



UNICAMP

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINASSHESTERSON AGUIAR

SECRETARIA
DE
PÓS-GRADUAÇÃO
I. B.

“MORFOLOGIA E ONTOGENIA DE FRUTOS E SEMENTES DE ESPÉCIES DE APOCYNACEAE DO CERRADO DO ESTADO DE SÃO PAULO”

Este exemplar corresponde à redação final
da tese defendida pelo(a) candidato (a)

Shesterson Aguiar

e aprovada pela Comissão Julgadora.

Tese apresentada ao Instituto
de Biologia da Universidade
Estadual de Campinas para a
obtenção do Título de Mestre
em Biologia Vegetal.

Orientadora: Profa. Dra. Sandra Maria Carmello-Guerreiro
Co-orientadora: Profa. Dra. Luiza Sumiko Kinoshita

CAMPINAS 2003

UNICAMP
BIBLIOTECA CENTRAL
SEÇÃO CIRCULANTE

UNIDADE 93
Nº CHAMADA TIUNICAMP
Ag. 93mm
V EX
TOMBO BC/ 54584
PROC 16-117-04
C D
PREÇO 22,00
DATA 15/04/2004
Nº CPD

CM00196142-B

BIBID. 314859

**FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA
BIBLIOTECA DO INSTITUTO DE BIOLOGIA - UNICAMP**

Ag 93mm
G165m

Aguar, Shesterson

Morfologia e ontogenia de frutos e sementes de espécies de
Apocynaceae do cerrado do Estado de São Paulo / Shesterson Aguar. --
Campinas, SP:[s.n.], 2003.

Orientadora: Sandra Maria Carmello-Guerreiro

Co-orientadora: Luiza Sumiko Kinoshita

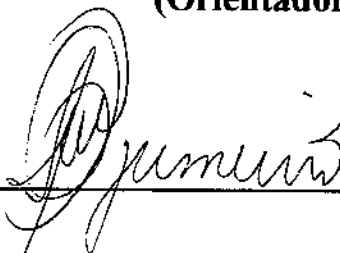
Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual de Campinas.
Instituto de Biologia.

1. Biologia vegetal. 2. Cerrado^V--São Paulo(Estado). I. Carmello-Guerreiro, Sandra
Maria. II. Kinoshita, Luiza Sumiko. III. Universidade Estadual de Campinas.
Instituto de Biologia. IV. Título.

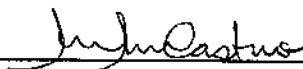
Data da Defesa: 26/09/2003

BANCA EXAMINADORA

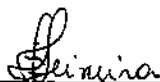
**Profª Drª Sandra Maria Carmello-Guerreiro
(Orientadora)**



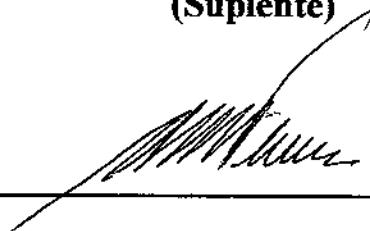
**Profª Drª Marília de Moraes Castro
(Titular)**



**Profª Drª Simone de Pádua Teixeira
(Titular)**



**Prof. Dr. Washington Marcondes Ferreira Neto
(Suplente)**



“Se não houver frutos, valeu a beleza das flores; se não houver flores, valeu a sombra das folhas; se não houver folhas, valeu a intenção das sementes”

(Henfil)

“Proponha-se para fazer o que você pode, esforce-se para fazer o que é possível, pois quando se der por conta terá feito o impossível”

(autor desconhecido)

“Dedico esta tese à minha família (Pai, Mãe, irmãos), meus amigos, meus professores, meus alunos e minha orientadora; pessoas que tanto me ajudaram para que este sonho se tornasse realidade”

“AGRADECIMENTOS”

À Deus, por ter me proporcionado muita energia, muita alegria e muita responsabilidade durante o desenvolvimento da minha tese.

Ao curso de Pós-Graduação em Biologia Vegetal por ter possibilitado o desenvolvimento da minha tese.

À Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa concedida.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo auxílio concedido.

À Unicamp, pelo laboratório de Anatomia Vegetal sempre disponível para minhas pesquisas.

À minha orientadora Prof^a Dr^a Sandra Maria Carmello-Guerreiro pela amizade, pela excelente orientação na elaboração desta tese, por ter me ajudado nos momentos difíceis e por sempre estar próxima nas horas de precisão “te adoro muito e saiba que se não fosse você eu não teria feito esta trabalho”

À Prof^a Dr^a Marília de Moraes Castro pela amizade, por ter me auxiliado na realização dos testes histoquímicos em laticíferos, pelas excelentes sugestões na pré-banca e pelo exemplo de pesquisadora “saiba que me sinto muito feliz em tê-la na minha banca”

À Prof^a Dr^a Simone de Pádua Teixeira pela amizade e por ter me dado muitas dicas na elaboração e correção da minha tese “saiba que me sinto muito feliz em tê-la na minha banca”

Ao Prof. Dr. Washington Marcondes Ferreira Neto por ter sugerido muitas dicas na correção da minha tese “obrigado pela atenção e pelas discussões produtivas em relação à minha tese”

À Prof^a Dr^a Luiza Sumiko Kinoshita por ter me ajudado na identificação das espécies estudadas nesta tese e pelas dicas na elaboração do meu projeto de mestrado.

Ao meu pai João Luiz e à minha mãe Claudinéia, pelo exemplo de vida, por todos os ensinamentos, todos os momentos de alegria, pelo incentivo nos momentos difíceis e por estarem sempre dispostos a fazer tudo por mim “saibam que amo muito vocês”

Aos meus irmãos Sheyla, Shester, Shelton e Sharles e ao meu cunhado Júlio pelos momentos de alegria que vocês me proporcionam, pela amizade, pelo amor e por tudo que vocês sempre fazem por mim “saibam que amo todos vocês”

À minha mãe Irma Aparecida Muro Aguiar por ter me dado a vida e por todos momentos de carinho e amor que vivemos juntos enquanto você ainda se fazia presente “que Deus esteja com você”

Aos meus avôs Francisco Garcia Muro e Joaquim Aguiar por terem me ensinado muito sobre a vida e pelos momentos de carinho e de alegria que me proporcionaram “que Deus esteja com vocês”

As minhas avós Antonieta Garcia, Maria Aguiar e Bárbara Moretti pelo exemplo de vida e por todos os momentos de amor que sempre dedicaram a mim.

À todos os meus parentes (tios, tias, primos, primas) que sempre me recebem com muito carinho e amor “amo muito vocês”

À minha amiga Gláucia Morelli Alves, pela amizade, pelos momentos de alegria e de descontração e por ter me ajudado muito na elaboração desta tese “saiba que você mora em meu coração”

Aos meus amigos Diego Demarco e Ana Paula Lacchia pela amizade, pelos momentos de descontração e alegria e por terem me ajudado muito durante a elaboração desta tese “saiba que eu adoro muito vocês”

Aos meus amigos Alexandre Aurakawa e Ricardo Marques pela eterna amizade e por todos os momentos de alegria, dificuldade e descontração que vocês sempre estiveram presentes “saibam que vocês podem contar comigo para o que der e vier”

Ao meu primo Rogério Moreno Castello pela amizade e por todos os momentos difíceis e alegres que você sempre esteve presente “saiba que você pode contar comigo para o que der e vier”

Ao meu amigo Toniato pela amizade e por ter me ajudado a escrever o Abstract deste trabalho.

Aos meus amigos de turma da faculdade: Adriana, Ana Lígia (“in memoriam”), Breyla, Elisângela “Birigui”, Fabiano “Staut”, Fernanda, Larissa, Luciana, Mirella, Otávio, Patrícia, Rodolfo, Roger, Sara, Sérgio “Oba”, Thiago, Vanessa, Vitorio e Viviane; por todos os momentos maravilhosos vividos, durante os 4 anos de faculdade, e por terem me incentivado a prestar mestrado e continuar a estudar “saibam que vocês foram muito importantes na minha vida e me ajudaram a estar aqui hoje”

Às minhas amigas Magali dos Santos, Simone, Aline, Marcela e Kátia, pela amizade eterna, por todos os momentos maravilhosos vividos e por sempre me estimularem a continuar meus estudos “saibam que adoro todas vocês”

À Dona Rosa, que sempre me recebeu em sua casa com muito carinho e amor.

Aos meus alunos, amigos, professores e coordenadores de Assis: Brito, Carol, Deyse, Dorta, Geraldo, Grasielly, Ivan, Leonor, Luzia, Maria Alice, Ricardo, Silvia, Valéria, Vandinha, Vânia, Viviane, Vivi, Teca, Toniato, etc, pela amizade, carinho e pelos momentos felizes que passamos juntos.

Aos meus alunos, amigos, professores e coordenadores de Paraguaçu-Paulista: Amanda, Ana Paula, Adriana, Arismar, Claudimar, Doroti, Fernanda, Igor, Lúcia, Márcia, Maria

Hermínia, Terezinha, Tuco, Vanessa, etc, pela amizade e pelo afeto de tantos anos de trabalho juntos.

Aos meus amigos do laboratório de Anatomia Vegetal: Carol, Raquel e Priscila pela amizade, pelas sugestões na minha tese e pelos momentos de descontração e alegria proporcionados.

Aos meus patrões e patroas: Irmãs da Ressurreição, Maria Helena, Claudinei, Viviane; por terem me ajudado muito, por sempre me estimularem a concluir meu mestrado e por sempre valorizarem meu trabalho.

Ao técnico do laboratório Tião, pela disponibilidade e colaboração na preparação de soluções e materiais utilizados nesta tese.

Aos docentes e funcionários do Departamento de Botânica – Instituto de Biologia – Unicamp pela amizade apoio durante a elaboração desta tese.

Aos docentes e funcionários do Curso de Pós-graduação (Célia, Rejane, Sílvia e Welson), por sempre me receberem com o maior carinho e sempre me alertarem quanto aos prazos e deveres de aluno.

A todas as pessoas, que direta ou indiretamente, contribuíram para que eu conseguisse realizar meu trabalho.

ÍNDICE

1 – RESUMO	xi
2 – ABSTRACT	xii
3 – INTRODUÇÃO	
Área de Estudo	1
Frutos e sementes	3
Família Apocynaceae	6
4 – OBJETIVOS	8
5 – MATERIAL E MÉTODOS	
Material Botânico	11
<i>Tabernaemontana catharinensis</i>	11
<i>Prestonia riedelii</i>	12
Coleta do material	13
Metodologia	13
6 – RESULTADOS	
6.1 – <i>Tabernaemontana catharinensis</i>	
Morfologia do fruto	16
Ovário	16
Desenvolvimento do pericarpo	18
Morfologia da semente	21
Óvulo	21
Desenvolvimento dos tegumentos	21
Testes Histoquímicos	22

6.2 – *Prestonia riedelii*

Morfologia do fruto.....	23
Ovário.....	23
Desenvolvimento do pericarpo.....	24
Morfologia da semente.....	27
Óvulo.....	27
Desenvolvimento dos tegumentos.....	28
Testes histoquímicos.....	28

7 – DISCUSSÃO

Morfologia do fruto e da semente.....	29
Anatomia e desenvolvimento do pericarpo.....	31
Anatomia e desenvolvimento das sementes.....	39

8 – CONCLUSÕES FINAIS.....42

9 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....43

10 – ILUSTRAÇÕES.....50

1 – RESUMO

O presente trabalho aborda as características morfológicas e estruturais dos frutos e sementes de *Tabernaemontana catharinensis* A.DC. e *Prestonia riedelii* (Müll. Arg) Markgr, pertencentes à família Apocynaceae, coletadas no Cerrado do Estado de São Paulo, com o principal objetivo de esclarecer a origem dos apêndices das sementes e caracterizar a morfologia e a ontogênese dos frutos e sementes. Os frutos de ambas espécies são classificados como foliárium, sendo constituídos por dois frutículos do tipo folículos, apresentando-se carnosos e elipsóides em *T. catharinensis* e secos, cilíndricos e alongados em *P. riedelii*. O látex apresenta-se leitoso em *T. catharinensis* e incolor em *P. riedelii*, apresentando lipídios, em ambas as espécies, e proteínas, somente em *P. riedelii*. O epicarpo em *T. catharinensis* é unisseriado, apresentando células papilosas; o mesocarpo é parenquimático-secretor, apresentando hipoderme com esclereídes, feixes vasculares e laticíferos não-articulados e ramificados; o endocarpo é unisseriado, com células de parede delgada. Em *P. riedelii* o epicarpo é unisseriado, apresentando tricomas de cobertura unisseriados; o mesocarpo é parenquimático-secretor, apresentando fibras não-lignificadas, feixes vasculares e laticíferos não-articulados e ramificados; e o endocarpo é formado por duas camadas de fibras de disposição cruzada. Os óvulos são anátropos, unitegumentados e com funículos curtos, apresentando endotélio somente em *T. catharinensis*. As sementes são comosas em *P. riedelii* e ariladas em *T. catharinensis*, tendo a coma origem a partir da epiderme micropilar e o arilo origem placentar. As sementes maduras são oblongas, albuminosas, exotestais e com micrópila pouco visível, sendo alongadas somente em *P. riedelii*. Em ambas espécies a exotesta é lignificada, apresentando esclereídes alongados com conteúdo fenólico em *T. catharinensis* e espessamento escaraliforme-reticulado em *P. riedelii*.

2 - ABSTRACT

This essay approaches the morphologic and structural characteristics of fruits and seeds of *Tabernaemontana catharinensis* A.DC. and *Prestonia riedelii* (Müll. Arg) Markgr, which belong to the family Apocynaceae, collected in the Cerrado in São Paulo State, aiming to explain the origin of the seed appendages and characterize the morphology and anatomy of fruits. The fruits of the two species are classified as foliary, being formed by two fruitlets follicles type, appearing fleshy and ellipsoid in *T. catharinensis* and dry-prolonged in *P. riedelii*. The latex is milk in *T. Catharinensis* and colorless in *P. riedelii*, presenting lipids in two species and proteins only *P. riedelii*. The epicarp in *T. catharinensis* is formed by a layer of papillose cells; the mesocarp is secretory-parenchymatic, with hypoderm presenting sclereids, vascular bundles and a great amount of ramified and non-articulate laticifers; the endocarp is one-layered, with thin-walled cells. In *P. Riedelii*, the epicarp is composed by one layer of cells and uniseriate simple hairs; the mesocarp is secretory-parenchymatic, with non-lignified fibers, vascular bundles and a great amount of ramified and non-articulate laticifers; and the endocarp is formed by two layers of fibers of crossed arrangement. The ovules are anatropous, unitegmous and with short funicles, presenting endothelium only in *T. catharinensis*. The seeds are comose in *P. riedelii* and arilate in *T. catharinensis*, with the origin coma micropylar and the origin placental aril. The ripe seeds are oblongs, albuminous, exotestal and with micropyle not very noticeable, prolonged in *P. Riedelii*. In *T. catharinensis* the exotesta is formed by sclereids prolonged with fenolic content and in *P. riedelii* the exotesta is formed by escaraliform-reticulate lignified thickness.

3 - INTRODUÇÃO

Área de estudo

A palavra cerrado de origem espanhola, cujo significado é “fechado” (Sano & Almeida, 1998), tem se consagrado, tanto na literatura nacional quanto na internacional, como a designação geral dos tipos de vegetação predominantes na região do Planalto Central Brasileiro (Eiten, 1972).

O cerrado cobre uma área que, segundo diversos autores, chega a abranger entre 20 e 25% do território nacional (Joly, 1970; Hueck, 1978; Ferri, 1980; Ratter *et al.*, 1997), sendo considerado um dos maiores biomas Brasileiros (Joly, 1970), cobrindo o Estado de Goiás e o Distrito Federal, a região oeste de Minas Gerais e da Bahia e o leste de Mato Grosso do Sul, além de uma área periférica, disjunta, que abrange parte da Amazônia, de vários Estados Nordestinos, de São Paulo e do Paraná, atingindo o leste do Paraguai (Cavassan, 1990).

Dada a extensão do cerrado, não se pode falar em uma estreita correlação entre este bioma e um determinado tipo de clima, embora em sua área principal predomine o clima tropical, com alternância bem marcada entre as estações chuvosa e seca, que dura de três a quatro meses. Entre os fatores intimamente associados à ocorrência do cerrado estão a profundidade do lençol freático, o tipo de solo, a natureza da rocha-mãe e a ação antrópica (Rizzini, 1976).

De acordo com Rizzini (1976) o cerrado se caracteriza pela presença de dois estratos na vegetação: um estrato arborescente mais ou menos contínuo e aberto, formado por árvores baixas de troncos e galhos retorcidos, com casca espessa; e um estrato baixo, descontínuo, constituído por gramíneas, subarbustos e poucas ervas. As árvores atingem usualmente 2 a 6m e a cobertura do solo pode ultrapassar, por vezes, um metro de altura mas, em geral, é de cerca

de 30 a 50cm. A principal característica das árvores que compõem o cerrado é a presença de escleromorfia foliar e suberificação caulinar (Fernandes & Bezerra, 1990).

Coutinho (1978) afirmou que o cerrado apresenta um gradiente fisionômico que varia desde uma paisagem campestre (os campos limpos) até uma paisagem com aspecto florestal (os cerradões), intermediada pelos campos sujos, campos cerrados e cerrados (*sensu strictu*). A paisagem se completa com as florestas ciliares ou de galerias ao longo dos cursos d'água, que percorrem estas formações.

A flora do cerrado é bastante rica e diversificada, abrigando cerca de 210 famílias, 570 gêneros e 1700 espécies de árvores e arbustos de grande porte e um número muito superior de espécies herbáceas e subarborescentes, podendo atingir mais de 5000 espécies (Castro *et al.*, 1999). Esta flora se torna mais rica nas proximidades dos cursos d'água, pois além da flora das florestas ciliares, pode ocorrer uma zona de transição entre as duas vegetações, acarretando pelo menos na duplicação do número de espécies, quando se considera também a vegetação ribeirinha (Goodland & Ferri, 1979).

De acordo com Mendonça (2002) a vegetação dos cerrados no Estado de São Paulo está se extinguindo; dos 14% que originalmente cobriam o território paulista, hoje só resta cerca de 1% espalhados em inúmeros fragmentos (SMA/PROBIO-SP, 1997). Menos de 10% do que sobrou desta vegetação estão inseridos nas unidades de conservação estaduais (Brito *et al.*, 1999) e grande parte do restante, localiza-se em propriedades rurais particulares. Muitos destes fragmentos são resultados da conservação espontânea realizada pelos próprios proprietários rurais, ou pela obrigatoriedade legal, o que define uma situação de fragilidade para estes remanescentes (SMA/PROBIO-SP, 1997). O Estado de São Paulo ainda não possui uma lei específica para disciplinar o uso da vegetação nativa em seu território, colocando a

proteção destes bens, especialmente o cerrado, em leis federais esparsas, resoluções e portarias dos órgãos ambientais estaduais (Mendonça, 2002), mas certamente a principal causa do processo de fragmentação do cerrado hoje existente é a pressão econômica.

Os estudos sobre a vegetação do cerrado são relativamente recentes e datam do final do século XIX e início do século XX, tendo seu marco no trabalho de Warming no ano de 1892, que constituiu a primeira obra notável sobre este tipo de vegetação (Warming & Ferri, 1973). O conhecimento incompleto e pouco aprofundado da flora do cerrado e as informações esparsas e restritas a pequeno número de espécies dificultam qualquer tentativa de criação de um esquema racional de preservação dos cerrados e identificação de áreas particularmente críticas (Castro *et al.*, 1999).

