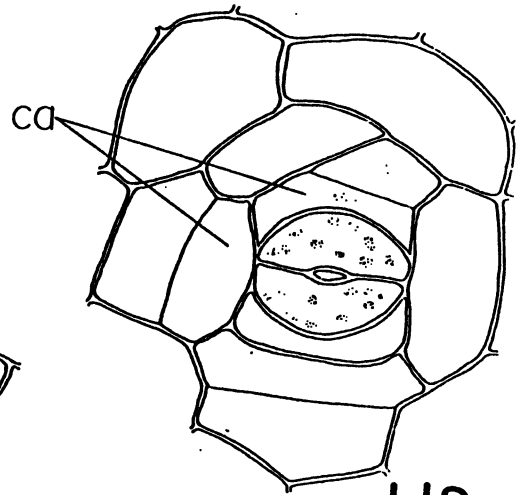
109



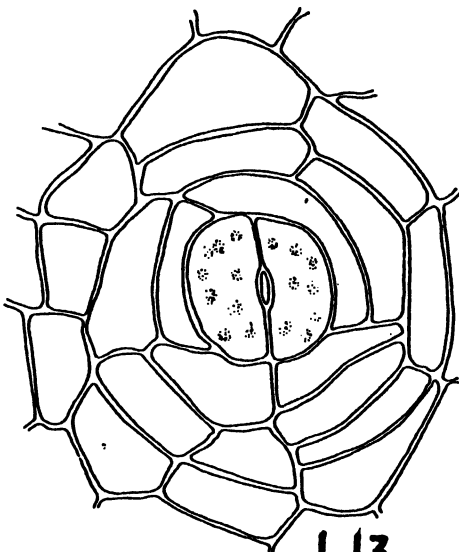
110



111

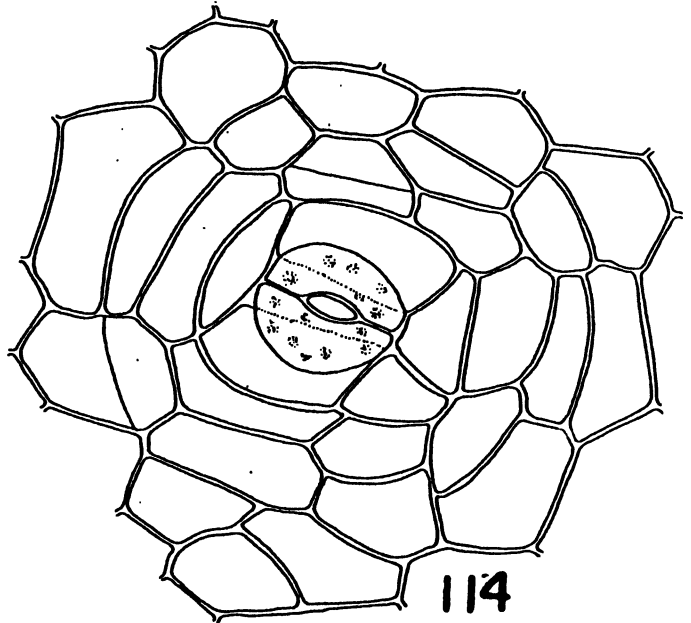


112



113

50 μm



114

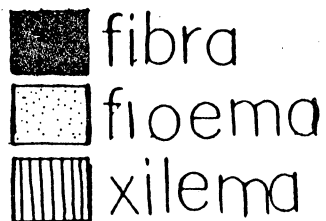
Prancha 23

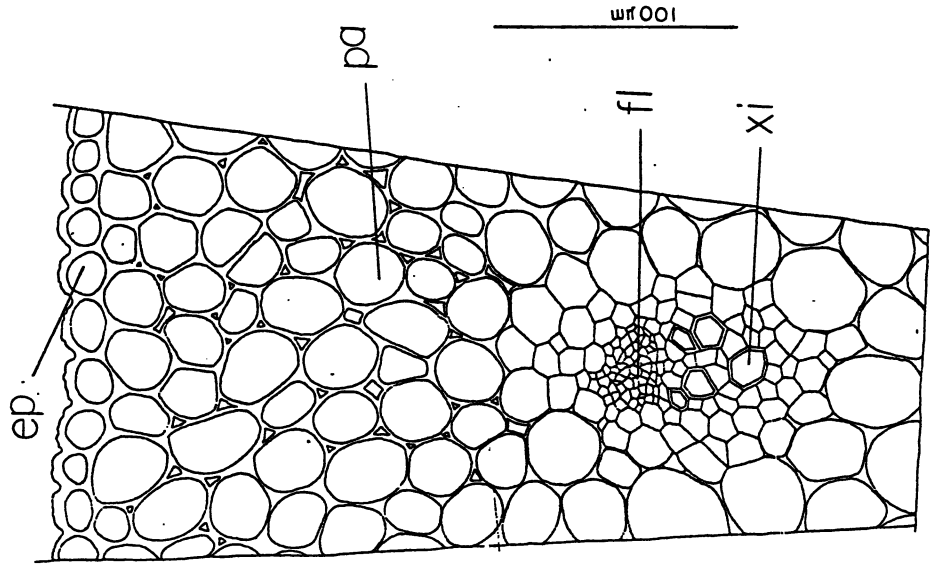
Figura 115 - Desenho esquemático de seção transversal de genículo do nomofilo.