Embora algumas peculiaridades estruturais mostradas pelas plantas do cerrado sejam bem conhecidas, as informações na literatura são limitadas à poucas espécies, havendo necessidade de estudos mais abrangentes, com maior número de espécies. Muitos dos aspectos da anatomia, morfologia e ultra-estrutura da maioria dos representantes do cerrado são desconhecidos, frente à riqueza e diversidade desta formação.

Frutos e sementes

Um dos maiores problemas no estudo de frutos é a escassa literatura específica sobre o assunto e a grande confusão nas terminologias utilizadas. Um dos primeiros problemas enfrentados pelos cientistas é a própria definição do termo fruto. A definição mais conhecida de fruto é a proposta por Gaertner (1788), que descreveu o fruto como sendo o “ovário desenvolvido” dos vegetais. No entanto esta definição dificulta e exclui a classificação de frutos que apresentam partes florais acessórias na sua formação (Roth, 1977). Assim sendo

Winkler (1944 *apud* Spjut, 1994) considera o fruto como sendo o ovário desenvolvido incluindo partes da flor na sua formação. Já para Spjut (1994) o fruto deve ser entendido como sendo uma unidade propagativa originada de partes carpelares e extra-carpelares, sendo incluídos perianto, escamas, brácteas, partes da inflorescência, etc. Outras definições mais simples, como a de Bell (1991), consideram o fruto como sendo a estrutura que envolve e protege a semente. Já Para Barroso *et al.* (1999) o fruto representa o último estágio de desenvolvimento do gineceu fecundado ou partenocárpico, compreendendo o pericarpo e a semente.

Outro problema encarado pelos cientistas é a grande quantidade de termos utilizados na tipificação dos frutos. Para Barroso *et al.* (1999) este assunto é o mais complexo compreendido na Morfologia Vegetal. Tradicionalmente Linnaeus (1751) classificou os frutos em oito tipos básicos, mas atualmente mais de cento e cinquenta nomes tem sido propostos para classificar os diferentes tipos de frutos (Spjut, 1994). Segundo Lindley (1832) a maioria dos nomes são sinônimos, pois os autores elegem nomes sem ao menos fazer uma prévia revisão de literatura.

De acordo com Strohchen (1986 *apud* Paoli, 1992), para uma classificação de frutos ser bem sucedida há a necessidade de estudos anatômicos de seu desenvolvimento, sendo para tanto recomendado o uso dos termos epicarpo, mesocarpo e endocarpo.

As definições de epicarpo, mesocarpo e endocarpo variam conforme o ponto de vista de cada autor. A maioria dos autores modernos prefere usar os termos epicarpo e endocarpo em seu sentido mais amplo (*sensu lato*), que inclui na sua formação além das epidermes externa e interna, respectivamente, também células do tecido sub-epidérmico do mesofilo ovariano (Roth, 1977). De acordo com Fahn (1990), a separação serve para facilitar a

descrição anatômica, mas elas não representam tecidos separados do ponto de vista de sua origem.

Na família Apocynaceae os frutos podem ser múltiplos ou simples. Os frutos múltiplos, com sementes comosas, podem ser confundidos com os das Asclepiadaceae, que também apresentam este tipo de semente, porém pela forma destas, excluindo-se a coma, pode-se perfeitamente identificá-las. Os frutos simples são cápsulas loculicidas, drupóides ou bacóides, e, em geral, apresentam muitas sementes. Os bacóides são latescentes, carnosos, globosos, elipsóides ou alongados, com epicarpo esverdeado ou amarelo-esverdeado, de espessura fina, ou atroviláceo, com cavidade cheia de polpa sucoso-gelatinosa, de origem placentar, de sabor adocicado, sendo que imersas nessa polpa estão de uma a numerosas sementes (Barroso *et al.*, 1999).

Hoene (1946) e Cavalcante (1972 e 1979) descreveram e ilustraram frutos bacóides comestíveis de Apocynaceae, apreciados pelo agradável sabor de sua polpa, como os de “pequiá” (*Macoubea guianensis*), “mangaba” (*Hancornia speciosa*), “mucugê” (*Couma rijida*), “sorva” (*Couma guianensis*, *C. macrocarpa*, *C. utilitis*), “amapá” (*Parahancornia amapa*), “pepino-da-mata” (*Ambelania acida*) e “tucujá” (*Lacmellea arborescens*).

Alguns trabalhos, como os de Hofmann (1931) com frutos de *Aspidosperma megalocarpon* Muller, Thomas & Dave (1994) com frutos foliculares de diferentes espécies de Apocynaceae e Thomas & Dave (1991) com frutos foliculares de *Nerium indicum* abordam as características morfológicas e anatômicas de frutos de espécies de Apocynaceae, mas ainda são poucos, frente à riqueza de espécies apresentada pela família.

A semente representa o óvulo fertilizado e desenvolvido (Bell, 1991), funcionando como a unidade reprodutiva das Espermatófitas (Johri, 1984). Em geral, uma semente é composta de envoltórios, tecidos de reserva e embrião (Barroso *et al.*, 1999).

Segundo Corner (1976) a família Apocynaceae é caracterizada por apresentar óvulos anátropos, unitegumentados e tenuinucelados. Suas sementes são pequenas e moderadamente largas, elipsóides, oblongas, plano-convexas ou aladas, podendo ser ariladas, exariladas, com tufo de pelos (coma), frequentemente com sulco originado da rafe ou do funículo, apresentando endosperma abundante.

Família Apocynaceae

Apocynaceae é uma família de ambiente tropical e subtropical de diversos hábitos, incluindo árvores, arbustos, lianas e poucas ervas (Metcalf & Chalk, 1965). Apresenta cerca de 335 gêneros e 3700 espécies amplamente distribuídas nas regiões tropicais e subtropicais, com alguns gêneros se estendendo a áreas temperadas (Judd *et al.*, 1999). Nos neotrópicos, ocorrem cerca de 700 espécies subordinadas a 66 gêneros (Maas & Westra, 1998).

No código de St. Louis (Greuter *et al.*, 2000) uma nota de rodapé destituiu Jussieu como autor da família e este passou a ser Adanson (1763).

Segundo Leeuwenberg (1994), as Apocynaceae (*sensu strictu*) estariam divididas em duas subfamílias: *Plumeroideae* (hoje *Rauvolfioideae*) e *Apocynoideae*; no entanto, Endress & Bruyns (2000) propuseram uma nova classificação da família Apocynaceae (*sensu lato*) incluindo as Asclepiadaceae, com base principalmente em evidências morfológicas. Apocynaceae (*sensu lato*) ficou constituída por 424 gêneros distribuídos em cinco subfamílias: *Rauvolfioideae* Kostel. (=Plumeroideae), *Apocynoideae* Burnett, referente às Apocynaceae

(*sensu strictu*), *Periplocoideae* R.Br. ex Endl., *Secamonoideae* Endl. e *Asclepiadoideae* R.Br. ex Burnett (as antigas *Asclepiadaceae*). Esta classificação está sendo gradualmente adotada pelos botânicos, havendo, no momento, uma certa confusão quanto à circunscrição das *Apocynaceae*, se incluindo ou não as *Asclepiadaceae*.

Esta família pode ser caracterizada por apresentar como caracteres diagnósticos: a presença de laticíferos e látex geralmente leitoso; folhas inteiras geralmente opostas às vezes alternas ou verticiladas; flores geralmente radiais; 5 pétalas conatas; 5 estames distintos ou conatos formando um anel ao redor da cabeça do estilete, podendo ser livres ou adnatos a este através de tricomas e de secreções viscosas ou ainda fortemente adnatos por um tecido parenquimático; corola às vezes presente de forma petalóide, de capuz ou de “chifre”; grãos de pólen livres em sacos polínicos ou formando massa de pólen (polínias); dois carpelos geralmente conatos pelo estilete e ou somente pelos estigmas com os carpelos distintos; frutos aos pares com cada ovário se desenvolvendo em folículos carnosos ou secos, baga ou drupa; sementes achatadas, às vezes com tufo de pêlos (Judd *et al.*, 1999).

Seus representantes são ricos em alcalóides e glicosídeos cardiotônicos e alguns deles têm grande potencial econômico, como as perobas (*Aspidosperma* Mart.) pela madeira e propriedades fitoquímicas (Rizzini & Mors, 1976). Outras são ornamentais, como as já conhecidas espírradeiras (*Nerium* L.), chapéu-de-napoleão (*Thevetia* (L.) Juss. Ex Endl.), jasmim-manga (*Plumeria* L.) e *Allamanda* L., que são geralmente plantas introduzidas, e aquelas ainda não exploradas, mas de extrema beleza, como espécies de *Mandevilla* L., *Odontadenia* Benth e *Temnadenia* Miers. Calixto *et al.* (1985) e Calixto & Yunes (1986), estudando *Mandevilla pohliana* (Staldelm.) Gentry [sob *Mandevilla velutina* (Mart. Ex Staldelm.) Woodson], comprovaram que o extrato desta planta inibe as contrações induzidas

pela bradiginina, dando suporte ao uso popular desta planta no tratamento de picadas de cobras venenosas. *Hancornia speciosa* Gomez é uma árvore frutífera, popularmente conhecida como “mangaba” e, ainda há aquelas que são combatidas como pragas, como espécies de *Tabernaemontana catharinensis* A. DC. (leiteira).

Segundo Batina *et al.* (1999) o extrato da raiz de *Tabernaemontana catharinensis* possui substâncias que inibem uma miotoxina letal do veneno de *Crotalus durissus terrificus* (cascavel), sendo aplicado no local da picada da cobra por habitantes de comunidades rurais, como na cidade de Assis-SP.

Vários membros desta família, como *Funtumia elastica*, e espécies do gênero *Landolphia* e *Carpodinus* são produtoras de borracha (Metcalf & Chalk, 1983). Mesmo de qualidade inferior à borracha extraída de *Hevea brasiliensis*, no Oeste Tropical da África, estas espécies são as principais produtoras de borracha (Metcalf & Chalk, 1965).

As sementes de *Strophantes sp.* Kombe e o extrato da raiz ou rizoma de *Apocynum cannabinum* Linn. são usados como fontes de remédios estimulantes do coração. Um extrato da casca de *Holarrhena antidysenterica* Wall. é usado na Índia para controle da desintéria amebiana. A casca de *Aspidosperma quebracho* Schlecht tem sido usada como fonte de remédios anti-febris e como tônicos (Metcalf & Chalk, 1965).

4 – OBJETIVOS

O estudo de nossa flora é uma necessidade nos dias de hoje, levando-se em conta a enorme diversidade ainda pouco estudada e constantemente ameaçada pela ação humana. O cerrado do Estado de São Paulo, em especial, é pouco conhecido do ponto de vista morfológico e anatômico de frutos e sementes, e grande parte dele se encontra sob pressão

antrópica. O conhecimento incompleto e pouco aprofundado da flora como um todo e as informações esparsas e restritas a pequeno número de espécies dificulta qualquer tentativa de criação de um esquema racional para preservação dos cerrados e identificação de áreas particularmente críticas (Castro *et al.*, 1999).

Sobre a família Apocynaceae, abundante na região do cerrado, verificou-se, por meio de revisão bibliográfica que são poucos os trabalhos que consideram a morfologia e anatomia de frutos e sementes desta família, dando destaque aos trabalhos de Hofmann (1931) com frutos de *Aspidosperma megalocarpon* Muller, Thomas & Dave (1994) com frutos foliculares de diferentes espécies de Apocynaceae, Thomas & Dave (1991) com frutos foliculares de *Nerium indicum* e de Corner (1976) com sementes de diferentes espécies de Apocynaceae. Desta forma, estudos morfológicos, anatômicos e ontogenéticos dos frutos e sementes da família Apocynaceae, além de amplificar o conhecimento da família no Brasil, constituem uma importante contribuição ao conhecimento da estrutura das plantas do cerrado do Estado de São Paulo. Gunn (1972) e Bravato (1974) consideram que, além do valor sistemático, a identificação botânica das sementes e frutos, é necessária para trabalhos que envolvem manejo e conservação da fauna e flora silvestre, em estudos ecológicos, arqueológicos, paleobotânicos e investigações sobre sucessão e regeneração em ecossistemas de mata natural.

Outro fator importante para a escolha da família é a proximidade com a especialista Prof^a Dr^a Luiza Sumiko Kinoshita do Departamento de Botânica da UNICAMP que, sem dúvida, deu todo o suporte taxonômico ao projeto.

Dentre as várias espécies da família Apocynaceae ocorrentes no cerrado do Estado do São Paulo, foram escolhidas duas espécies: *T. catharinensis* e *P. riedelii*. A escolha das duas espécies foi devido ao fato de apresentarem diferentes tipos de apêndices em suas sementes:

arilo em *T. catharinensis* e coma em *P. riedelii*. Assim sendo os principais objetivos deste trabalho foram:

_ Realizar um estudo ontogenético dos frutos de *Tabernaemontana catharinensis* A. DC. e *Prestonia riedelii* (Müll.Arg) Markgr (Apocynaceae), visando caracterizar as camadas do pericarpo;

_ Realizar o estudo ontogenético da semente comosa de *Prestonia riedelii*, visando esclarecer a origem da coma;

_ Realizar o estudo ontogenético da semente de *Tabernaemontana catharinensis*, visando esclarecer a origem do arilo desta semente;

_ Realizar um estudo histoquímico do conteúdo dos laticíferos de *Tabernaemontana catharinensis* e de *Prestonia riedelii*, visando à caracterização histoquímica do látex;

_ Contribuir para o conhecimento das espécies de Apocynaceae ocorrentes na região do cerrado do Estado de São Paulo, fornecendo recursos para o reconhecimento das mesmas nos diversos tipos de vegetação, além de ampliar o leque de informações sobre este bioma que poderão subsidiar novos estudos taxonômicos e ecológicos.

5 – MATERIAIS E MÉTODOS

Material Botânico

O material botânico utilizado neste trabalho constou de frutos, sementes e flores em diferentes fases de desenvolvimento, de duas espécies da família Apocynaceae: *Tabernaemontana catharinensis* e *Prestonia riedelii*.

Tabernaemontana catharinensis A. DC.

O gênero *Tabernaemontana* L. pertence à subfamília *Rauvolfioideae* Kostel e possui espécies de distribuição circuntropical (Leeuwenberg, 1994). Este gênero tem sofrido constantes mudanças na sua circunscrição desde sua descrição original por Linnaeus (1753) e o número de espécies tem variado de acordo com a visão do gênero pelo autor em um senso amplo ou estrito.

Segundo Endress & Bruyns (2000) o gênero *Tabernaemontana* pertence à tribo Tabernaemontaneae G. Don, circunscrita na subfamília *Rauvolfioideae*. Nesta tribo estão incluídas árvores, raramente lianas, com látex leitoso. Os coléteres calicinais estão presentes, apresentando-se sempre multisseriados; a corola é salveriforme ou raramente em forma de funil; os lobos da corola sempre apresentam-se inflexos; antera sempre sinistrorsa; corona geralmente ausente; ovário sincárpico ou apocárpico; fruto com pericarpo carnoso, podendo ser do tipo baga com as sementes usualmente embebidas em uma polpa, ou um par de folículos deiscentes com sementes apresentando arilo; sementes com valva hilar profunda em um lado e sulcos longitudinais do outro lado; testa enrugada, podendo apresentar-se dura; endocarpo não formando caroço; endosperma ruminado.

Tabernaemontana catharinensis A. DC. é uma espécie muito polimórfica que ocorre no oeste e sudeste do Brasil, Bolívia, Uruguai, Paraguai e norte da Argentina. Esta espécie é

conhecida vulgarmente como “leiteira” no Estado de São Paulo e é duramente combatida como praga de pastagens, possuindo extenso sistema de propagação vegetativa. Os frutos são mericarpos separados, que apresentam cor verde, amarela, laranja, ou vermelho, sendo elipsóides, apresentando semente preta elipsóide, com arilo vermelho (Leeuwenberg, 1994).

***Prestonia riedelii* (Müll.Arg) Markgr**

O gênero *Prestonia*, originalmente descrito por Brown (1811) apresenta distribuição neotropical com aproximadamente 60 espécies, sendo que para o Brasil já foram citadas 24 (Woodson, 1936). No levantamento realizado para a flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo foram constatadas oito espécies, sendo que uma delas foi registrada pela primeira vez no Estado (Rio, 2001).

Segundo Endress & Bruyns (2000) o gênero *Prestonia* R.Br. pertence à tribo Echitae, circunscrita na subfamília *Apocynoideae*. Nesta tribo estão incluídas lianas ou trepadeiras, raramente arbustos eretos. Látex sempre claro, algumas vezes leitoso. Folhas opostas, raramente verticiladas. Coléteres calicinais sempre únicos, episépalos, ou vários e espalhados na base da sépala, raramente ausentes; corola salveriforme, infundibuliforme, tubular campanulada ou campanulada; lobo da corola com aestivação dextrorsa, raramente valvar.

Prestonia riedelii (Müll.Arg) Markgr é uma espécie encontrada em regiões de floresta estacional semi-decídua, em clareiras e/ou regiões degradadas e matas ciliares. A cor da corola pode variar de amarelo-esverdeado a creme, e pode ser encontrado tanto látex incolor quanto branco, aparentemente sem nenhum padrão. O nome vulgar encontrado para a espécie em São Paulo foi “cipó-capa-homem”. A espécie ocorre no Brasil, Peru, Bolívia, Paraguai e norte da Argentina. No Brasil ocorre nas regiões Sul e Sudeste, nos Estados do Paraná, São Paulo,

Minas Gerais e Rio de Janeiro. Floração de setembro a maio e frutificação de novembro a agosto (Rio, 2001).

Coleta do material

As coletas dos materiais foram realizadas na Reserva Biológica do Laboratório Sincrontron (*P. riedelii*) e na estrada da Rhodia (*T. catharinensis*), distrito de Barão Geraldo, Campinas - São Paulo; em Pratânia - SP (*T. catharinensis*), na estrada do Hotel Duas Marias (*T. catharinensis*) em Jaguariúna - SP e na Reserva Biológica da Campininha (*P. riedelii*) em Mogi - Mirim (SP).

O material botânico coletado foi herborizado, devidamente identificado pela Prof^a Dr^a Luiza Sumiko Kinoshita, especialista da família e depositado no herbário do Departamento de Botânica - Instituto de Biologia - UNICAMP (UEC), como documento taxonômico, sob os seguintes números: *Prestonia riedelii* - 118802 (UEC) e 127249 (UEC); *Tabernaemontana catharinensis* - 131117 (UEC).

Processamento do material

O material botânico constou de flores, frutos e sementes em diferentes fases de desenvolvimento de indivíduos de *Tabernaemontana catharinensis* A. DC. (Figs. 1 e 2) e *Prestonia riedelii* (Müll. Arg) Markgr (Fig. 60) (Apocynaceae).

Os estudos morfológicos e anatômicos foram realizados em material fresco, transportado ao laboratório para análises imediatas e em material fixado. Os materiais coletados foram fixados em dois fixadores diferentes:

1 - Formalina Neutra Tamponada (FNT), para aplicação dos testes histoquímicos para detecção de substâncias lipídicas. Os materiais coletados foram fixados por 48 horas, sendo

mantidos na bomba a vácuo durante todo este período para a retirada do ar presente nos tecidos, sendo posteriormente lavados em água destilada por 8 horas e então estocados em álcool 70% (Clark, 1973).

2 – FAA (Johansen, 1940), para análise estrutural e aplicação de testes histoquímicos para detecção de amido, mucilagem e proteínas. Os materiais coletados foram fixados por 24 horas, mantidos em bomba a vácuo e depois estocados em álcool 70%.

As características morfológicas dos frutos e das sementes foram descritas e ilustradas a partir de amostras de aproximadamente 100 unidades, provenientes de diferentes indivíduos de cada uma das espécies. A nomenclatura utilizada para descrever as formas dos frutos e sementes foi baseada em Radford *et al.* (1974), e para designar o tipo de embrião foram utilizados os conceitos de Barroso (1978). A descrição dos tipos de frutos foi baseada em Spjut (1994).

Para o estudo anatômico dos frutos e sementes em desenvolvimento, foram utilizadas secções nos diversos planos anatômicos, sendo as lâminas permanentes confeccionadas com material fixado em FAA 50 (Johansen, 1940) e incluído em resina plástica (Historesin Leica) seguindo-se a técnica descrita por Gerrits (1991) e as recomendações do fabricante. Posteriormente, o material foi seccionado em micrótomo com navalha de aço, sendo as secções (10 µm) distendidas sobre as lâminas, coradas com Azul de Toluidina 0,05% em tampão acetato pH 4,7 (O' Brien *et al.*, 1964) e montadas em preparações permanentes. A terminologia adotada para definir as camadas do pericarpo está de acordo com Roth (1977) e a nomenclatura utilizada para o estudo das sementes foi a mesma definida por Corner (1976).

Para detecção de substâncias lipídicas foram realizadas secções em materiais fixados em FNT, e em material fresco, sendo coradas com Sudan Black B e Sudan Red IV (Pearse,

1980) para a detecção de lipídios totais e Nile Blue (Cain, 1947) para detecção de diferentes classes de lipídios – lipídios ácidos e neutros. O grupo controle para os testes de lipídios foi deixado em metanol e clorofórmio na proporção de 1:1 por 6 horas à 60°C.

Nos materiais fixados em FAA 50, foram aplicados os seguintes corantes e/ou reagentes: Vermelho de Rutênio (Jensen, 1962) para detecção de substâncias pécicas e polissacarídeos; reagente de Lugol (Jensen, 1962) para detecção de amido; Aniline Blue Black (Fisher, 1968) para detecção de proteínas totais; cloreto férrico (Johansen, 1940) para detecção de compostos fenólicos.

Para a caracterização da micromorfologia de superfície, as amostras foram processadas no Centro de Microscopia Eletrônica do Instituto de Biociências da UNESP, Câmpus de Botucatu, SP, segundo a técnica descrita por Robards (1978), com adaptações segundo as especificidades do material. As amostras foram fixadas em solução de glutaraldeído 2,5% em tampão fosfato 0,1M, pH 7,3, pós-fixadas em tetróxido de ósmio 1% no mesmo tampão e desidratadas em série alcoólica. Em seguida, foram secas em ponto crítico, usando-se CO₂ como líquido de transição, fixadas com grafite sobre suporte de alumínio, recobertas com carbono e ouro, sendo analisadas e eletromicrografadas com filme Technical Pan Asa 25 em microscópio eletrônico de varredura Phillips SEM-515.

Os desenhos e os diagramas referentes aos aspectos morfológicos foram obtidos com auxílio de câmara clara acoplada ao estereomicroscópio Zeiss. As fotomicrografias foram realizadas com equipamento fotográfico acoplado ao microscópio óptico Olympus BX 51, com filme Kodak Gold Plus ASA 100. As fotografias da morfologia externa dos frutos, sementes e aspecto geral das plantas e do cerrado foram realizadas com câmera fotográfica Cânon EOS 50E e filme colorido Kodak Gold Plus ASA 100. As escalas dos desenhos,

fotografias e fotomicrografias foram desenhadas ou fotografadas nas mesmas condições ópticas.

6 – RESULTADOS

6.1 – *Tabernaemontana catharinensis* A. DC.

Morfologia do fruto

O fruto de *T. catharinensis* é um folicarium (foliculo esquizocárpico) constituído de dois frutículos opostos e unidos somente pela região basal (Figs. 3 e 4). Os frutículos possuem formato elipsóide, consistência carnosa, são glabros, de coloração verde (jovens) ou amarelada (maduros), com superfície fortemente rugosa, formando grandes saliências (Figs. 5 e 6). Cada frutículo possui deiscência por uma única valva longitudinal-ventral (Fig. 4), expondo várias sementes ariladas. Suas sementes são pretas apresentando arilo desenvolvido e de cor laranja-avermelhado (Fig. 4).

Ovário

O ovário de *T. catharinensis* é glabro, súpero, bicarpelar e de placentação sutural. Os carpelos são livres entre si na região mediana do ovário e unidos pela região basal ovariana e pela região terminal, formada pelo estilete e pelo estigma (Fig. 9). Cada carpelo apresenta um único lóculo onde se dispõem vários óvulos inseridos em um tecido placentário bem desenvolvido (Fig. 9, 10 e 11). A parede do ovário é composta de uma epiderme externa, do mesofilo ovariano e de uma epiderme interna (Figs. 11, 13 e 14).

A epiderme externa do ovário é unisseriada, apresentando células com núcleo volumoso de posição basal, recobertas por cutícula fina (Figs. 14 e 16). São observados

estômatos anomocíticos (Figs. 11, 17 e 18) que ocorrem em grande quantidade na epiderme externa do ovário.

O mesofilo ovariano é formado por aproximadamente 22 camadas de células parenquimáticas, laticíferos e feixes vasculares (Figs. 11, 13 e 14). São observados 3 feixes vasculares maiores: 1 dorsal e 2 ventrais (Figs. 11, 12 e 14), além de vários feixes menores, irrigando toda a região mediana do mesofilo ovariano (Figs. 11 e 14). Logo abaixo à epiderme externa do ovário pode-se observar células parenquimáticas maiores e mais vacuoladas do que as demais do mesofilo ovariano (Fig. 16). Estas células formarão a futura hipoderme presente na parede do fruto. Próximo à epiderme interna pode-se observar células parenquimáticas alongadas paralelamente ao eixo transversal do ovário (Figs. 14, 15 e 19).

A região de ligação dos carpelos é bem evidente, sendo demarcada por uma camada de células de formato retangular e conteúdo denso (Fig. 12).

Os laticíferos se dispõem, preferencialmente, próximos aos feixes vasculares, sendo encontrados em maior abundância na região mais interna do mesofilo ovariano. São do tipo não-articulados e ramificados, apresentando disposição paralela ao eixo longitudinal do ovário (Fig. 13).

A epiderme interna do ovário é unisseriada, com células de parede delgada e cutícula fina, alongadas paralelamente ao eixo transversal do ovário e não apresentam estômatos (Figs. 13, 14, 15 e 19).

A placenta é bem desenvolvida onde estão dispostos inúmeros óvulos. As células epidérmicas possuem conteúdo denso (Fig. 11). Na região próxima à micrópila encontra-se um obturador placentário bem desenvolvido (Figs. 11, 38 e 39).

Próximo à base do ovário pode-se também observar a presença de vários coléteres distribuídos uniformemente na base das lacínias do cálice (Figs. 9 e 10). São classificados

como sendo do tipo standard, sendo formados por uma epiderme em paliçada que envolve uma medula formada por células parenquimáticas, feixes vasculares e laticíferos.

Desenvolvimento do pericarpo

Para o estudo anatômico do fruto, foram considerados três estádios de desenvolvimento: fruto em formação (estádio I), fruto jovem (estádio II) e fruto desenvolvido (estádio III).

Estádio I: Os frutículos ainda encontram-se unidos pela região do estilete e estigma. Esta fase caracteriza-se pela intensa atividade mitótica, que resulta no aumento do número de camadas de células do mesocarpo e no início da formação das saliências do fruto.

O epicarpo é unisseriado e apresenta células ligeiramente alongadas radialmente com cutícula fina (Figs. 20 e 22). As células estão mais vacuoladas e os estômatos são de difícil observação.

O mesocarpo parenquimático-secretor (Fig. 20) pode ser dividido em duas regiões: uma mais externa formada por células parenquimáticas, laticíferos que se dispõem paralelamente ao eixo longitudinal do fruto e feixes vasculares; e outra mais interna com células parenquimáticas, laticíferos que se dispõem paralelamente ao eixo transversal do fruto e feixes vasculares. Nesta fase a atividade diferencial do meristema ventral resulta na formação das saliências (Figs. 20 e 22), que são mais evidentes na porção apical do fruto. Numerosos idioblastos com drusas de oxalato de cálcio são visíveis no mesocarpo do fruto.

A linha de deiscência do fruto, formada a partir da região de ligação dos carpelos, acompanha o aumento em espessura do fruto (Fig. 21), sendo formada por células de parede delgada, conteúdo denso e menores do que as demais células parenquimáticas do mesocarpo.

As células da hipoderme (Fig. 22) e do endocarpo (Fig. 23) não se alteram, mantendo as mesmas características apresentadas no ovário.

Estádio II: Os frutículos, nesta fase, encontram-se ligados somente pela região basal. Esta fase caracteriza-se pelo aumento do tamanho da saliência, pela esclerificação de algumas células da hipoderme, pelo espessamento da parede das células do epicarpo e da cutícula e pelo início da formação de papilas em algumas regiões do epicarpo.

O epicarpo é formado por uma camada de células ligeiramente alongadas, com papilas pouco desenvolvidas em algumas células, de parede e cutícula espessa (Fig. 25).

No mesocarpo pode-se observar o aumento no tamanho das saliências e no número de camadas de células do mesocarpo (Fig. 24). As células da hipoderme, que se apresentavam grandes e vacuoladas no ovário, diferenciam-se, nesta fase, em esclereídes isodiamétricos de parede fortemente lignificada (Fig. 24).

O endocarpo mantém as mesmas características da fase anterior.

Estádio III: Os frutículos atingem seu maior tamanho, correspondendo ao estágio maduro.

O fruto maduro apresenta epicarpo formado por uma camada de células papilosas com parede espessa e recoberta por espessa cutícula (Fig. 26) evidenciada pelo Sudan Black B (Fig. 31) e pelo Nile Blue (Fig. 33). Estômatos não são visíveis.

O mesocarpo é formado por uma hipoderme, numerosos idioblastos com drusas, esclereídes isolados ou em grupos, feixes vasculares e laticíferos dispersos em um tecido parenquimático muito volumoso, sendo originado do mesofilo ovariano (Fig. 26). A hipoderme, unisseriada, é formada por esclereídes e células parenquimáticas (Figs. 26 e 27). Os esclereídes aparecem isolados ou formando grupos pequenos de células, sem formação de tecido contínuo. As células parenquimáticas, entremeadas aos esclereídes, possuem parede

espessa e são maiores do que as células parenquimáticas do mesocarpo. As células parenquimáticas que formam a grande parte do mesocarpo apresentam paredes espessas, quando próximas ao epicarpo, e paredes delgadas, quando próximas ao endocarpo. Em teste com Reagente de Lugol, as células próximas ao epicarpo revelaram presença de amido (Fig. 37). Os feixes vasculares e pequenas ilhas de floema são dispersos por todo o mesocarpo (Figs. 28, 29). As últimas camadas de células parenquimáticas do mesocarpo apresentam-se alongadas no sentido transversal do fruto, no mesmo sentido que as células do endocarpo (Fig. 30).

Os laticíferos apresentam formato cilíndrico e alongado, muitas vezes ramificado (Figs. 35 e 36). As paredes das células que formam os laticíferos são espessadas (Figs. 28, 29 e 36). Próximos ao epicarpo, os laticíferos encontram-se dispostos, preferencialmente, paralelos ao eixo longitudinal do fruto, enquanto que os próximos ao endocarpo encontram-se dispostos, preferencialmente, paralelos ao eixo transversal do fruto.

A linha de deiscência do fruto é bem demarcada por um sulco que acompanha o eixo longitudinal do fruto, desde o epicarpo até o endocarpo do fruto. Esta linha é caracterizada por uma faixa de uma a três fileiras de células cúbicas, menores que as adjacentes e de parede delgada (Fig. 29).

O endocarpo (*sensu strictu*) é unisseriado, sendo formado por células alongadas no sentido transversal do fruto, possuindo parede delgada e cutícula pouco desenvolvida (Fig. 30 e 34), que foi evidenciada pelo Sudan Black B (Figs. 32). O endocarpo (*sensu lato*), unidade funcional, é formado pelas células alongadas no sentido transversal do fruto, sendo provenientes das camadas mais internas do mesocarpo e do endocarpo (Fig. 30).

Morfologia da semente

As sementes de *T. catharinensis* são pretas, oblongas, várias por fruto, com arilo vermelho-alaranjado (Fig. 4). O envoltório das sementes é sulcado (Figs. 7 e 8), lignificado, glabro e de coloração negra. Quando o arilo da semente é retirado pode se observar a cicatriz do funículo, em forma de um profundo sulco na testa da semente.

A semente madura é albuminosa, com micrópila pouco conspicua e arilo, que recobre a micrópila, a rafe e a calaza.

Óvulo

Os óvulos de *T. catharinensis* são anátropos, unitegumentados e apresentam um funículo curto (Figs. 38 e 39). A epiderme do tegumento único (Figs. 38 e 39) é representada por uma camada de células maiores e de citoplasma menos denso que as demais camadas celulares do tegumento. Um endotélio, formado por duas a três camadas de células alongadas radialmente, com citoplasma bastante denso e parede espessa, é claramente identificado envolvendo o saco embrionário (Figs. 38 e 39). O funículo é curto e o feixe vascular percorre a rafe terminando na calaza. O canal micropilar é formado somente pelo exóstoma (Fig. 39).

Desenvolvimento dos tegumentos

Na semente jovem, a epiderme externa da testa, ou exotesta, é formada por células ligeiramente alongadas no sentido radial com denso conteúdo fenólico (Figs. 40 e 41). O arilo nesta fase já está bem desenvolvido, recobrando a região da rafe, calaza e micrópila (Figs. 42 e 43).

Em uma fase posterior de desenvolvimento, a exotesta se alonga radialmente e as paredes se espessam e lignificam de maneira desigual, ficando a célula com formato

claviforme (Fig. 46), onde a região mais espessa é a basal. Na região apical a parede celular é menos espessada ficando o vacúolo repleto de compostos fenólicos (Fig. 44). Os compostos fenólicos foram evidenciados em teste com cloreto férrico, sendo corados em negro (Fig. 49). A mesotesta e a endotesta permanecem parenquimáticas (Figs. 44, 45 e 47). A lignificação da epiderme externa caracteriza esta semente como sendo exotestal. Na semente madura o envoltório é sulcado, de tal forma que na região dos sulcos o envoltório é formado apenas pela exotesta, ficando a mesotesta e a endotesta totalmente comprimidas (Fig. 47).

O arilo comunica-se com os tecidos da semente através de um sulco existente na região do hilo (Figs. 42, 43 e 48), por onde passam vários feixes vasculares.

Testes histoquímicos

Em *T. catharinensis* o látex dos frutos apresenta-se leitoso sendo detectada a presença de lipídios totais, corados em preto, pelo Sudan Black B (Figs. 52 e 53) e em vermelho, pelo Sudan Red IV (Figs. 54 e 55) e lipídios neutros, corados em rosa, pelo Nile Blue (Figs. 50 e 51); sendo negativos os resultados para proteína com Aniline Blue Black, para amido com o reagente de lugol, para polissacarídeos e substâncias pécicas com Vermelho de Rutênio.

Na semente de *T. catharinensis* os testes com Sudan Black B, Sudan Red IV e Nile Blue revelaram presença de grande quantidade de lipídios no endosperma e no embrião (Figs. 56 e 57) e ausência de lipídios no arilo e na testa da semente. Foi detectada, pelo reagente de Lugol, grande quantidade de amido no arilo (Fig. 59), e pequena quantidade no endosperma e no embrião. A presença de proteínas na semente foi constatada pelo teste com Aniline Blue Black, revelando grande quantidade no endosperma (Fig. 58) e no embrião.

6.2 – *Prestonia riedelii*

Morfologia do fruto

O fruto de *P. riedelii* é um folicarium (fóliculo esquizocárpico), constituído de dois frutículos cilíndricos e alongados, unidos pela região basal (receptacular) e pela região apical (Figs. 61 e 63). Os frutículos são indumentados (Figs. 64 e 65), secos na maturidade (Fig. 63), cilíndricos, alongados, coloração verde quando jovens (Fig. 61) e marrons quando maduros (Fig. 63), abrindo-se, cada um, por uma única valva longitudinal-ventral e expondo várias sementes comosas (Fig. 62). Quando maduros, em geral, os frutículos se separam.

Ovário

O ovário de *P. riedelii* é glabro, súpero, bicarpelar e de placentação sutural. Os dois carpelos que formam o ovário são livres entre si na região mediana e unidos pelas regiões: basal (receptacular) e terminal do ovário (Fig. 69). Cada carpelo apresenta um único lóculo onde se dispõem vários óvulos inseridos em um tecido placentário bem desenvolvido (Figs. 69, 70 e 71). A parede do ovário é composta de uma epiderme externa, do mesofilo ovariano e de uma epiderme interna (Fig. 72).

A epiderme externa do ovário é formada por uma camada de células cubóides revestidas por cutícula fina, onde não observa-se presença de estômatos (Figs. 72 e 74).

O mesofilo ovariano é formado por aproximadamente 25 camadas de células parenquimáticas em meio as quais são encontrados laticíferos e feixes vasculares (Figs. 72 e 74). Os laticíferos são do tipo não-articulados e ramificados, cilíndricos e alongados (Fig. 74), de parede espessa (Figs. 72 e 74), podendo, assim, ser diferenciados das demais células parenquimáticas do mesofilo ovariano. São abundantes na região mediana do mesofilo

ovariano e apresentam disposição paralela ao eixo longitudinal do ovário (Fig. 74). Os feixes vasculares, estão dispersos por todo mesofilo ovariano, sendo 3 de maior calibre: 1 dorsal e 2 ventrais (Fig. 71).

A epiderme interna do ovário é formada por uma camada de células, revestidas por cutícula fina (Figs. 72 e 74).

A linha de deiscência é notada no ovário por uma reentrância na região de sutura dos carpelos e pela densidade do citoplasma das células dessa região (Figs. 71 e 73).

A placenta é bem desenvolvida, apresentando células epidérmicas de conteúdo denso e inúmeros traços vasculares que irão irrigar os óvulos (Figs. 71 e 73).

Na base do ovário estão presentes nectários e coléteres (Figs. 69 e 70). Os nectários, em número de cinco, são bem desenvolvidos e visíveis a olho nu (Fig. 70). Os coléteres deltóides são classificados como sendo do tipo standard e também são em número de cinco sendo opostos às lacínias do cálice e alternos aos nectários (Figs. 69 e 70).

Desenvolvimento do pericarpo

Para o estudo de desenvolvimento do fruto de *P. riedelii* foram consideradas duas fases de desenvolvimento: fruto jovem e fruto maduro.

Fruto jovem: Nesta fase os frutículos encontram-se unidos pela região do estilete e estigma.

O epicarpo é unisseriado, recoberto por fina cutícula e por tricomas unisseriados (Fig. 75).

O mesocarpo pode ser dividido em duas regiões (Fig. 75): uma externa essencialmente parenquimática, na qual as células apresentam citoplasma denso e outra interna, delimitada por células menores que da região anterior e bem vacuoladas, que circundam os feixes vasculares.