Figura 116 - Detalhe anatômico do genículo de nomofilo, indicado na figura 116.

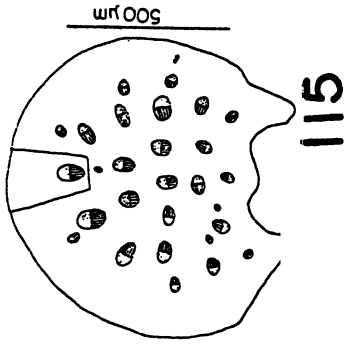
Figura 117 - Detalhe anatômico do corte transversal do limbo de nomofilo.

ec estratos cuticulares; eab- epiderme abaxial; ead- epiderme adaxial; fl- floema; id-idioblasto com drusa; pe- proliferação celular na região do estômato; pl-parênquima lacunoso; pp-parênquima paliçadico; xi- xilema.

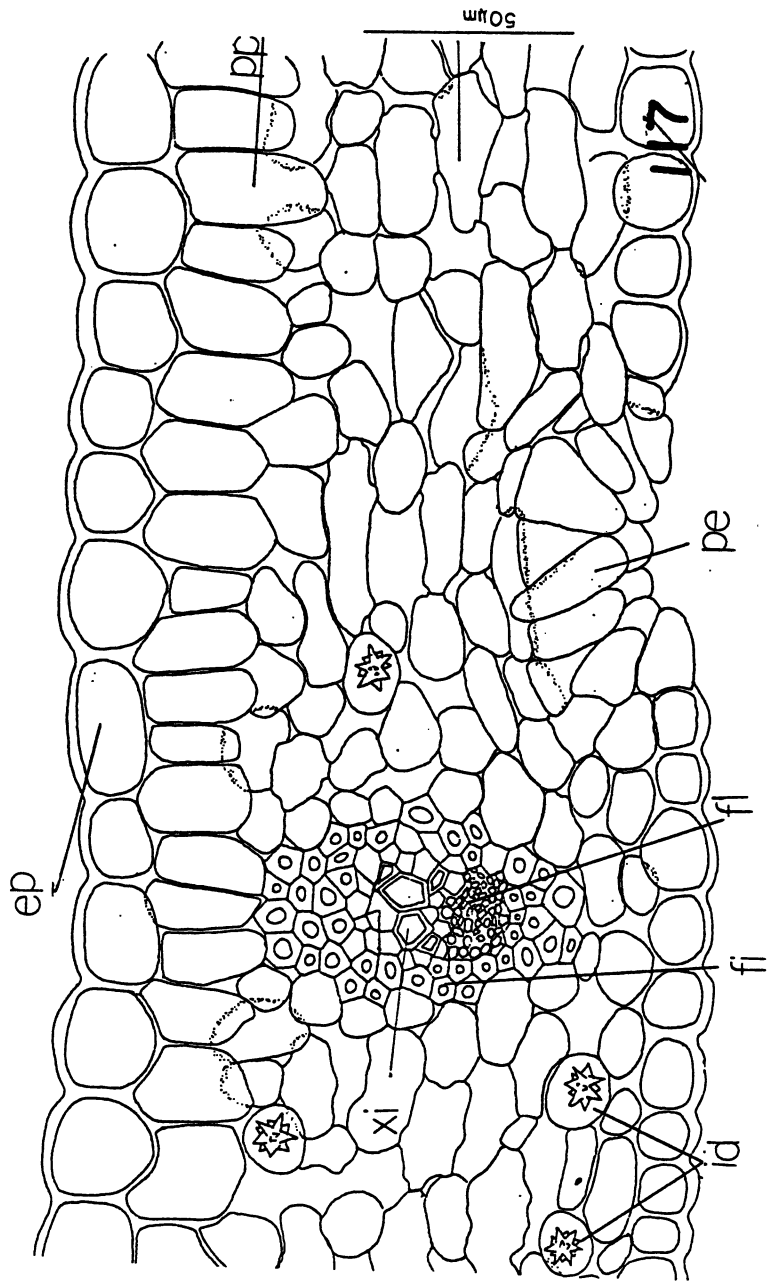




116



115



117

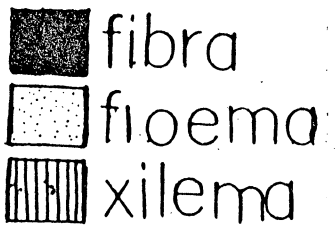
Plancha 24

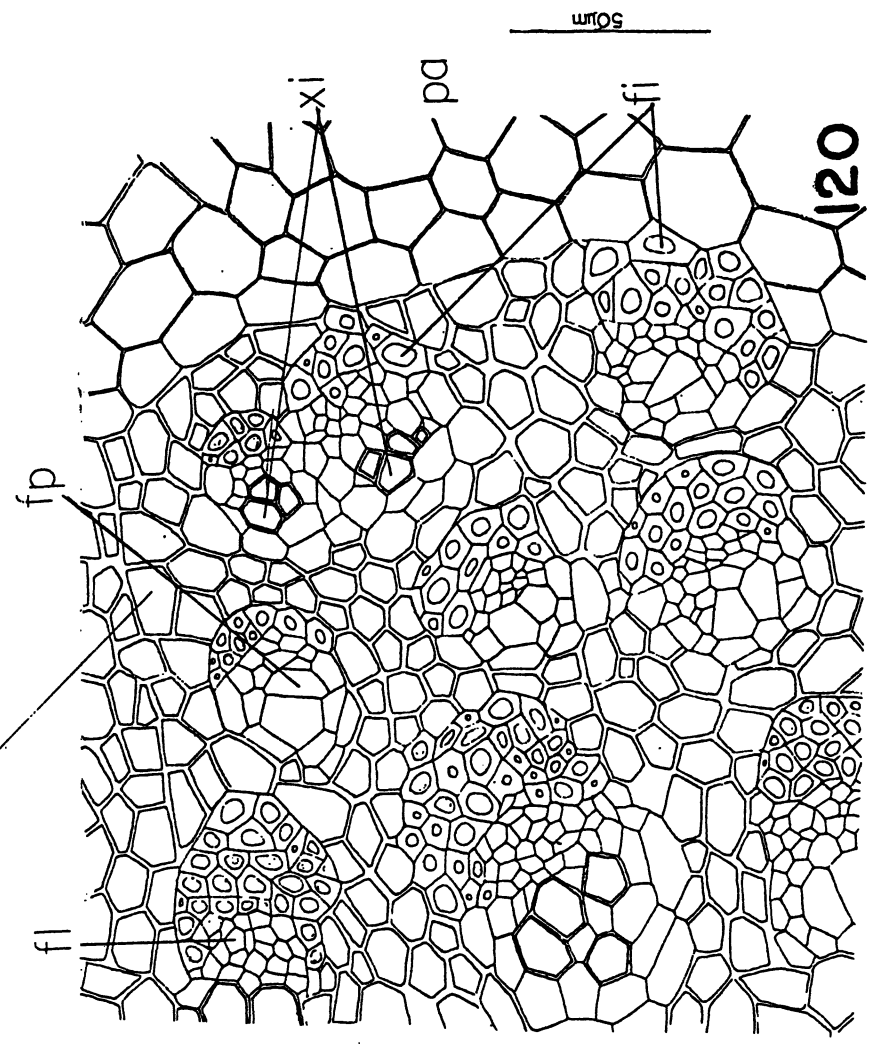
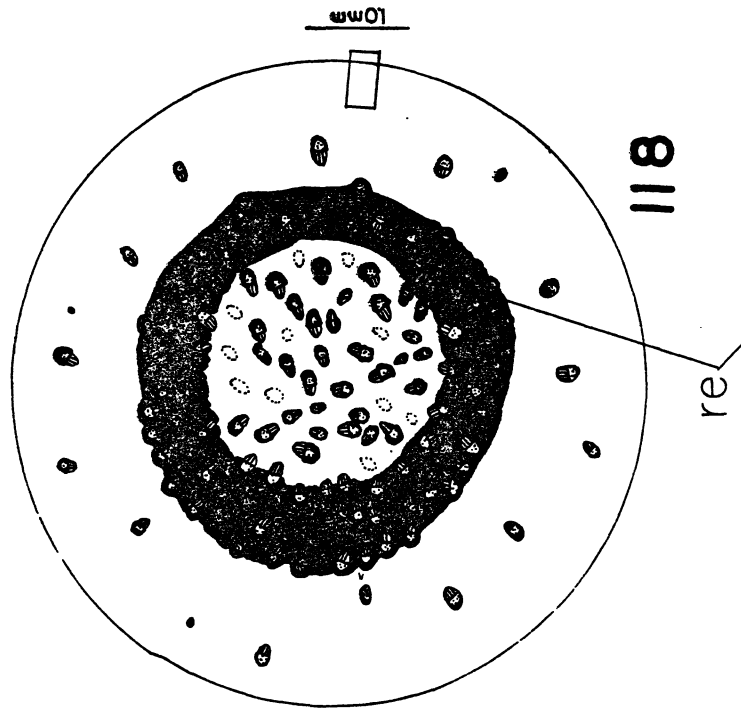
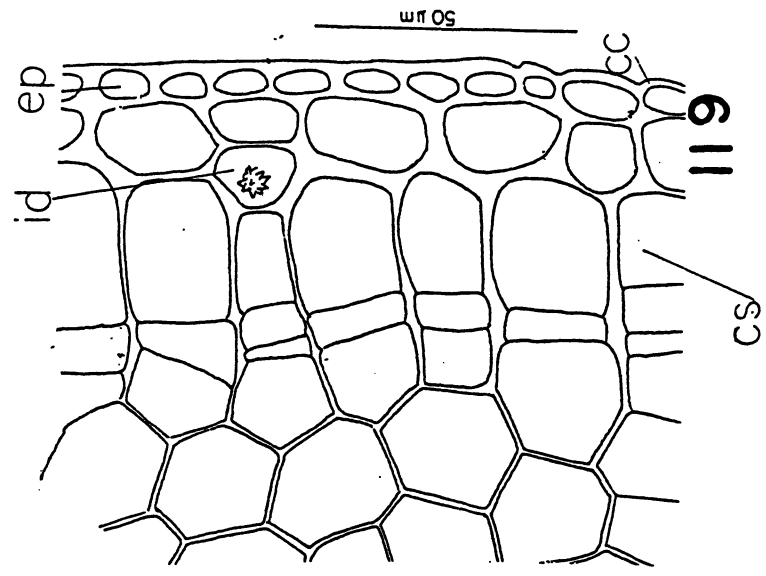
Figura 118 - Diagrama de seção transversal de entrenó de caule de pulafiton .