Abaixo desta zona estão dispersos vários feixes vasculares e “ilhas de floema” (Figs. 75 e 76), que ficam entremeados entre as células parenquimáticas e laticíferos. A última camada do mesocarpo, em corte transversal, é menor, isodiamétrica e de aspecto mais compacto que o restante das células do mesocarpo (Figs. 75 e 79). Em corte longitudinal constata-se que são alongadas no sentido do maior eixo do fruto (Fig. 78). Os laticíferos são bastante abundantes em todo o mesocarpo e apresentam-se alongados e cilíndricos, dispostos paralelamente ao eixo longitudinal do fruto (Figs. 75 e 76). São do tipo não-articulados e ramificados, apresentando parede levemente espessada (Fig. 76).

O endocarpo (*sensu strictu*), é formado por uma camada de células alongadas no plano transversal, com citoplasma denso e núcleos volumosos (Figs. 75, 78 e 79).

Fruto maduro: Nesta fase alguns frutos apresentam frutículos unidos pela região basal e terminal, mas em outros frutos observa-se ligação dos frutículos somente pela região basal.

O epicarpo é formado por uma camada de células levemente papilosas (Fig. 86), com tricomas de cobertura (Fig. 81) e cutícula espessa (Figs. 81 e 86). Nesta fase o epicarpo fica glabro em algumas regiões, devido à perda de alguns tricomas (Figs. 80 e 86); estômatos não são observados. Os tricomas de cobertura são multicelulares e unisseriados, sendo envolvidos por uma cutícula espessa (Fig. 81), que foi evidenciada pelo Sudan Black B (Fig. 92) e pelo Nile Blue (Fig. 93).

No mesocarpo as alterações mais marcantes são a diferenciação de fibras não-lignificadas e esclerificação da última camada do mesocarpo. Na região mais externa as células parenquimáticas são menores, de parede mais espessa e conteúdo mais denso do que as demais células do mesocarpo do fruto (Fig. 80) e revelam grande quantidade de amido em teste com Reagente de lugol (Fig. 94). As células limites entre as regiões interna e externa diferenciam-se em fibras não-lignificadas (Fig. 80). Essas fibras apresentam-se alongadas, no

sentido longitudinal do fruto (Fig. 89), estando associadas ou não aos feixes vasculares. Suas paredes são espessas, mas não lignificam (Figs. 80, 82, 85, 89 e 91).

Os feixes vasculares são muito abundantes em todo o mesocarpo (Fig. 80), sendo alguns do tipo bicolaterais (Fig. 82 e 90) e outros do tipo colaterais. Entre os feixes vasculares e as células parenquimáticas observa-se as “ilhas de floema” (Fig. 88), que apresentam-se espalhadas por todo o mesocarpo do fruto.

Os laticíferos são abundantes em todo o mesocarpo e apresentam-se alongados e cilíndricos, encontrando-se dispostos paralelamente ao eixo longitudinal do fruto (Fig. 84). São do tipo não-articulados e ramificados (Fig. 96). Diferenciam-se das células parenquimáticas do mesocarpo por apresentarem parede espessada (Figs. 84 e 88).

A última camada do mesocarpo esclerifica-se juntamente com o endocarpo unisseriado (Figs. 83 e 87), formando, agora, o endocarpo *sensu lato*, isto é, endocarpo funcional formado por células provenientes do endocarpo (*sensu strictu*) e da última camada do mesocarpo.

O endocarpo, portanto, é formado por 2 camadas de células esclerenquimáticas (fibras) em disposição oposta: a camada mais interna, originada da epiderme interna ovariana, é paralela ao eixo transversal do fruto e fica em contato com as sementes; já a camada mais externa do endocarpo, originada do mesofilo ovariano, é paralela ao eixo longitudinal do fruto e fica em contato com o mesocarpo (Figs. 80, 83 e 87), caracterizando este endocarpo como *sensu lato*. A cutícula é fina, sendo evidenciada pelo Sudan Black B (Fig. 95).

A linha de deiscência é formada por uma ou duas camadas de células parenquimáticas de parede bem delgada com formato ondulado e estão associadas aos feixes de fibras não-lignificadas (Fig. 84).

Morfologia da semente

As sementes de *P. riedelii* são marrom-claras, várias por fruto, oblongas, alongadas no sentido calazal, possuindo coma bem desenvolvida em posição terminal (Figs. 62 e 67). O envoltório é glabro e liso (Figs. 66, 67 e 68). A semente é albuminosa com hilo lateral e micrópila não visível. O embrião, não clorofilado, é do tipo contínuo, pois não há delimitação entre os cotilédones e o eixo hipocótilo radicular, e espatulado, pois apresenta embrião reto com cotilédones mais largos que o eixo hipocótilo-radícula. Os cotilédones apresentam-se curvados convexamente e se localizam na região oposta à coma. Já o eixo hipocótilo-radícula encontra-se na extremidade da coma da semente.

Óvulo

Os óvulos de *P. riedelii* são anátropos, unitegumentados, com funículos curtos e inseridos em posição lateral (Figs. 97 e 98). O tegumento apresenta uma epiderme externa com células maiores, núcleo basal e de citoplasma menos denso que as demais camadas celulares do tegumento (Figs. 97 e 98). Em corte longitudinal a região da anti-rafe do tegumento possui cinco a seis camadas de células, enquanto que a região rafeal apresenta 10 a 13 camadas de células. O tegumento na região da micrópila é crasso e o canal micropilar é formado somente pelo exóstoma (Fig. 97). O feixe vascular rafeal (Fig. 98) termina na calaza e não se ramifica.

Desenvolvimento dos tegumentos

O estágio de semente jovem se caracteriza pelo alongamento da semente no sentido calazal (Fig. 99) e pela formação de tricomas unicelulares alongados na região da micrópila (Figs. 99 e 100).

Após a semente atingir o seu tamanho definitivo os tricomas, originados na região da micrópila, lignificam (Fig. 105) e formam a coma (Fig. 104), caracterizada como um tufo de pelos concentrados na extremidade micropilar da semente.

O envoltório da semente madura é formado apenas pela testa da semente na qual apenas a exotesta apresenta parede espessa e lignificada, enquanto a mesotesta e a endotesta permanecem parenquimáticas (Fig. 101).

A lignificação das paredes da exotesta é parcial e de forma escalariforme-reticulada na porção basal da célula (Fig. 105). Na porção apical da célula a parede é espessada, mas não lignificada. A presença de exotesta esclerificada caracteriza esta semente como exotestal.

Testes histoquímicos

No látex, dos frutos, foi observada reação positiva para proteínas totais, coradas em azul pelo Aniline Blue Black (Fig. 110), e lipídios ácidos em teste com Nile Blue (Fig. 109); as reações foram negativas para lipídeos totais com Sudan Black B (Fig. 108), amido no teste com Reagente de Lugol (Fig. 107) e mucilagem e pectina com Vermelho de Rutênio (Fig. 111).

Na semente, em teste com reagente de Lugol, foi observada grande quantidade de amido na mesotesta (Fig. 112), e pequena quantidade no endosperma e no embrião. Com Sudan Black B verificou-se presença de lipídios totais no endosperma e no embrião (Fig. 115) e, praticamente, ausência destes na testa da semente. O teste com Nile Blue revelou presença de lipídios neutros, identificados em rosa, no endosperma e no embrião (Fig. 113).

A presença de proteínas na semente foi constatada pelo teste com Aniline Blue Black, apenas nos laticíferos do embrião (Fig. 114).

7 – DISCUSSÃO

Morfologia do fruto e da semente

Segundo Roth (1977) a classificação dos frutos ainda é um problema não solucionado. Muitos caracteres diferentes, tais como estrutura do ovário, número de carpelos e sementes, morfologia e anatomia do fruto, dispersão dos frutos e sementes, deiscência, indeiscência e consistência do pericarpo são utilizados na caracterização dos diferentes tipos de frutos. Todavia, o que ocorre freqüentemente é que alguns autores introduzem subtipos de menor importância na classificação gerando muita confusão.

Neste trabalho adotou-se a terminologia *folicarium*, proposta por Spjut (1994), para os frutos de *T. catharinensis* e *P. riedelii*. Segundo Spjut (1994) o termo *folicarium* foi descrito pela primeira vez por Dumortier (1835 *apud* Spjut, 1994), tendo vários sinônimos, como *Conceptaculum* Lindley (1832), *Foliculi* Gaertner (1788), *Bifolliculus* Mirbel (1813), *Follicula* Desvaux (1813). *Folicarium* representa o fruto derivado de gineceu esquizocárpico, onde os carpelos são distintamente separados um do outro, sendo que cada um possui deiscência ao longo de uma única sutura ventral (Spjut, 1994). O termo *folículo* refere-se a frutos unicarpelares que apresentam deiscência por uma única sutura ventral (Linnaeus, 1759).

Apocynaceae (*sensu lato*) apresenta gineceu esquizocárpico, com ovários unidos somente pela região dos estiletos e estigmas (Spjut, 1994). Este fato também foi observado no gineceu de ambas as espécies estudadas neste trabalho. Em *T. catharinensis* o gineceu apresenta-se ligado somente pela região do estilete e estigma e em *P. riedelii* a ligação ocorre na região do estilete, estigma e na região terminal do ovário.

Pode ocorrer de somente um frutículo do gineceu esquizocárpico se desenvolver (Cronquist, 1981), sendo, neste caso, chamado de folículo instalado em um foliarium (Spjut, 1994).

Assim sendo o termo foliarium (Spjut, 1994) foi o mais coerente com os tipos de frutos apresentados pelas espécies estudadas, pois ambas apresentam gineceu esquizocárpico e frutículos apresentando deiscência em uma única sutura ventral.

Para Barroso *et al.* (1999) os frutos das Apocynaceae devem ser classificados como sendo múltiplos, quando originados de gineceu com apocarpia secundária e de simples, quando originados de gineceu sincárpico, sendo os frutos deste trabalho classificados, por ela, como sendo frutos múltiplos do tipo folículos.

Leeuwenberg (1994) refere-se aos frutos de *T. catharinensis* como sendo mericarpos separados e (Rio, 2001) cita os frutos de *P. riedelii* como sendo folículos.

As sementes, nas duas espécies estudadas, são várias por fruto, com envoltório lignificado e liso, em *P. riedelii*, e sulcado em *T. catharinensis*. Em *T. catharinensis* as sementes são oblongas, pretas, sulcadas longitudinalmente, com um profundo sulco na região rafeal, sendo envolvida por um arilo vermelho-alaranjado e instaladas na borda de deiscência dos folículos, sendo albuminosas. Estas características também foram descritas por Corner (1976) para o gênero.

Já em *P. riedelii* as sementes são oblongas, alongadas, marrons, glabras, com um tufo de pelos “coma” na extremidade micropilar, sendo albuminosas. Barroso *et al.* (1999) ressalta a presença de coma e de ponta lateral em sementes do gênero.

Anatomia e desenvolvimento do pericarpo

De acordo com Strohrchen (1986 *apud* Paoli, 1992), para uma classificação de frutos ser bem sucedida há a necessidade de estudos anatômicos de seu desenvolvimento, sendo para tanto recomendado o uso dos termos epicarpo, mesocarpo e endocarpo.

A definição de epicarpo, mesocarpo e endocarpo varia conforme o ponto de vista de cada autor. A maioria dos autores modernos prefere usar os termos epicarpo e endocarpo em seu sentido mais amplo (*sensu lato*), que inclui na sua formação além das epidermes externa e interna, respectivamente, também células do tecido sub-epidérmico do mesofilo ovariano (Roth, 1977). De acordo com Fahn (1990), a separação serve para facilitar a descrição anatômica, mas elas não representam tecidos separados do ponto de vista de sua origem.

A superfície do fruto de *T. catharinensis* é rugosa com saliências muito pronunciadas, sendo chamada por Barroso *et al.* (1999) de superfície ouriçada, sendo formada devido à divisões em diversos planos de várias camadas subepidérmicas do mesocarpo. Emergências na forma de protuberâncias, saliências, espinhos, costelas, podem produzir uma certa escultura na superfície do fruto. Em muitos casos, as camadas subepidérmicas são responsáveis por sua formação, tornando-se multisseriada por divisões anticlinais (Roth, 1977).

Já em *P. riedelii* a superfície do fruto é lisa e indumentada. O epicarpo, quando indumentado, serve para redução da transpiração, além de contribuir também para a proteção mecânica e fisiológica do pericarpo, sendo sua estrutura orientada para reforçar as paredes das células e redução da perda de água pela impregnação da parede com suberina, cutina, cera, etc (Roth, 1977).

O epicarpo de *T. catharinensis* e de *P. riedelii* é unisseriado e, segundo sua origem, pode ser classificado como epicarpo (*sensu strictu*), como em *Catharanthus pusillus*, *Catharanthus roseus*, *Alstonia scholaris*, *Ichnocarpus frutescens* e *Parsonsia spiralis* (Thomas

& Dave, 1994) e *Catharanthus* (Zala *et al.*, 1976). Segundo Roth (1977) a epiderme externa dos frutos geralmente é unisseriada e representa a camada protetora de alguns frutos. No entanto algumas espécies de Apocynaceae, como *Aganosma caryophyllata*, *Holarrhena antidysenteria*, *Vallaris solanacea*, *Wrightia tomentosa*, *Wrightia tinctoria* e *Strophantus wallichii* (Thomas & Dave, 1994) e em *Nerium* (Thomas & Dave, 1991) apresentam epicarpo multisseriado sendo que somente em *A. caryophyllata* observa-se epicarpo *sensu strictu* (Thomas & Dave, 1994).

Em *T. catharinensis* o epicarpo possui papilas mais desenvolvidas do que em *P. riedelii*. Em ambas as espécies a parede periclinal externa da papila é espessa, pois papilas são projeções da parede periclinal externa da epiderme, incluindo a membrana cuticular, a própria cutícula e também o lume celular (Metcalf & Clark, 1979). A presença de papilas em *T. catharinensis* e *P. riedelii*, nas células do epicarpo, pode estar relacionada com as altas intensidades luminosas às quais são submetidas no ambiente em que vivem, pois Haberlandt (1914) argumenta que a epiderme papilosa teria a função de concentração de radiação solar em plantas de dossel, funcionando como lentes. Lavialle (1912 *apud* Roth, 1977) observou epiderme papilosa em fruto de *Chondrilla clevisrostris*. Solereder (1908) comenta que epiderme papilosa é largamente distribuída em vários grupos de plantas, mas que não apresenta nenhum valor taxonômico para a maioria das plantas, podendo ser aplicado com cautela somente para diagnósticos de espécies, visto que em uma mesma espécie elas podem estar presentes ou ausentes.

A cutícula do epicarpo de *T. catharinensis* e *P. riedelii* apresenta-se espessa, assim como em *Wrightia tomentosa*, *Ichnocarpus frutescens*, *Aganosma caryophyllata* (Thomas & Dave, 1994). As duas espécies estudadas neste trabalho estão submetidas, no ambiente em que

são encontradas, a altas intensidades luminosas, tendo a cutícula papel fundamental na diminuição da perda de água para o ambiente nestas plantas. Segundo Thomas & Dave (1994) a cutícula serve para diminuir a perda de água no verão. A cutícula é sempre encontrada na superfície dos frutos sendo a sua formação influenciada por vários fatores, como luz, temperatura, etc. (Roth, 1977).

Somente no epicarpo de *P. riedelii* observa-se tricomas de cobertura multicelulares e unisseriados, assim como em *Aganosma caryophyllata*, *Ichnocarpus frutescens* e *Wrightia tinctoria* (Thomas & Dave, 1994). Já em *Catharanthus roseus*, *Parsonsia spiralis* e *Vallaris solanacea* encontram-se tricomas unicelulares (Thomas & Dave, 1994). Os tricomas encontrados em *P. riedelii* estão, provavelmente, relacionados com a diminuição da perda de água pela planta, visto que a mesma encontra-se em ambiente de alta intensidade luminosa. Tricomas de diferentes tipos e funções, como pêlos glandulares, podem estar presentes também podendo contribuir para a redução da transpiração (Roth, 1977).

Em *T. catharinensis* a hipoderme é presente e apresenta-se formada por células parenquimáticas e esclereídes, sendo de importante papel na proteção do fruto; já em *P. riedelii* ela é ausente. A hipoderme é característica de muitos frutos, sendo que pode possuir função de proteção e também fazer parte na formação da casca. Em muitos casos a hipoderme é claramente distinguida por seus tipos celulares, sendo freqüentemente, maiores do que as células do mesofilo (Roth, 1977).

Em *P. riedelii* encontram-se fibras não-lignificadas formando um tecido quase que contínuo ao redor do mesocarpo do fruto, assim como em *Aganosma caryophyllata*, *Holarrhena antidysenteria*, *Ichnocarpus frutescens*, *Parsonsia spiralis*, *Strophantus wallichii*, *Wrightia tinctoria*, *Wrightia tomentosa* e *Vallaris solanacea* (Thomas & Dave, 1994), sendo

que em grande parte destas espécies as células esclerenquimáticas associam-se aos feixes vasculares, formando uma bainha protetora. A ausência de lignina nas fibras talvez esteja relacionada com a grande flexibilidade que o fruto possui e para facilitar a sua deiscência.

O esclerênquima (aparecendo na forma de esclereides ou na forma de fibras) representa um tecido muito importante, especialmente no pericarpo de castanhas e no endocarpo de drupas, mas também ocorre em cápsulas e bagas, onde pode aparecer entremeado entre as células parenquimáticas. Em muitas bagas, células pétreas são sempre dispersas no parênquima como células isoladas ou na forma de grandes grupos. A verdadeira função do esclerênquima é servir como tecido de sustentação e para proteger as sementes de injúrias (Roth, 1977). Segundo Esau (1965) as fibras extra xilemáticas podem ou não apresentar-se lignificadas.

O parênquima representa uma parte importante na formação de frutos carnosos (bagas ou drupas), podendo armazenar amido, açúcar, óleos, lipídios, etc que podem ser depositados em idioblastos, glândulas especiais ou ductos de óleos, látex em laticíferos, etc (Roth, 1977). *T. catharinensis* e *P.riedelii* revelaram grande quantidade de amido nas células parenquimáticas do mesocarpo dos frutos jovens e menor quantidade nos frutos maduros. A grande quantidade de amido é característica de frutos verdes, mas pode desaparecer durante o desenvolvimento e amadurecimento do fruto, sendo transformado em açúcar (Roth, 1977).

A placenta de *T. catharinensis* é bem desenvolvida e apresenta grande quantidade de amido, formando o arilo das sementes. Segundo Klemt (1907 *apud* Roth, 1977) as placentas bem desenvolvidas apresentam função de reserva e possuem grande quantidade de grãos de amido. A placenta e o septo fazem parte do carpelo, mas não do pericarpo. Considerando a estrutura do fruto, placentas e septos, geralmente, atrofiam-se, exceto em certos frutos, especialmente os carnosos, onde o alargamento da placenta e septo pode formar uma

considerável parte do fruto (Roth, 1977). Já em *P. riedelii* a placenta no fruto apresenta-se pouco desenvolvida e com ausência de amido.

Em frutos de *T. catharinensis* e de *P. riedelii* a linha de deiscência ocorre na superfície ventral do fruto e é caracterizada por apresentar células de paredes bem delgadas, que apresentam encaixes perfeitos entre as paredes das células adjacentes. A deiscência dos frutos pode ocorrer por muitos caminhos diferentes; nos casos mais simples o pericarpo é rompido por expansão ou germinação das sementes. Em muitos casos, a linha de deiscência do fruto é formada por uma linha mecânica de células de parede delgada (fracas) ou pode ser formada por um tecido rígido. É comum dizer que a separação ocorre na região mecânica de células fracas; neste caso a margem dos carpelos é sempre predestinada a separar uma da outra, especialmente quando ocorre união secundária durante o desenvolvimento do ovário, sendo que esta condição pode ser observada em folículos (Roth, 1977). A deiscência ventral (marginal), segundo Roth (1977), é comumente encontrada em folículos. Thomas & Dave (1994) observaram que várias espécies de Apocynaceae, que apresentam fruto do tipo folículo, apresentam deiscência marginicida, assim como a apresenta por *T. catharinensis* e *P. riedelii*.

Segundo Roth (1977) a posição das células na linha de deiscência revela uma importante característica para a abertura do fruto. Quando a camada de células rígidas é ausente, as células percorrem paralelamente a superfície de separação da linha de deiscência do fruto (Roth, 1977), fato observado em *T. catharinensis* e em *P. riedelii*. Além destas células de parede delgada, *P. riedelii* também apresenta fibras não-lignificadas no mesocarpo do fruto que, segundo Thomas & Dave (1994), estariam relacionadas com o mecanismo de abertura dos folículos de várias espécies de Apocynaceae.

Os laticíferos são peculiares de muitas famílias, desenvolvendo-se em frutos, como de *Carica papaya*, de onde é extraída a papaína (enzima proteolítica) e como os de *Achras zapota* onde aparecem como canais ramificados (Roth & Lindorf, 1972).

Segundo David (1872 *apud* Mahlberg, 1993) os laticíferos nas Apocynaceae, Asclepiadaceae, Euphorbiaceae e Moraceae são constituídos de células simples (não-articulados), que alongam-se em comprimento, esticando-se e ramificando entre os espaços intercelulares.

A classificação dos laticíferos utilizada neste trabalho foi baseada na estrutura e desenvolvimento dos laticíferos de acordo com De Bary (1884), que classifica os laticíferos em articulados e não-articulados. Assim sendo, os laticíferos dos frutos de *T. catharinensis* e de *P. riedelii* são do tipo não-articulados e ramificados, como os observados em frutos de espécies de *Aganosma caryophyllata*, *Alstonia scholaris*, *Catharanthus pusillus*, *Catharanthus roseus*, *Holarrhena antidysenteria*, *Ichnocarpus frutescens*, *Parsonsia spiralis*, *Strophantus wallichii*, *Vallaris solanácea*, *Wrightia tinctori* e *Wrightia tomentosa* estudadas por Thomas & Dave (1994). Já em *Vinca sardoa*, uma planta endêmica da Sardenia (Itália), muito usada na medicina popular, encontra-se laticíferos articulados em vários órgãos da planta, incluindo a raiz (Sacchetti *et al.*, 1999). Os laticíferos de *Nerium oleander* são ramificados, não-articulados e cenocíticos (Mahlberg, 1961, 1963) assim como a maioria das Apocynaceae (Metcalf & Chalk, 1983).

Em *Mandevilla illustris* e *Mandevilla velutina* os laticíferos são do tipo não-articulados e ramificados e estão presentes em todos os órgãos vegetativos, como raízes tuberosas, caule, pecíolo, coléteres, folhas, sendo observados até no embrião (cotilédones, eixo hipocótilo-radícula). As células laticíferas podem ser distinguidas das outras células vizinhas pelo seu

conteúdo (geralmente cinza, devido a forte reação com azul de toluidina), paredes espessas e ausência de plasmodesmos (Appenzato-da-Glória & Estelita, 1997). Em laticíferos de *T. catharinensis* e *P. riedelii* também observa-se conteúdo bem denso no laticífero e paredes bem espessadas, mostrando distinção nítida entre as células parenquimáticas que os rodeiam.

O membro desta família que é mais utilizado para a extração de borracha é *Funtumia elástica* Stapf. A borracha também é extraída de lianas como *Landolfia spp*; enquanto que em *Carpodium* a borracha é extraída de sua raiz (Metcalf & Chalk, 1983). Muitos laticíferos de Apocynaceae possuem partículas de borracha insolúveis em etanol (Van Die, 1955).

Nos laticíferos do fruto de *T. catharinensis*, foi constatada presença de: lipídios neutros e lipídeos totais, sendo negativos os resultados para amido, proteínas totais e mucilagem. Já em *Prestonia riedelii* foi constatada presença de: proteínas totais e lipídios ácidos e fosfolipídeos e sendo negativos os resultados para mucilagem, amido e lipídios neutros.

Proteínas e lipídios são encontrados nos laticíferos de *Mandevilla illustris* e *Mandevilla velutina*, mas há ausência de grãos de amido (Appenzato-da-Glória & Estelita, 1997). As mesmas características foram também observadas em laticíferos de *Vallaris* por Murugan & Inamdar (1987). Mesmo resultado foi encontrado em laticíferos dos frutos.

O endocarpo, segundo Roth (1977) pode originar-se da epiderme interna do ovário, somente das camadas sub-epidérmicas do mesofilo ovariano, ou ainda da combinação de ambas. A epiderme interna ou endocarpo (*sensu strictu*) é sempre composta de células menores do que a epiderme externa, especialmente em frutos carnosos (Roth, 1977).

Em *P. riedelii* o endocarpo apresenta-se lignificado assim como em espécies de *Aganosma caryophyllata*, *Alstonia scholaris*, *Catharanthus pusillus*, *Catharanthus roseus*, *Holarrhena antidysenteria*, *Ichnocarpus frutescens*, *Parsonsia spiralis*, *Strophantus wallichii*,

Vallaris solanácea, *Wrightia tinctoria* e *Wrightia tomentosa* estudadas por Thomas & Dave (1994). Em *T. catharinensis* o endocarpo apresenta-se unisseriado e não lignificado. Endocarpo endurecido é encontrado em alguns membros de várias famílias, incluindo Apocynaceae (Hill 1933 *apud* Baskin & Baskin, 2001). As células lignificadas do endocarpo de *P. riedelii* são fibras que formam duas camadas de disposição cruzada, sendo que a camada em contato com as sementes se origina da epiderme interna do ovário e a outra camada se origina do mesofilo ovariano. O endocarpo de *P. riedelii*, portanto, é considerado *sensu lato*, assim como todas as espécies de Apocynaceae estudadas por Thomas & Dave (1994).

Fibras entrelaçadas são frequentes na maioria dos endocarpos (Roth, 1977). Com poucas exceções as fibras que se desenvolvem em frutos são usualmente menores quando comparadas com as da folha e caule e possuem parede com pontuações simples. As fibras são encontradas mais freqüentemente em partes mais internas do pericarpo e mais comumente no endocarpo. A epiderme interna pode transformar-se em uma camada de fibras ou camadas subepidérmicas podem ser formadas por fibras.

Anatomia e desenvolvimento das sementes

Os óvulos de *T. catharinensis* e de *P. riedelii*, são anátropos e unitegumentados, assim como descrito por Corner (1976) para espécies da família Apocynaceae. Segundo Corner (1976) o óvulo de *Tabernaemontana sp* não possui funículo, mas em *Tabernaemontana catharinensis* observa-se um funículo bem curto formado por 3 a 4 camadas de células, assim como em *P. riedelii*.

Muitas famílias que possuem óvulos unitegumentados têm suas sementes chamadas de exotestais, pois o tegumento diferencia-se como nas sementes bitegumentadas exotestais. Das

mais de 350 famílias de Dicotiledôneas, mais ou menos 105 aparentam ter somente óvulos unitegumentados. As sementes estudadas neste trabalho são chamadas de exotestais, pois assim como descrito por Corner (1976), esta é a única camada protetora e lignificada destas sementes.

Nos óvulos de *T. catharinensis* foi observada a presença de um endotélio formado por 2 a 3 camadas de células, ausente em *P. riedelii*. O endotélio representa a camada mais interna do tegumento, próxima ao nucelo, possuindo células com citoplasma denso e, aparentemente, secretoras, sendo chamado de tapete tegumentar (Fahn, 1990).

As sementes de ambas as espécies estudadas neste trabalho apresentam apêndices, sendo que o neste trabalho discutiu-se a natureza e origem de cada um destes apêndices. Em sementes de *T. catharinensis* pode-se observar a presença de arilo; já em *P. riedelii* pode-se observar a presença de uma coma.

As publicações mais antigas geralmente descrevem os apêndices das sementes em seus estágios maduros, dando pouca ou nenhuma atenção a sua origem ontogenética (Kapil *et al.*, 1980). Na verdade, é muito difícil, sem os recursos da anatomia e ontogenia, descobrir e determinar a origem das excrescências carnosas das sementes (Barroso *et al.*, 1999).

Neste trabalho, assim como proposto por Kapil *et al.* (1980) e Corner (1976), utiliza-se o termo arilo em um sentido mais amplo, servindo aqui para designar as excrescências carnosas das sementes de *T. catharinensis*, que possuem sua origem a partir do entumescimento da placenta do ovário, não havendo participação do funículo na sua formação, diferindo do que foi citado para o gênero por Barroso *et al.* (1999). Segundo Guédès (1979) os arilos podem ou não ser vascularizados, mas em *T. catharinensis* os feixes vasculares são presentes e distribuídos com pouca abundância. O arilo da *Tabernaemontana sp* desenvolve-se do lóbulo da placenta sendo descrito como placentário (Corner, 1976). Segundo Moscheta (1995) o

crescimento do arilo independe do desenvolvimento normal da semente, já que óvulos abortados ou sementes atrofiadas mostram arilos perfeitamente desenvolvidos em *Trichilia catiga* (Meliaceae).

Gaertner (1788) foi o primeiro pesquisador a definir o termo arilo como sendo um acessório do tegumento (posteriormente referido como terceiro tegumento) que é formado a partir do hilo e pode revestir a semente completamente (arilo completo) ou parcialmente (arilo incompleto).

O primeiro a estudar o arilo em relação aos seus vários pontos de origem foi Planchon (1845 *apud* Kapil *et al.*, 1980). Ele observou que os arilos podem ser formados a partir de outras regiões da semente e assim os distinguiu entre (1) arilos verdadeiros, que se originam do hilo ou funículo (podem até cobrir a micrópila); (2) arilos falsos ou arilóides, que são expansões do exóstoma em que o canal micropilar é supostamente conservado; e (3) estrofiolos, que são pequenas protuberâncias da rafe. Já Pfeifer (1981 *apud* Kapil *et al.*, 1980) denominou carúncula ao arilo que se origina de proliferações da região micropilar e do tegumento externo.

Arilóide, segundo Barroso *et al.* (1999), representa uma estrutura carnosa formada em torno do exóstoma da micrópila, enquanto que arilo verdadeiro origina-se da extremidade do funículo, junto à região do hilo. Corner (1953) apresentou uma lista de famílias com sementes ariladas, mas Pijl (1969) criticou esta lista de nomes, considerando que a maioria dos exemplos dados se tratavam de sementes que apresentavam arilóides.

Kapil *et al.* (1980) descrevem a conceituação de arilo, utilizada por diversos autores, concordando com um conceito mais geral, conforme proposto por Corner (1976), para designar qualquer excrescência carnosa que se forma na superfície do óvulo ou da semente, localizada em pontos muito diversos do tegumento externo e muito variável em seu

desenvolvimento. Indicam a origem, designando-o como arilo funicular, quando se origina do funículo; umbilical, quando se origina do hilo; micropilar, quando se origina da micrópila; rafeal, quando de pequeno tamanho e localizado na rafe e calazal, quando junto à calaza.

Os arilóides das sementes de *Tabernaemontana* (Apocynaceae) são na verdade excrescências carnosas e coloridas das placentas e intumescências dos funículos (Barroso *et al.*, 1999).

Segundo Schumann (1895 *apud* Puff & Buchner, 1998) as Apocynaceae mostram uma extraordinária diversidade em seus frutos e sementes, tendo vários gêneros sendo representados por sementes comosas.

A presença de pêlos nas sementes geralmente indica uma adaptação para dispersão por anemocoria, mas outras funções como aumento da área superficial para hidrocoria e adesão das sementes por pêlos em forma de ganchos (epizoocoria) foram descritos (Kapil *et al.*, 1980). Guttenberg (1971 *apud* Kapil *et al.*, 1980) distinguiu três tipos de apêndices em forma de pêlos em sementes: (1) pêlos dispersos na semente, como na semente de algodão, (2) um ou dois tufo(s) de pêlos na semente, e (3) coroa de pêlos. Miers (1878) reserva a designação de coma para definir o processo piloso formado pelo alongamento estrofiolar da testa, em torno da micrópila.

Usualmente os pêlos das sementes são simples, unicelulares, robustos e providos com uma cutícula (Weiner 1903 *apud* Kapil *et al.*, 1980), características também encontradas nos pêlos que formam a coma das sementes de *P. riedelii*.

Nas Apocynaceae pode se presumir que os pêlos originam-se da região micropilar em todos os taxa que apresentam os pêlos no ápice das sementes (Puff & Buchner, 1998). Neste trabalho constatou-se que a coma da semente de *P. riedelii* apresenta mesma origem

micropilar proposta por Puff & Buchner (1998). A formação dos pêlos pode ocorrer antes da fecundação, pois evidências indiretas foram observadas em estudos embriológicos publicados em gêneros de Apocynaceae com semente comosa (Guignard, 1917; Latoo, 1974) que indicam a formação dos pêlos nos óvulos, fato também observado em *P. riedelii*.

8 – CONCLUSÕES FINAIS

De acordo com a classificação de Spjut (1994) os frutos de *T. catharinensis* e *P. riedelii* são do tipo follicarium, sendo constituídos por dois frutículos do tipo folículos, apresentando-se carnosos e elipsóides em *T. catharinensis* e secos, cilíndricos e alongados em *P. riedelii*. O epicarpo (*sensu strictu*) apresenta-se unisseriado em ambas as espécies, ocorrendo tricomas de cobertura unisseriados somente em *P. riedelii*. O mesocarpo de ambas as espécies é formado por células parenquimáticas, feixes vasculares e laticíferos não-articulados e ramificados, típico das Apocynaceae, que revelaram presença de lipídios, em ambas espécies, e proteínas, somente em *P. riedelii*. O endocarpo (*sensu lato*) de *P. riedelii* é formado por duas camadas de fibras, dispostas de forma cruzada, diferindo do endocarpo (*sensu strictu*) apresentado por *T. catharinensis*, formado por uma camada de células de parede delgada. Ambas sementes são exotestais, apresentando esclereídes em paliçada em *T. catharinensis* e espessamento escaraliforme-reticulado em *P. riedelii*. O arilo da semente de *T. catharinensis*, assim como proposto por alguns autores para o gênero, se origina do entumescimento da placenta, enquanto que a coma da semente de *P. riedelii* origina-se do alongamento das células da epiderme do tegumento, apenas na região micropilar.

9 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ADANSON. 1763. **Families des plantes 2**. Vicent, Paris.
- APPEZZATTO-DA-GLÓRIA, B. & ESTELITA, M. E. M. 1997. Laticifers systems in *Mandevilla illustris* e *Mandevilla velutina* Apocynaceae. **Acta Soc Bot Pol** 66 (3-4): 301-306.
- BARROSO, G. M. 1978. **Curso sobre identificação de sementes**. Pelotas, CETREISUL.
- BARROSO, G. M. ; MORIM, M. P. ; PEIXOTO, A. L. & ICHASO, C. L. F. 1999. **Frutos e Sementes: Morfologia Aplicada à Sistemática de Dicotiledôneas**. Viçosa, Imprensa Universitária (UFV).
- BASKIN, C. E. & BASKIN, J. M. 2001. **Seeds: Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination**. Lexington, Academic Press.
- BATINA, M. F. C. ; CINTRA, A. C. A. ; VERONESE, E. L. G. ; LAVRADOR, M. A. S. ; GIGLIO, J. R. ; PEREIRA, P. S. ; DIAS, D. A. ; FRANÇA, S. C. & SAMPAIO, S. V. 1999. Inhibition of the lethal and myotoxic activities of *Crotalus durissus terrificus* venom by *Tabernaemontana catharinensis*: identification of one of the active components. **Planta Medica** 66: 424-428.
- BELL, A. D. 1991. **Plant Form: An Illustrated Guide to Flowering Plant Morphology**. New York, Oxford University Press.
- BRAVATO, M. 1974. Estudio morfologico de frutos e semillas de las Mimosoideae (Leguminosae) de Venezuela. **Acta Bot. Venz** 9: 317-361.
- BRITO, M. C. W. ; VIANNA, L. P. ; AZEVEDO, C. M. A. ; FONSECA, F. P. ; MENDONÇA, R. R. & CARVALHO, D. M. D. 1999. Unidades de Conservação. In: JOLY, C. A. & BICUDO, C. E. M. (Orgs.). **Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil: síntese do conhecimento ai final do século XX**. Vol 7, São Paulo: FAPESP, 1-46.
- BROWN, R. 1811. On the Asclepiadeae. **Memories of the Wernerian Natural History Society** 1: 12-78.
- CAIN, A. J. 1947. The use of Nile Blue in the examination of lipids. **Quarter. J. Microscop. Sci.** 88: 383-392.

- CALIXTO, J. B. ; NICOLAU, M. & YUNES, R. A. 1985. The selective antagonism of bradikinin actino on rat isolated uterus by crude *Mandevilla velutina* extract. **Br. J. Pharmac.** 85: 729-731.
- CALIXTO, J. B. & YUNES, R. A. 1986. Effect of a crude extract of *Mandevilla velutina* on contractions induced by bradikinin and [des-Arg⁹] – bradikinin in isolated vessels of the rabbit. **Br. J. Pharmac.** 88: 937-941.
- CASTRO, A. A. J. F. ; MARTINS, F. R. ; TAMASHIRO, J. Y. & SHEPHERD, G. J. 1999. How rich is the flora of brasilian cerrados? **Ann. Mo. Bot. Gard.** 86: 192-224.
- CAVALCANTE, P. B. 1972. Frutas comestíveis da Amazônia I. **Publicações Avulsas Museu Paranaense Emílio Goeldi**. Curitiba, v.17: 1-84.
- CAVALCANTE, P. B. 1979. Frutas comestíveis da Amazônia II. **Publicações Avulsas Museu Paranaense Emílio Goeldi**. Curitiba, v.33: 1-62.
- CAVASSAN, A. 1990. **Florística e Fitossociologia da Vegetação Lenhosa em um Hectare de Cerrado no Parque Ecológico Municipal de Bauru (SP)**. Tese de doutorado, Universidade Estadual de Campinas.
- CLARK, G. 1973. **Staining procedures**. 3rd ed. The Willians & Wilkins Company, Baltimore.
- CORNER, E. J. H. 1953. The Durian Theory estended I. **Phytomorphology** 3: 465-476.
- CORNER, E. J. H. 1976. **The Seeds of Dicotyledons**. Cambridge, Cambridge University Press.
- COUTINHO, L. M. 1978. O conceito de cerrado. **Revta Brasil. Bot.** 1 (1): 17-24.
- CRONQUIST, A. 1981. **An Integrated System of Classification of Flowering Plants**. New York, Columbia University Press.
- DE BARY, A. 1884. **Comparative anatomy of the vegetative organs of the phanerogams and ferns**. English transl. By F. O. Bower and Scott. Clarendon Press, Oxford.
- DESVAUX, N. A. 1813. Essai sur less differens genres de fruits des plantes phanerogames. **J. Bot. Agric.** 2: 161-183.
- EITEN, G. 1972. The cerrado vegetation of Brazil. **Bot. Rev.** 38 (2): 201-431.
- ENDRESS, M. E. & BRUYNS, P. V. 2000. A revised classification of the Apocynaceae s.l. **The Botanical Review** 66 (1): 1-56.
- ESAU, K. 1965. **Plant Anatomy**. 2th ed. Tokyo, Toppan Company LTDA.
- EZCURRA, C. 1981. Revisión de las Apocynaceae de la Argentina. **Darwiniana** 23: 367-474.