Figura 119 - Pormenor anatômico indicado na figura 118

Figura 120 - Pormenor anatômico da região de tecido esclerificado .

cs- camada subepidérmica; ec estratos cuticulares; ep- epiderme; fl-floema; fp -feixe pró-vascular; fv- feixe vascular ;id-idioblasto; re- região de tecidos esclerenquimáticos; xi-xilema.





Glossário

Amicófilo- folha amplexicaulinar com função de proteção a um ápice vegetativo, não estando relacionada a um período de repouso.

Catáfilo- modalidade de folha, quase sempre escamiforme ocorrendo próximo da raiz.

Córculo- inclui todas as partes do embrião. Este termo exclui o cotilédone por ser um anexo embrionário e não um embrião..

Ferofiton- fase fértil do vegetal.

Nomófilo- folha típica do vegetal adulto. Equivalente a "Leave foliage" da língua inglesa e "Laubblatt" na alemã.

Módulo caulinar- *sucessão caulinar* fixa que se repete. Em *A scandens* equivale a dois entrenós e um nomofilo. No vegetal adulto o módulo termina sempre por uma inflorescência.

Protófilo- primeira folha do vegetal. Ampliou-se o termo de modo a incluir as seqüências de mesmas características.

Pulafiton- fase da plântula que tem início com a germinação e se mantém até a emissão do primeiro protofilo.