- FAHN, A. 1979. **Secretory tissues in plants**. London, Academic Press.
- FAHN, A. 1990. **Plant anatomy**. 4th ed. Pergamon Press: Oxford.
- FERNANDES, A. & BEZERRA, P. 1990. **Estudo fitogeográfico do Brasil**. Fortaleza, Stylus Comunicações.
- FERRI, M. G. 1980. **Vegetação Brasileira**. Belo Horizonte, Itatiaia, São Paulo, EDUSP.
- FISHER, D. B. 1968. Protein sing of ribboned Epon sections for light microscopy. **Histochemie** 16: 92-96.
- GAERTNER, J. 1788. **De fructibus et seminibus plantarum**. Typis Academiae Carolinae, Stuttgart.
- GERRITS, P. A. 1991. **The application of glycol methacrylate in histotechnology; some fundamental principles**. Netherlands: Departament of Anatomy and Embryology State University Groningen.
- GOODLAND, R. & FERRI, M. G. 1979. **Ecologia do Cerrado**. Belo Horizonte, Itatiaia, São Paulo: EDUSP.
- GREUTER, W. ; MCNEILL, J. ; BARRIE, F. R. ; BURDET, H. M. ; DEMOULIN, V. ; FILGUEIRAS, T. S. ; NICOLSON, D. H. ; SILVA, P. C. ; SKOG, J. E. & TREHANE, N. J., members D. L. HAWKSWORTH secretary of the Editorial Committee. 2000. **International Code of Botanical Nomenclature (Saint Louis Code)**. Koeltz Scientific Books, Königstein, Germany.
- GUÉDÈS, M. 1979. **Morfology of seed-plants**. J. Cramer, Vaduz.
- GUIGNARD, L. 1917. Sur le développement et la structure de l'ovule chez les Apocynacées et les Asclepiadacées. **Compt. Rend. Hebd. Séances Acad. Sci.** 165: 981-987.
- GUNN, C. R. 1972. Seed collecting and identification. In: KOSLOWSKI, T. T. **Seed Biology**. New York: Academy Press.
- HABERLANDT, G. 1914. **Physiological plant anatomy** (Translated from the 4th German edition by Montager Drummond) Macmillan, London.
- HOENE, F. C. 1946. **Frutos Indígenas**. São Paulo, Instituto de Botânica, (Publ. Av., Série D).
- HOFMANN, E. 1931. Die Frucht von *Aspidosperma megalocarpon* (Muller) Arg. Und ihr Öffnungsmechanismus. **Sitzber. Akad. Wiss. Wien, Math, Nat. KL., Abt. I** 140: 83-88.
- HUECK, K. 1978. **Los Bosques de Sudamérica**. Eschborn: Sociedad Alemania de Cooperation Técnica.

- JENSEN, W. A. 1962. **Botanical histochemistry: principle and practical.** W. H. Freeman and Company, San Francisco.
- JOHANSEN, D. A. 1940. **Plant Microtechnique.** New York: Mc Graw-Hill Book.
- JOHRI, B. M. 1984. **Embryology of Angiosperms.** Springer-Verlag, New York.
- JOLY, A. B. 1970. **Conheça a Vegetação Brasileira.** São Paulo: Polígono, EDUSP.
- JUDD, W. S. ; SANDERS, R. W. & DONOGHUE, M. J. 1994. Angiosperm family pairs: preliminary phylogenetic analyses. **Harvard Papers in Botany** 5: 1-51.
- JUDD, W. S. ; CAMPBELL, C. S. ; KELLOGG, E. A. & STEVENS, P. F. 1999. **Plant Systematics: A Phylogenetic Approach.** Massachusetts: Sinauer Associates Inc. Publishers.
- KAPIL, R. N. ; BOR, J. & BOUMAN, F. 1980. Seed appendages in Angiosperms. **Botanische Jahrbuecher fuer Systematik Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie** 101 (4): 555-573.
- LATOO, C. S. 1974. Morphology and embryology of *Holarrhena antidysenterica* Wall. **Bot. Gaz.** 135: 173-180.
- LEEUWENBERG, A. J. M. 1994. **A revision of Tabernaemontana: The Old World species.** Whitstable Litho: Whitstable.
- LINDLEY, J. 1832. **An introduction to Botany.** Longman, Brouwn, Green & Longman, London.
- LINNAEUS, C. 1751. **Philosophia Botanica.** Godofr Kiesewetter, Stockholm.
- LINNAEUS, C. 1753. **Species Plantarum.** 1^a ed. : 210-211. Ridgway, London. Reimpr. Renaps, London Ray Soc. 1957.
- LINNAEUS, C. 1759. **Systema Naturae II.** Laurentii Salvii, Holmiae.
- MAAS, P. J. M. & WESTRA, L. Y. Th. 1998. **Famílias de Plantas Neotropicais.** Alemanha: A.P.G. Ganter Verlag Vaduz/Liechtenstein.
- MAHLBERG, P. G. 1961. Embryology and histogenesis in *Nerium oleander* L. II – Origin and development of the non-articulated laticifers. **Am. J. Bot.** 48: 90-99.
- MAHLBERG, P. G. 1963. Developmental of non-articulated laticifers in seedlings axis of *Nerium oleander*. **Bot. Gaz.** 124: 224-231.
- MAHLBERG, P. G. 1993. Laticifers: An Historical Perspective. **The Botanical Review** 59 (1): 1-23.

- MENDONÇA, R. R. 2002. **A conservação da vegetação de cerrados em São Paulo: estudos de caso na região do Médio Paranapanema**. Dissertação (Mestrado em Geografia Humana). Faculdade de Filosofia, Letras e Ciências Humanas da Universidade de São Paulo.
- METCALFE, C. R. & CHALK, L. 1965. **Anatomy of the Dicotyledons: Leaves, Stem, and Wood in Relation to Taxonomy with Notes on Economic Uses**. London: Oxford.
- METCALFE, C.R. & CHALK, L. 1979. **Anatomy of Dicotyledons: Systematic Anatomy of the leaf and stem**. London: Oxford.
- METCALFE, C.R. & CHALK, L. 1983 **Anatomy of Dicotyledons: Wood Structure and Conclusion of the General Introduction**. London: Oxford.
- MIERS, J. 1878. **Apocinaceae of South America**. London: Willians et Horgate Publ.
- MIRBEL, C. F. 1813. Nouvelle classification des fruits. **Nouv. Bull. Sci. Soc. Philom.** Paris 3: 313-319.
- MOSCHETA, I. S. 1995. **Morfologia e desenvolvimento dos frutos, sementes e plântulas de *Cabralea canjerana* (Vell.) Mart., *Guarea kunthiana* A. Juss. e *Trichilia catigua* A. Juss. (Meliaceae-Melioidae)**. Tese de Doutorado, Universidade Estadual Paulista, Rio Claro.
- MURRUGAN, V. & INAMDAR, J. A. 1987. Studies in the laticifers of *Vallaris solanaceae*. **Phytomorphology** 87: 209-214.
- O'BRIEN, T. P. ; FEDER, N. & Mc CULLY, M. E. 1964. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma** 59: 368-373.
- PAOLI, A. A. S. 1992. Desenvolvimento morfo-anatômico do fruto de *Dalbergia nigra* (Vell.) Fr. All. (Leg. – Papilionoideae). **Acta Bot. Bras.** 6: 65-71.
- PEARSE, A. G. E. 1980. **Histochemistry theoretical and applied**. Vol II, 4th ed. Longman Group Limited.
- PIJL, L. VAN DER. 1969. **Principles of Dispersal in Higher Plants**. Berlin, Heidelberg & New York.
- PUFF, C. & BUCHNER, R. 1998. Development and structure of the comose seeds of *Hillia* (Rubiaceae). **Pl. Syst. Evol.** 210: 147-157.
- RADFORD, A. E. ; DICHINSON, W. C. ; MASSEY, J. R. & BELL, C. R. 1974. **Vascular Plants Systematics**. New York, Harper & Row Publishers.

- RATTER, J. A. ; RIBEIRO, J. F. & BRIDGEWATER, S. 1997. The brazilian cerrado vegetation and threats to its biodiversity. **Ann. Bot.** 80 (3): 223-230.
- RIO, M. C. S. do. 2001. **Estudos Taxonômicos e Anatômicos do Gênero *Prestonia* R. BR. Nom. cons. (APOCYNACEAE)**. Tese de Mestrado, Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- RIZZINI, C. T. 1976. **Tratado de Fitogeografia do Brasil**. São Paulo, Hucitec: EDUSP.
- RIZZINI, C. T. & MORS, W. B. 1976. **Botânica Econômica Brasileira**. São Paulo, EPU & USP.
- ROBARDS, A. W. 1978. An introduction to techniques for scanning electron microscopy of plant cells. In: HALL, J. L. (ed.) **Electron microscopy and cytochemistry of plant cells**. New York, Elsevier.
- ROTH, I. 1977. **Fruits of Angiosperms: Encyclopedia of Plant Anatomy**. Berlin: Gebruder Borntraeger.
- ROTH, I. & LINDORF, H. 1972. Anatomia y desarrollo del fruto y de la semilla de *Acharas zapota* L. (Nispero). **Acta Bot. Venez.** 7: 124-141.
- SACCHETTI, G. ; BALLERO, M. ; SERAFINI, M. ; ROMAGNOLI, C. ; BRUNI, A. & POLI, F. 1999. Laticifer tissue distribution and alkaloid location in *Vinca sardoa* (Stearn) Pign. (Apocynaceae), an endemic plant of Sardinia (Italy). **Phyton-Annales- Rei Botanicae** 39 (2): 265-275.
- SANO, S. M. & ALMEIDA, S. P. 1998. **Cerrado: ambiente e flora**. Sp ed. Planaltina: Embrapa.
- SMA/PROBIO – SP – SECRETARIA DE ESTADO DO MEIO AMBIENTE / PROGRAMA ESTADUAL PARA A CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE. 1997. Cerrado: Base para Conservação e uso sustentável das áreas de Cerrado do Estado de São Paulo. **Série PROBIO/SP**. São Paulo: SMA.
- SOLEREDER, H. 1908. **Systematic anatomy of Dicotyledons** (Transl. L. A. Boodle and F. E. Fritsch, revised by D. H. Scott) 2 vols. Clarendon Press, Oxford.
- SPJUT, R. W. 1994. A systematic treatment of fruit types. **Mem. N. Y. Bot. Gard.** 70: 1-82.
- THOMAS, V. & DAVE, Y. 1991. Structure and development of follicles of *Nerium indicum* Mill. (Apocyanaceae). **Feedes Repertorium** 102: 399-407.

- THOMAS, V. & DAVE, Y. 1994. Significance of follicle anatomy of Apocynaceae. **Acta Soc. Bot. Pol.** 63 (1): 9-20.
- VAN DIE, J. 1955. A comparative study of the particle fractions from Apocynaceae latices. **Amm. Bogor.** 2: 1-124.
- WARMING, E. & FERRI, M. G. 1973. **Lagoa Santa e a Vegetação dos Cerrados Brasileiros.** São Paulo: EDUSP.
- WOODSON, R. E. 1936. Studies in the Apocynaceae. IV. The American genera of Echitoideae. **Annals of Missouri Botanical Garden** 23: 169-548.
- ZALA, J. V. ; PATEL, N. D. ; DAVE, Y. S. 1976. Structure of the developing and dry pericarp of *Catharanthus roseus* (Apocynaceae). **Flora** 165: 335-360.

10 – ILUSTRAÇÕES

SIGLAS UTILIZADAS

AR – arilo	LC – ligação carpelar
CF – compostos fenólicos	LD – linha de deiscência
CL – calaza	LT – laticífero
CM – coma	MI – micrópila
CO – cotilédone	MO – mesofilo ovariano
CU – cutícula	MS – mesocarpo
ED – endosperma	MT – mesotesta
EE – epiderme externa	NE – nectário
EI – epiderme externa	OR – ovário
EL - endotélio	OV – óvulo
EN – endocarpo	PE – pétala
EP – epicarpo	PL – placenta
ES – esclereíde	SE – saco embrionário
ET – endotesta	SM – semente
EX – exotesta	SP – sépala
FB – fibra	ST – estômato
FL – floema	TC – tubo da corola
FN – funículo	TE – testa
FV – feixe vascular	TR – tricoma
HP – hipoderme	XL – xilema
IF – ilhas de floema	

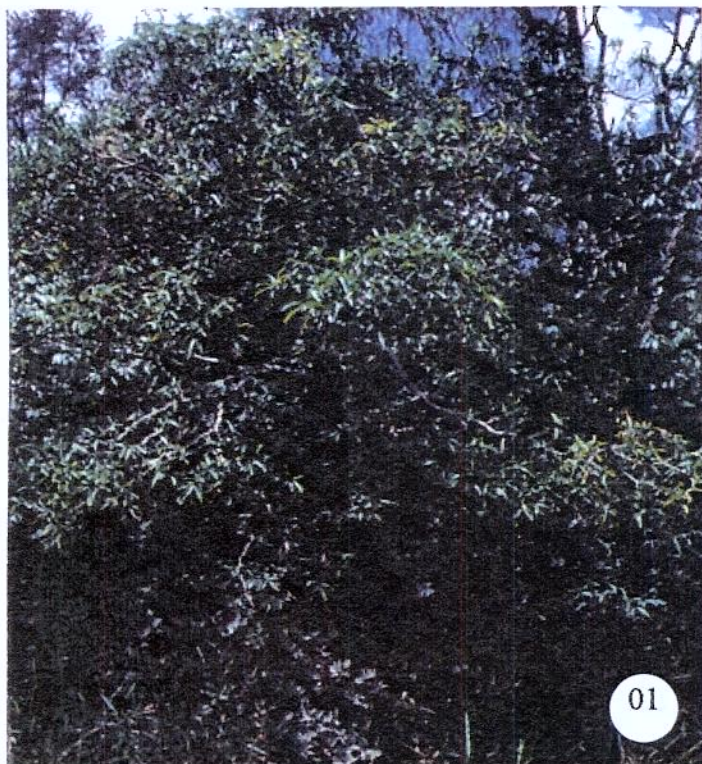
Figuras 1-4: *Tabernaemontana catharinensis*

1: hábito

2: flores

3: fruto desenvolvido

4: fruto maduro



UNICAMP
BIBLIOTECA CENTRAL
SEÇÃO CIRCULANTE

Figuras 5-8: *Tabernaemontana catharinensis*, microscopia eletrônica de varredura do fruto e da semente

5 e 6: superfície do fruto

7 e 8: superfície da semente

Escalas: figuras 6 e 8 = 10 μ m; figura 5 = 300 μ m; figura 7 = 50 μ m

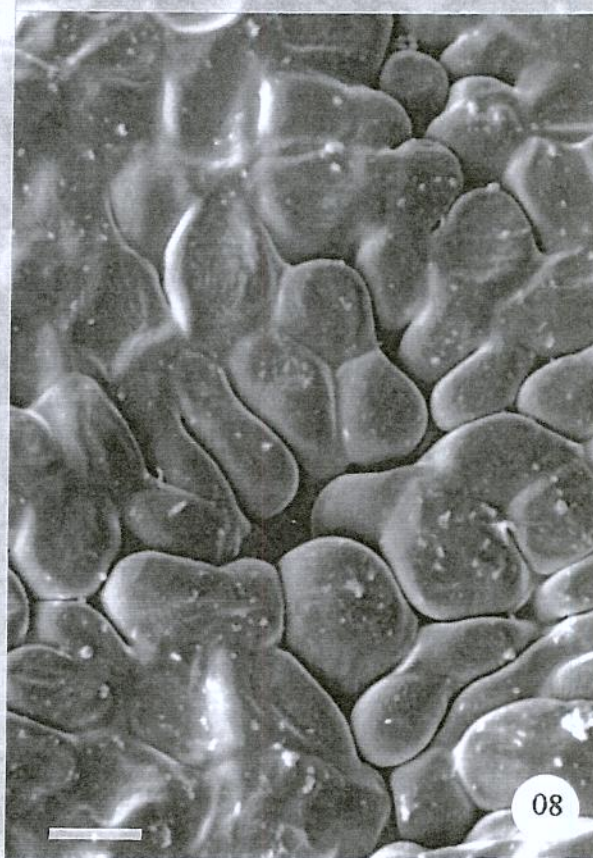
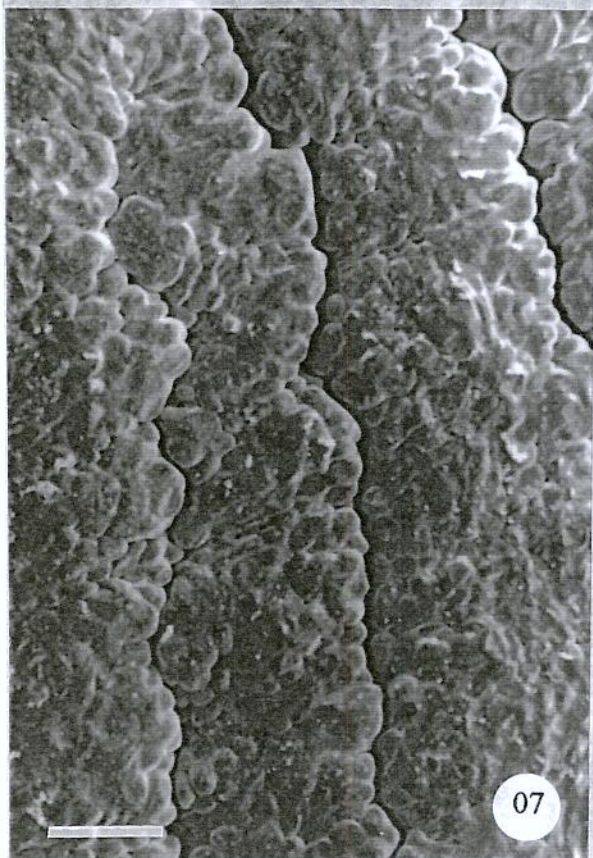
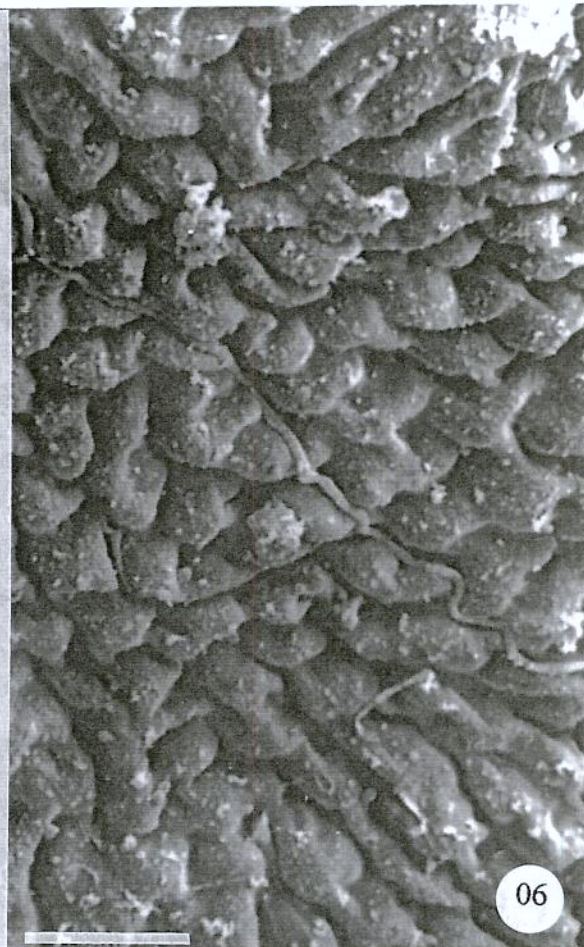


Figura 9: *Tabernaemontana catharinensis*, esquema de botão floral em corte longitudinal

Escala = 500 μ m; seta = coléter

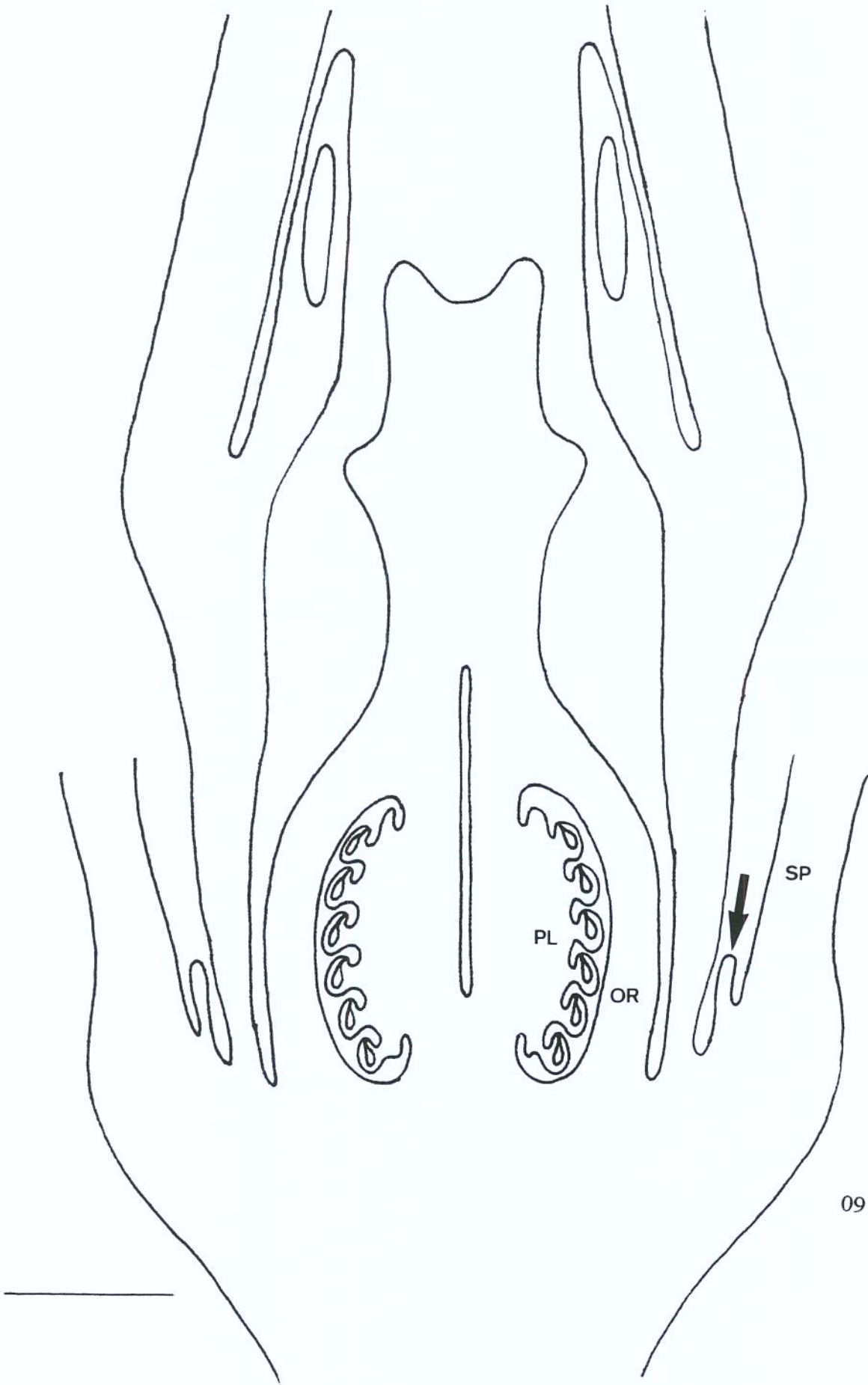
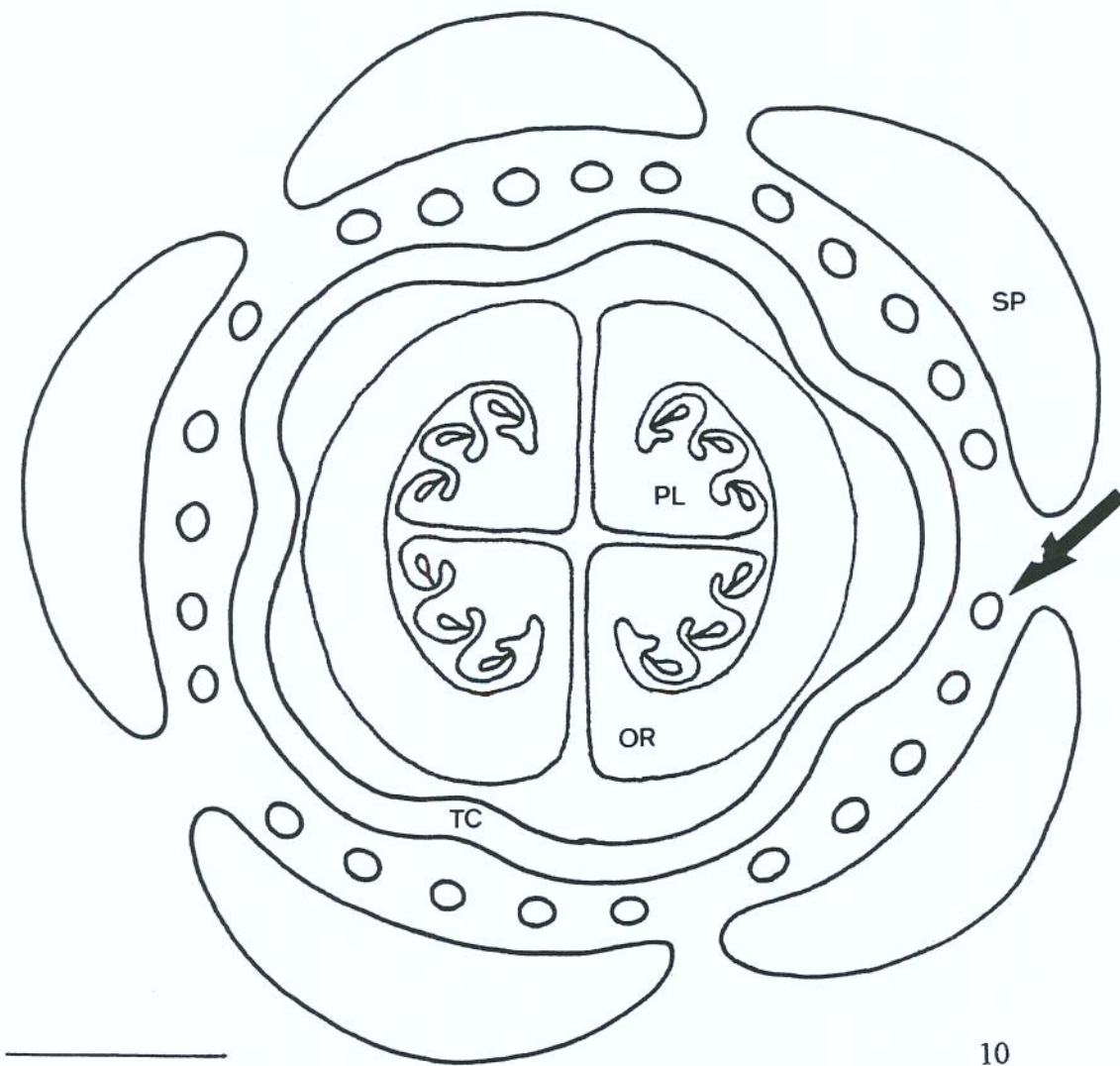


Figura 10: *Tabernaemontana catharinensis*, esquema de ovário em corte transversal

Escala = 500 μ m; seta = coléter



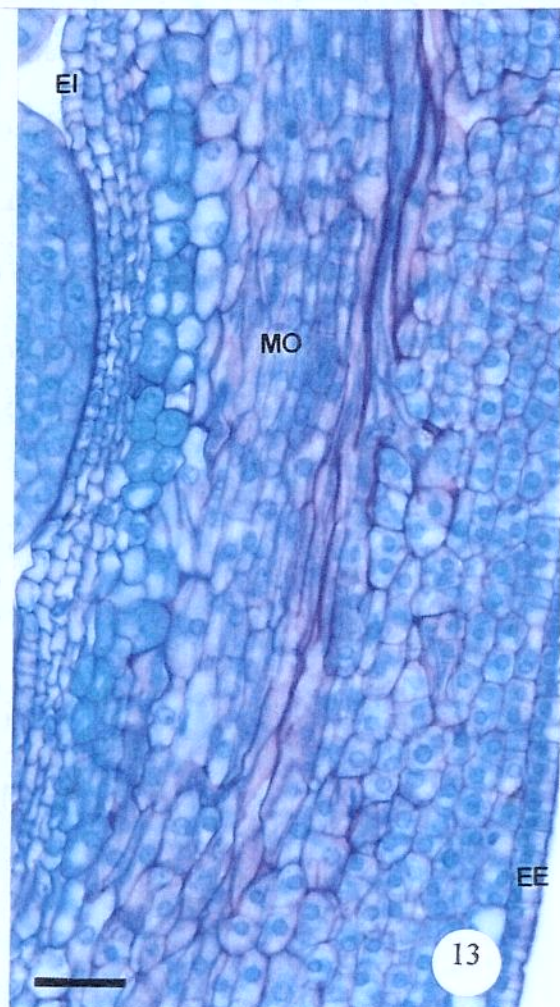
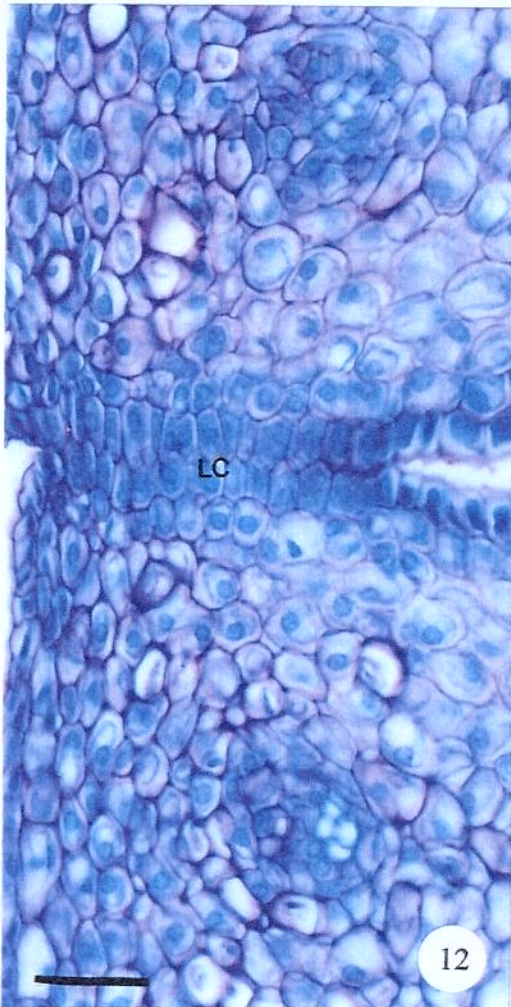
Figuras 11-13: *Tabernaemontana catharinensis*, anatomia do ovário

11: visão geral do ovário (corte transversal)

12: detalhe da região de ligação carpelar

13: parede do ovário (corte longitudinal)

Escala: figura 11 = 100 μ m; figuras 12 e 13 = 25 μ m



Figuras 14-19: *Tabernaemontana catharinensis*, anatomia do ovário

14: parede do ovário (corte transversal)

15: detalhe da epiderme interna do ovário (corte transversal)

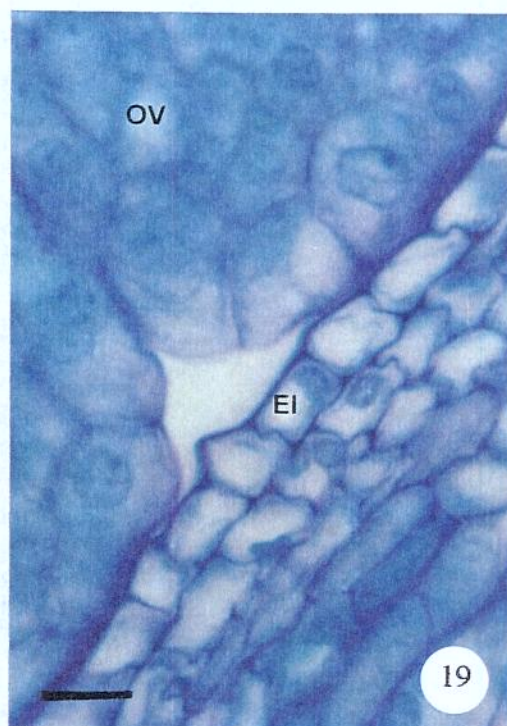
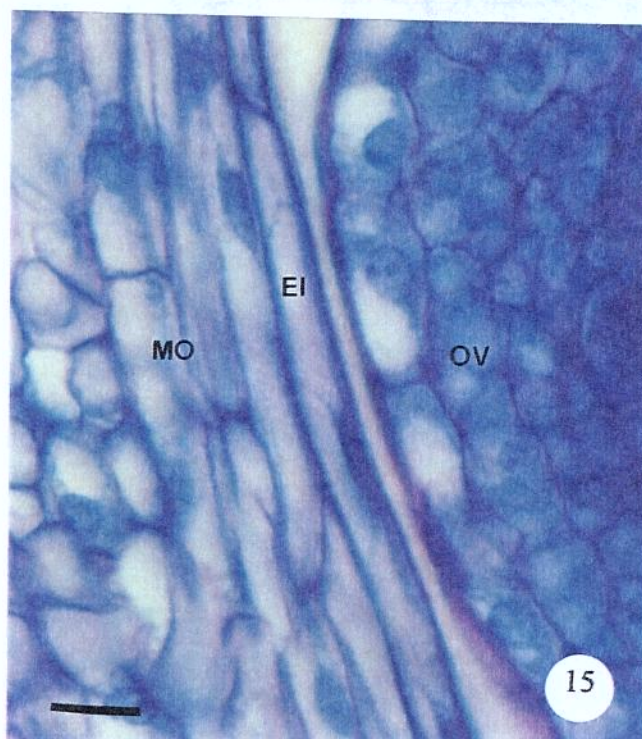
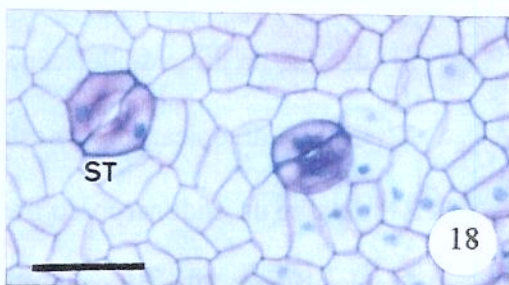
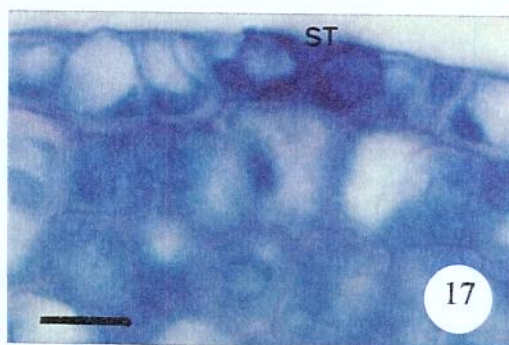
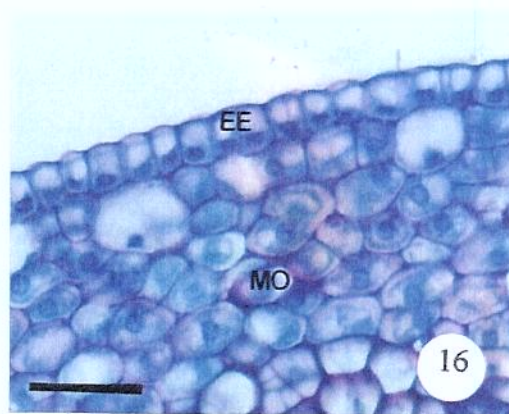
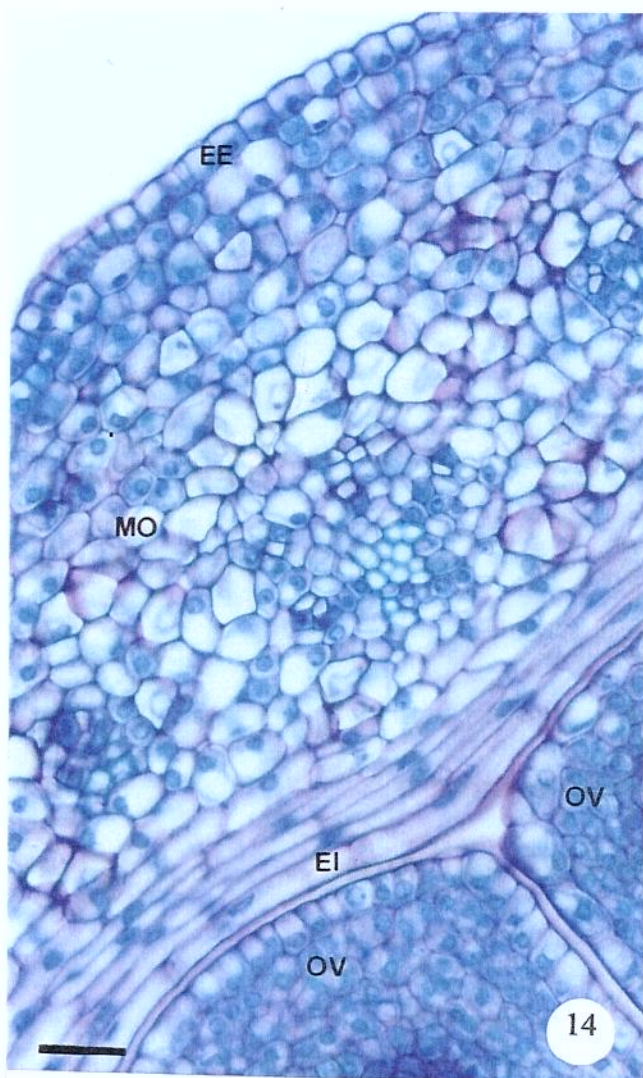
16: detalhe da epiderme externa do ovário (corte transversal)

17: detalhe da epiderme externa do ovário mostrando presença de estômatos (corte transversal)

18: estômatos da epiderme externa do ovário (corte paradérmico)

19: detalhe da epiderme interna do ovário (corte longitudinal)

Escalas: figuras 14, 16 e 18 = 25 μ m; figuras 15, 17 e 19 = 10 μ m



Figuras 20-23: *Tabernaemontana catharinensis*, fruto jovem em estágio I de desenvolvimento