SUMMARY

Morpho-anatomic analysis of epiphytic native *Anthurium scandens* (Aublet) Engler was carried out. Embryo, "pulaphyton" (seedling) and "tirophyton" phase until foliage leaves were investigated. Stem, leaf and venation were described. The seed is albuminous and monocotyledonar, the epicotyl is in an apparent lateral position. The seedling has a suctorial cotyledon. "Pulafiton" phase is characterized by stem and a prophyll. Primary root is diarch and soon disappears; then triarch and poliarch roots appear. Simpodial stem arises in "tirofiton" phase and two leaf types are present: the "amiciofilo" and "nomofilo" (foliage leaf). Protophyll and foliage leaves have perigenous and mesoperigenous stomatic complex. The heterogeneous mesophyll occurs at the seventh protophyll.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. ALQUINI, Y. Interpretação morfológica de *Musa rosaceae* Jacq. Curitiba, 1986. Universidade Federal do Paraná. Tese de Mestrado. 92 p.
2. AUBLET, F. Historie des plantes de la Guiane Françoise. J. Cramer, 1775. 976p.
3. BACHMANN, E. " Uber Korkuricherungen auf Blatteern ". Jahrb. uriss, bot. ,v.12, p. 190-236, 1880.
4. BAKER, H. G. & BAKER, I.. Starch in Angiosperm pollen grains and its evolutionary significance. Am. J. Bot., v. 66, p. 591-600, 1979.
5. BAILEY, I. H. . The development of vessels in angiosperms and its significance in morfological research. Am.J.Bot., v. 31, p. 421- 28, 1944.
6. BARABÉ, D. Vascularisation de la fleur de *Symplocarpus foetidus* (Araceae). Can.J., v. 60, 1982.
7. BARABÉ, O.; LABRACQUE M. ; CHRÉTIEN L. Vascularisation de la fleur d' *Anthurium lhotzkyanum* (Araceae). C. R.Acad. Sc. Paris, série III, v. 299, p. 651-656, 1984.
8. BARABÉ, D. ; CHRÉTIEN, L. Anatomie florale de *Spathicarpa sagittifolia* (Araceae). Beitr. biol. Pflanzen, v. 60, p. 403-412, 1985.
9. BARABÉ, D ; LABRECQUE, M. Vascularisation de la fleur d' *Drontium aquaticum* L. (Aracées) Bull. Soc. Bot. Fr., v.132, n. 2 , p.133-145, 1985.
10. BARABÉ, D. ; CHRÉTIEN, L. Anatomie florale de *Monstera deliciosa* (Araceae). Can.J.Bot. , v.63, p. 1423-1428, 1985.
11. BARABÉ, D. ; CHRÉTIEN, L. Vascularisation de la fleur de *Spathophyllum wallisii*. Can.J.Bot., v.64, p. 1397-1401, 1986.

12. BARABÉ, D.; CHRÉTIEN, L.; FORGET S. .
Vascularisation de la fleur pistillée d' *Anchomanes
difformis* Engl. Feddes Repertorium , v.97, n. 11-
12, p. 831-835, 1986 .
13. BARABÉ, D. La néoténia chez les Araceae
(Angiospermae). C.R. Acad. Sci. Paris, v. 305,
série III , p. 609-612, 1987.
14. BARABÉ, D; FORGET, S. & CHRÉTIEN, L. Organogénese
de la fleur de *Symplocarpus foetidus* (Araceae). Can.
J. Bot., v. 65, p. 446-455, 1987.
15. BLANC, F. Contribution à l'étude des Aracées II.
Remarques sur la croissance sympodiale chez
l'*Anthurium scandens* Engler et le *Philodendron
speciosum* Schott. Rev.Gén.Bot., v.84, p.319-331,
1977.
16. BLOCH, R. Developmental potency, differentiation
and pattern in meristem of *Monstera deliciosa*.
Am.J.Bot., v.31, p.71-77, 1944.
17. _____. Differentiation and pattern in *Monstera
deliciosa*. The trichoschereids in the air root.
Am.J.Bot., v.33,p.544- 551, 1946.
18. BOGNER, J. A critical list of aroid genera.
Aroideana, v.1, p.63-73, 1978.
19. BOYD, L.. Monocotyledonous seedlings.
Trans.Proc. Bot.Soc. Edimburger, v.31, p. 5-224,
1932.
20. BUELL, M. F. Seed and seedling of *Acorus calamus*.
Bot. Gaz., v.96, p. 758-765, 1935.
21. BUGNON, F. Bases fondamentales pour l'étude de la
ramification chez le végétaux. Principales modalités
de ce phénomène. Bull.Soc.Bot., n.2, p. 5-14, 1980.
22. BROWN, W. The grass embryo. A rebuttal. Phytomorph.,
v.15, n.3, p. 274-284, 1965.
23. BURNS, M. A. Plant Anatomy. London: Arlington
Books, 1977.
24. CAMPBELL, D.H. Studies on Araceae I. Ann.Bot.,
v.14, 1900.
25. _____. Studies on the Araceae II. Ann.Bot., v.17,
n.68, p.665-687, 1903.
26. CHEADLE, V.I. The occurrence and types of vessels in
the various organs of the plant in the
monocotyledons. Am.J. Bot., v.29, p. 441-450, 1942.

27. ----- Independent origin of vessels in the monocotyledons and dicotyledons. *Phytomorph.*, v.3, p. 23-44, 1953.
28. CHRYSLER, M. L. The development of the central cylinder of Araceae and Liliaceae. *Bot.Gaz.*, v.38, 1904.
29. CORRÊA, M. P. Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, Industria e Comercio, 1926. p.137.
30. COTTHEM, W. R. J. Von. A classification of stomatal types. *Bot.J. Linn. Soc.*, v. 63, p. 235-46, 1970.
31. COULTER, J. ; LAND, W.J.E. The origin of monocotyledons. *Bot.Gaz.*, v.57, p. 509-519, 1914.
32. CROAT, T. B. ; BUNTING, G. S. Standardization of *Anthurium* descriptions. *Aroideana*, v.2, p. 15-25, 1978.
33. CROAT, T. B. ; BAKER, R. The genus *Anthurium* (Araceae) in Costa Rica. *Brenesia*, v.16, n. 1, 1979.
34. CROAT, T.B. Flowering behavior of the neotropical genus *Anthurium* (Aracea). *Am.J.Bot.*, v.67, n.6, p. 888-904, 1980.
35. CUTTER, E. *Plant Anatomy*. Reading: Addison Wesley, 1971.2v.
36. DAHLGREN, R.M.T. ; CLIFFORD, H.T. *The monocotyledons: a comparative study*. London: Academic Press, 1982. 378 p.
37. DAHLGREN, R.M.T.; CLIFFORD, H.T.; YEO, P.F. *The families of monocotyledons*. New York: Springer-Verlag, 1985.
38. DI FULVIDO, T. Los "tipos" de endosperma y de haustorios endospermicos. Su classificacio *Kurtziana*, v.16, p. 7-31, 1983.
39. DUNN, D. B.; SHARMA, G. K. ; CAMPBELL, C. C. Stomatal patterns in dicotyledons and monocotyledons. *Am.Midl. Nat.*, v.74, p. 185-195, 1965.
40. EAMES, A. J. ; MACDANIELS, L. H. *An introduction to plant anatomy*. New York: Mc Graw Hill, 1947. 247p.
41. EAMES, A. J. *Morfology of Angiosperms*. New York: McGraw Hill, 1981. 518p.

42. EMBERGER, L. Les végétaux vasculaires. In: M. CHADEFAUD ; L. EMBERGER. *Traité de botanique systematique*. Paris: Masson & Cie, 1960. 1539p.
43. ENGLER, A. Araceae. In: K.F.P. MARTIUS (ED). *Flora Brasiliensis*, v.3. New York: J. Cramer. 1878. 816p.
44. _____. Araceae. In: CANDOLLE, A. (ED). *Monographiae phanerogamun*, v. 2, p. 103-207, 1879.
45. _____. Araceae- Pothoideae. In: _____. *Dans das Pflanzenreich*. v.4, n. 21, p. 1-330, 1905.
46. _____. In: MELCHIOR, H.. *Syllabus der Pflanzenfamilien*. Berlin: Borntraeger, 1964. v.2
47. ESAU, K. *Plant Anatomy*. New York: John Wiley, 1953. 735p.
48. _____. *Anatomy of seed plants*. Santa Barbara: John Wiley, 1977.
49. EYDE, R. H. The bases of angiosperm phylogeny: floral anatomy. *Ann.Mo.Bot.Gard.*, v. 2, p. 521-537. 1975.
50. EYDE, R. H. ; NICOLSON, D. H. ; SHERWIN, P. A survey of floral anatomy in Aracea. *Am.J.Bot.*, v.54, p. 478-497, 1967.
51. FAHN, A. The seed. In: *Plant anatomy*. London: Pergamon Press, 1967.
52. FONT QUER, P. *Diccionario de botánica*. Barcelona: Labor, 1965. 1244p.
53. FRENCH, J. C. ; TOMLINSON, P.B. Vascular patterns in stems of Araceae: subfamily Pothoideae. *Am.J.Bot.*, v.68, n.5, p.708-712, 1981a.
54. _____, Vascular patterns in stems of Araceae: subfamily Monsteroideae. *Am.J.Bot.*, v.68, n.8, p. 1115-1129, 1981b.
55. FRENCH, J. C. Patterns of endothelial wall thickenings in Araceae: subfamilies Pothoideae and Monsteroideae. *Am.j. bot.*, v.72, p. 472-486, 1985a.
56. _____. Patterns of endothelial wall thickenings in Araceae: subfamilies Calloideae, Lasioideae and Philodendroideae. *Bot. Gaz.*, v.146, p. 521-533, 1985b.

57. _____. Patterns of endothecial wall thickenings in Araceae: subfamilies Colocasioideae, Aroideae and Pistioideae. *Bot.Gaz.*, v.147, p 166-179, 1986 a.
58. _____. Patterns of stamen vasculature in Araceae. *Am.J.Bot.*, v. 73, p. 734-749, 1986 b.
59. _____. Structure of ovular and placental trichomes of Araceae. *Bot.Gaz.*, v.148, n.2, p. 198-208, 1987.
60. GATIN, M. C. L. Premieres observations sur l'embryon et la germination des Broméliacées. *Rev.Gen.Bot.*, v.23, p. 49-66, 1921.
61. GOLA, G.; NEGRI, G. CAPPELLETTI, C. *Tratado de Botánica*. Barcelona: Labor, 1965.
62. GRAYUM, M. H. Evolutionary and ecological significance of starch storage in pollen of Araceae. *Am.J.Bot.*, v.72, n.10, p. 1565-1577, 1985.
63. HERTEL, R. J. G. Contribuição para a fitologia teórica II. Alguns conceitos na carpologia. *Humanitas*, v.4, n.4, 1959.
64. _____. Estudo sobre *Phoebe porosa* (Nees) Mez. I. Nomenclatura da Imbuia e alguns dos problemas que encerra. *Dusenias*, v.8, n.5, p 165-94, 1968.
65. _____. Estudos sobre *Phoebe porosa* (Nees) Mez. II A inflorescência, a flor e o fruto da Imbuia. *Acta Biol.Par.*, v.3, n.1,2,3,4, p. 25-53, 1974.
66. _____. Interpretação morfológica de *Araucaria angustifolia*. Curitiba, 1980. Tese, Concurso Titular, Universidade Federal do Paraná.
67. HICKEY, L.J. Classification of the architecture of dicotyledonous leaves. *Am.J.Bot.*, v.60, n.1, p. 17-33, 1973.
68. HILL, A. W. The Morphology and seedling structure of *Peperomia*, together with some views on the origin of monocotyledons. *Ann.Bot.*, v.20, p. 395-427, 1906.
69. HOTTA, M. On the juvenile plants of the genus *Arisaema*. *Acta Phytotax. Geobot.*, v. 21, p. 9- 16, 1964.
70. _____. Study of the Family Araceae. General remarks. *Jpn.J.Bot.*, v.20, n. 4, p. 269-310, 1971.
71. HZN, D. B. Seedlings of some tropical and shrubs mainly of South East Asia. Wageningen: Centre for Agricultural Publishing and Documentation, 1972. 399p.

72. ITO, T. Chromosomen und sexualitat von der Araceae I. *Cytologia*, v.12, p. 313-25, 1942.
73. JENSEN, W. A. Botanical histochemistry (Principles and practice). San Francisco: W. H. Freeman, 1962. 408p.
74. JERNSTEDT, J. Seedling growth and root contractions in the soap plant, *Chlorogalum pomeridianum* (Liliaceae). *Am. J. Bot.*, v. 71, n.1, p. 69-75, 1984.
75. JOHANSEN, D. A. Plant microtechnique. New York: McGraw Hill, 1940. 523 p.
76. JOLY, A. B. Botânica: introdução à taxonomia vegetal. São Paulo: Editora Nacional, 1976. 777p.
77. JORGE, L.; MOREIRA, T.; FERRO, V. Principais características morfológicas e anatômicas de *Xanthosoma atrovirens* C. Koch e Bouché. *Rev. Bras. Farmacogn.*, v.1, n.2, p.154-165, 1986.
78. KAPLAN, D. R. Comparative foliar histogenesis in *Acorus calamus* and its bearing on the phyllode theory of monocotyledonous leaves. *Am.J.Bot.*, v.57, n.3, p. 331-361, 1970.
79. KELLER, R. Über Erscheinungen des normalen Haarverlustes an Vegetationsorganen der Gefasspflanzen. *Diss. Berlin und Nova Acta Acad. caes. Leop. Carol. Nat. Curr.*, v.55, p. 305-360, 1890.
80. LAWRENCE, G. H. M. Taxonomia das plantas vasculares. Lisboa: Calouste Gulbenkian, 1951. 2854p.
81. MAACK, R. Geografia física do Paraná. Curitiba, 1968, universidade Federal do Paraná.
82. MORRETES, B. L. ; VENTURELLI, M. Ocorrência de "lenticelas" em folhas de *Tripodanthus acutifolius* (R. & P) Tiegh. (Loranthaceae) *Revista Brasileira de Botânica*, v.8; p. 157-162, 1985.
83. NICOLSON, D. H. Translation of Engler's classification of Araceae with updating. *Aroideana*, v.5, p.67-88, 1982.
84. PALIWAL, G.S. Stomatal ontogeny and phylogeny. I. monocotyledons. *Acta Bot. Neerl.*, v.18, p. 654-668, 1969.
85. PANT, D. D. ; KIDWAI, . Structure of leaves and stomatal ontogeny in some Pandanales end Spathiflorae. *Senck Biologica*, v.47, p. 309-333, 1966.

86. PIJL, van Der. Sarcotesta, pulpa and the evolution of the Angiosperm fruit I, II. *Proc.Kon.Akad.Wet.*, v.56, p. 307-312, 1955.
87. _____. Ecological aspects of fruit evolution. A functional study of dispersal organs I,II,III. *Proc.Kon. Ned.Akad. Wet.*, v.69, p. 597-640, 1966.
88. RAY, T.S. Growth correlations within the segment in the Araceae. *Am.J.Bot.*, v.73, n.7, p. 993-1001, 1986.
89. _____. Leaf types in the Araceae. *Am.J.Bot.*, v.74, n.9, p.1359-1372. 1987.
90. REITZ, R. *Anais Botânicos do Herbário Barbosa Rodrigues* - v.2, p.117-118, 1950.
91. _____. *Araceas Catarinensis*. *Sellowia*, v.8, p.20-70, 1957.
92. RENDLER, A. B. The classification of flowering plants. Gymnosperms and Angiosperms. Cambridge: University Press, 1930. v.1.
93. ROTH, I. *Microtecnica vegetal*. Caracas: Univ. Central de Venezuela, 1964.
94. _____. *Fruits of Angiosperms*. Berlin: Oelschlagersche Buchdruckeres, 1977. 675p.
95. _____. *Organografia comparada de las plantas superiores*. Caracas: Biblioteca da Univ. Antar. de Venezuela, 1980. 245p.
96. SARGANT, E. A teory of origin of monocotyledons, foundes on the structure of their seedling. *Ann. Bot.*, v.17, p. 1-92, 1903.
97. SASS, J. E. *Botanical microtechnique*. Iowa: Iowa State College Press, 1951. 228p.
98. SCOTT, R. and SARGANT, E. On the development of *Arum maculatum* from the seed. *Annals of Bot.*, v.12, 1898. 399p.
99. SHEFFER, R. D. & KAMEMOTO, H. Chromosome Numbers in the genus *Anthurium*. *Am.J.Bot.*, v.63, p.74-81, 1976a.
100. _____. Cross Compatibility the Genus *Anthurium*. *J.Amer. Soc.Hort.Sci.*, v.101, p. 709-713, 1976b.
101. SHEFFER, R. C. ; THEOBALD, W.; KAMEMOTO, H. Taxonomy of *Anthurium scandens* (Araceae). *Aroideana*, v.3, n.3, p. 86-93, 1980.

102. SCHOENBERG, M.M.; MARTINEZ, J. Anatomia foliar de *Ficus*. Curitiba, 1985. Trabalho apresentado no Congresso Nacional de Botânica.
103. SINNOTT, E. W. ; BLOCH, R. Comparative differentiation in the air roots of *Monstera deliciosa*. Am.J.Bot., v.33, p. 587-590, 1946.
104. SOLEREDER, H.; MEYER, F. Systematische Anatomie der Monokotyledons. Spahiflorae. Berlin: Gebrüder Borntraeger, 1928. p. 100-164.
105. SOUZA, L. A. Anatomia do desenvolvimento de *Cassia cathartica* Mart. São Paulo, 1977. Universidade de São Paulo. Tese de Mestrado. 74p.
106. STEBBINS, G. L. ; KHUSH, G. S. Variation in the organization of the stomatal complex in the leaf epidermis of monocotyledons and its bearing on their phylogeny. Am.J.Bot., v.48, p.51-59, 1961.
107. TEIXEIRA- ESTELITA, M. E. Desenvolvimento anatômico do sistema subterrâneo de *Oxalis affolia* kunth (Oxalidaceae). II Sistema radicular. Bol. Bot. Univ. São Paulo, v.6, p. 27-38, 1978.
108. STRASBURGER, E. Handbook of practical botany. New York: MacMillan, 1911. 527p.
109. STRASBURGER, E.; NOLL, F.; SCHENCK, H.; SCHIMPER, A. Tratato de botânica. Barcelona: Marin, 1974. 798p.
110. STRAUSS, M. S.; MICHAUD, J. D. ; ARDITTI, J. Seed storage and germination and seedling proliferation in Taro, *Colocasia esculenta* (L.)Schott. Ann. Bot., v.43, p. 603-612, 1979.
111. THODAY, D. Mechanism of root-contration in *Brodiaea lactea* Pl. Physiol., v.6, p. 721-725, 1931.
112. TOMLINSON, P. B. The monocotyledons; their evolution and comparative biology. VII branching in monocotyledons. Quart.Rev.Biol.; v.48,p. 458-466, 1973.
113. _____. Development of the stomatal complex as a taxonomic character in Monocotyledons. Taxon, v.23, p. 109-128, 1974
114. VOGEL, E. F. de. Seedlings of dicotyledons. Wageningen: Centre for Agricultural Publishing and Documentation, 1980. 465p.
115. WEBBER, E. Obsertions on the epidermal structure and stomatical apparatus of some members of the Araceae. Rhodora, v.62, p. 251-258, 1960.