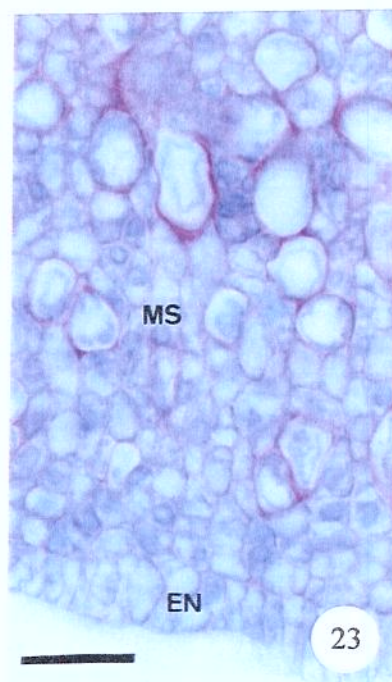
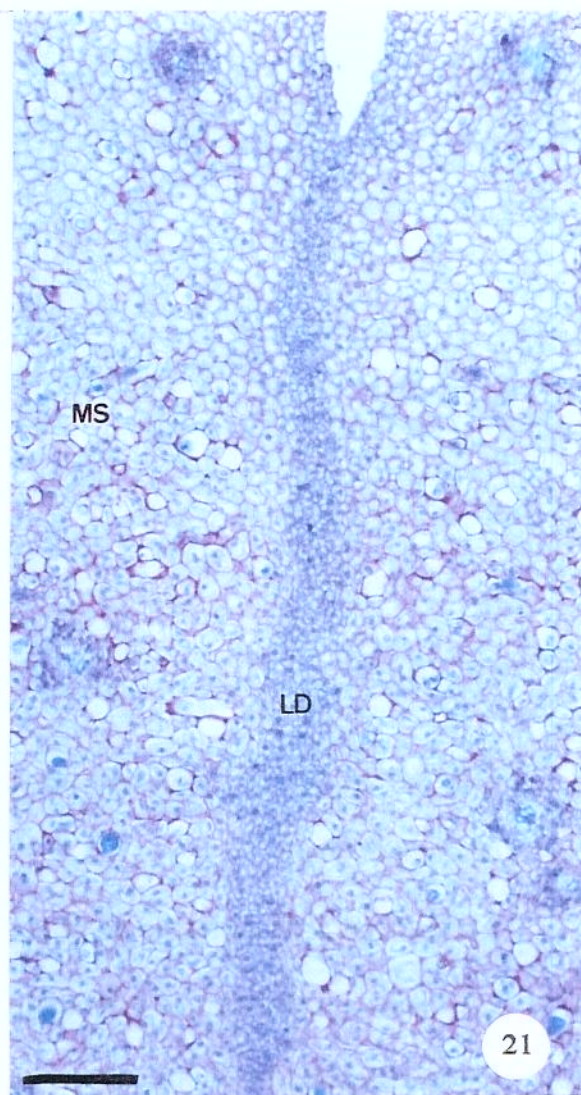
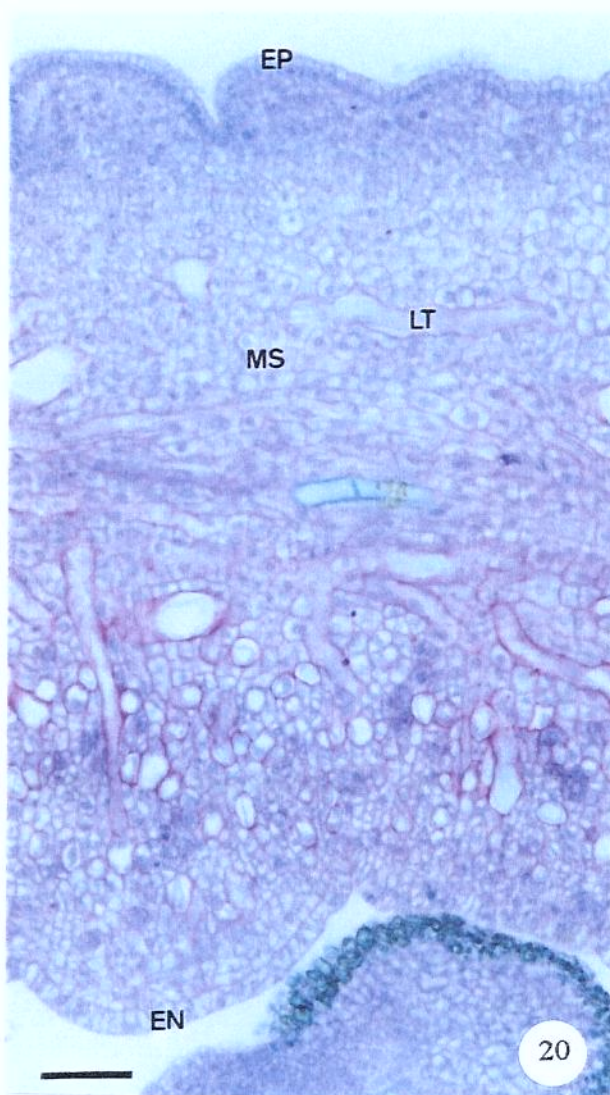
20: visão geral da parede do fruto (corte longitudinal)

21: detalhe da linha de deiscência do fruto (corte transversal)

22: detalhe do epicarpo e da saliência (corte longitudinal)

23: detalhe do endocarpo do fruto (corte longitudinal)

Escalas: figura 20 = 50 μ m; figura 21 = 100 μ m; figuras 22 e 23 = 25 μ m

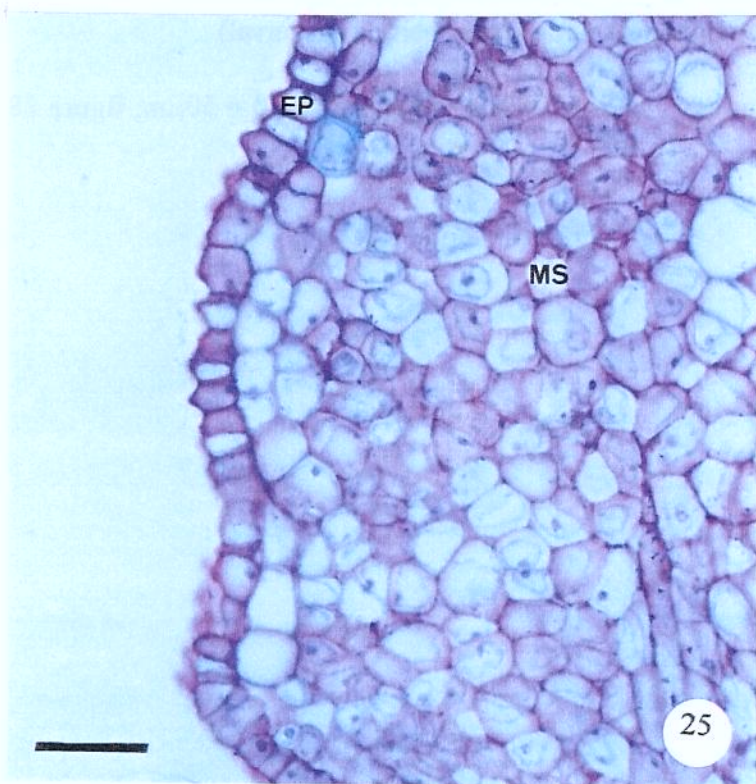
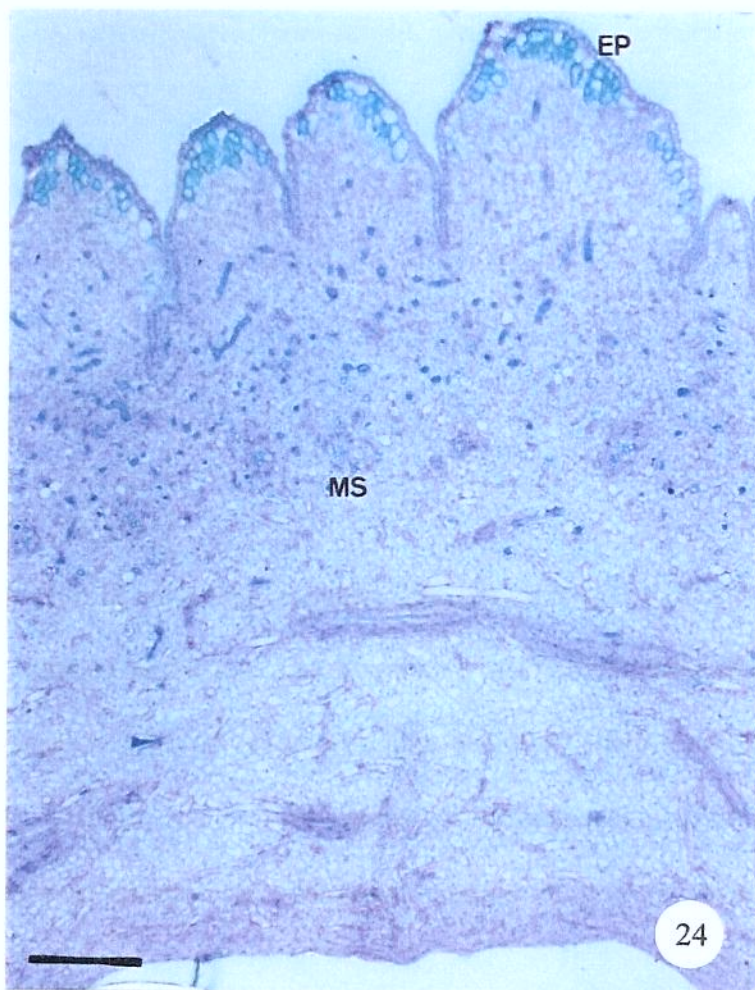


Figuras 24 e 25: *Tabernaemontana catharinensis*, fruto jovem em estágio II de desenvolvimento

24: visão geral do pericarpo do fruto (corte transversal)

25: detalhe do epicarpo do fruto (corte transversal)

Escalas: figura 24 = 250 μ m; figura 25 = 50 μ m



Figuras 26-30: *Tabernaemontana catharinensis*, anatomia do fruto maduro

26: detalhe da saliência do fruto e da hipoderme (corte transversal)

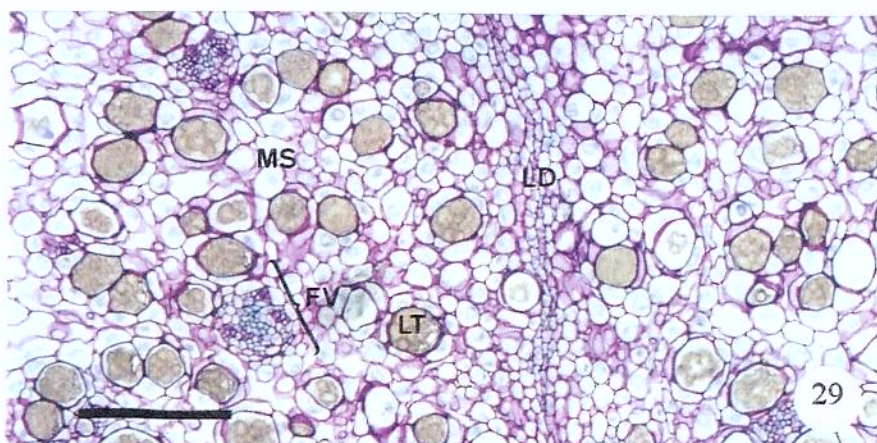
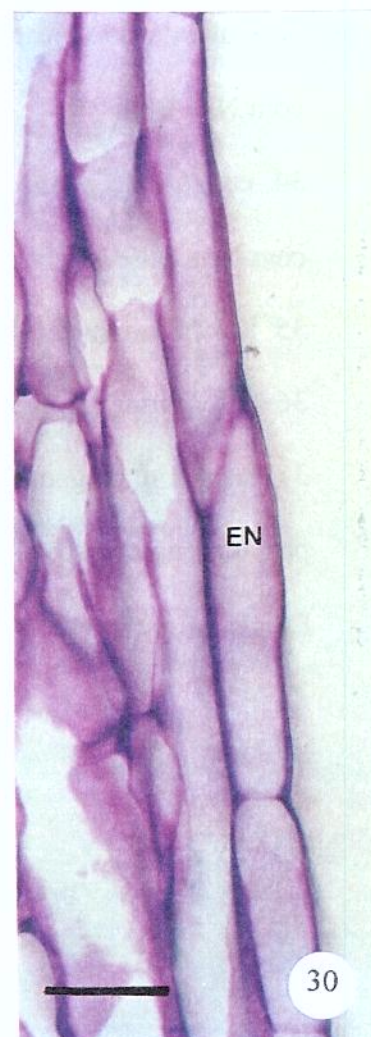
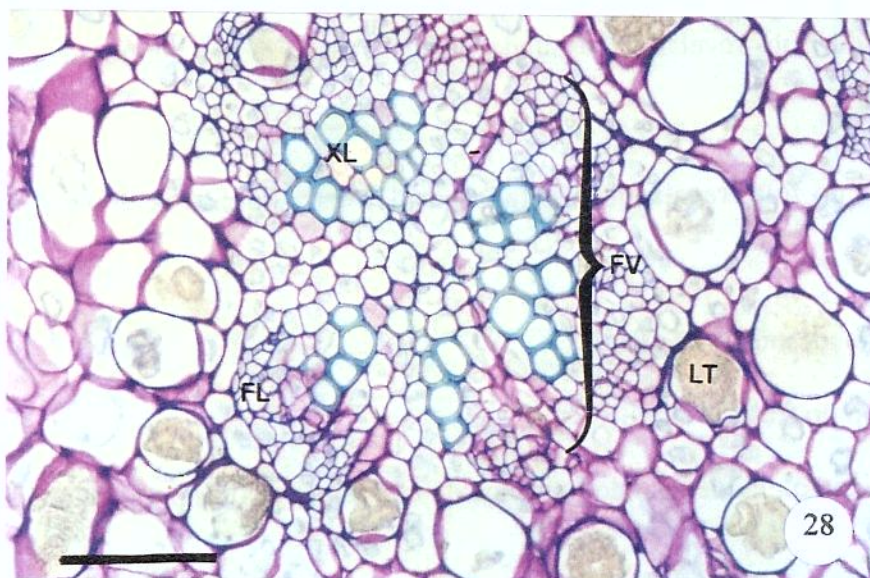
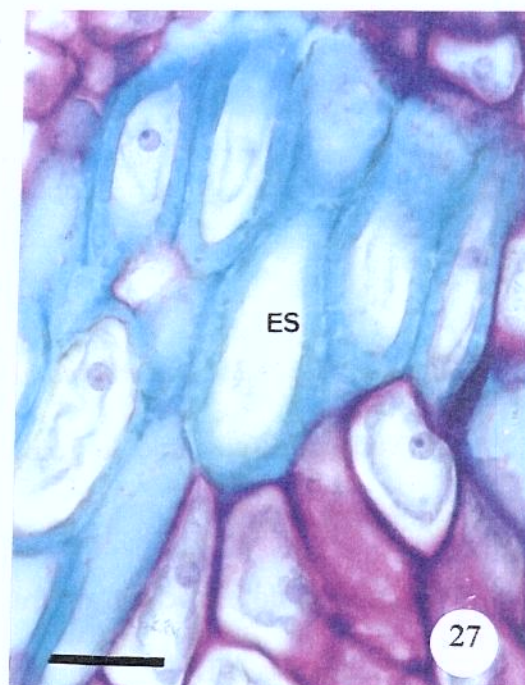
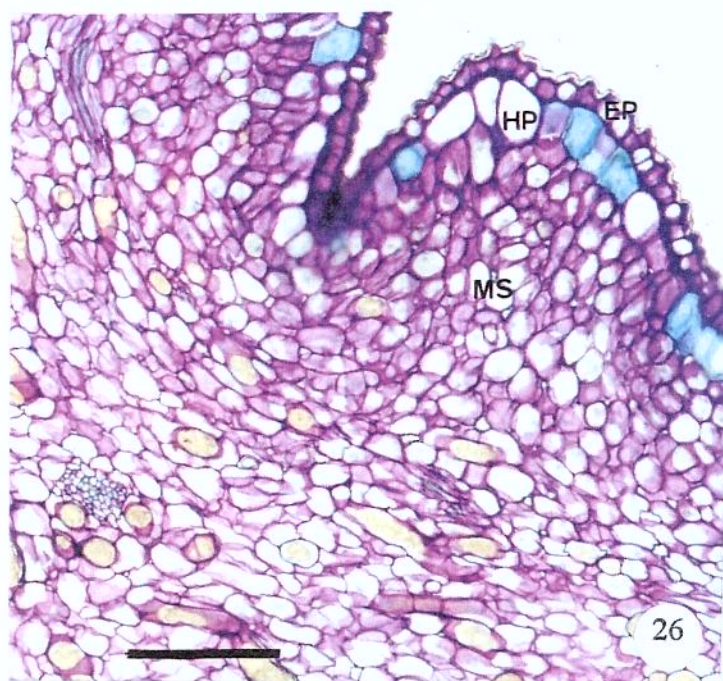
27: grupo de esclereídes formando a hipoderme do fruto (corte transversal)

28: detalhe do feixe vascular (corte transversal)

29: mesocarpo mostrando grande quantidade de laticíferos e linha de deiscência (corte transversal)

30: detalhe do endocarpo do fruto (corte transversal)

Escalas: figuras 26 e 29 = 200 μ m; figuras 27 e 30 = 50 μ m; figura 28 = 100 μ m



Figuras 31-37: *Tabernaemontana catharinensis*, testes histoquímicos no fruto

31: cutícula do epicarpo do fruto revelando resultado positivo para lipídios totais em teste com Sudan Black B

32: cutícula do endocarpo do fruto revelando resultado positivo para lipídios totais em teste com Sudan Black B

33: cutícula do epicarpo do fruto revelando resultado positivo para lipídios neutros em teste com Nile Blue

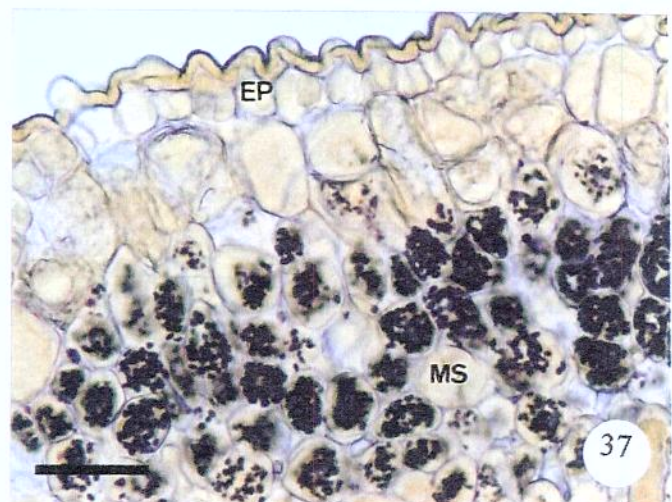
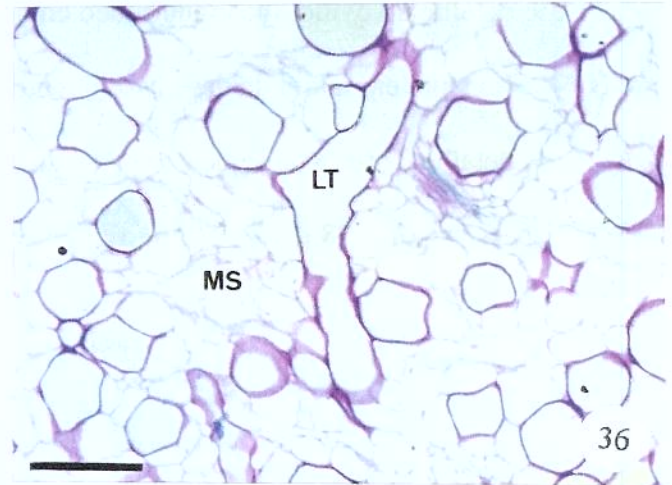
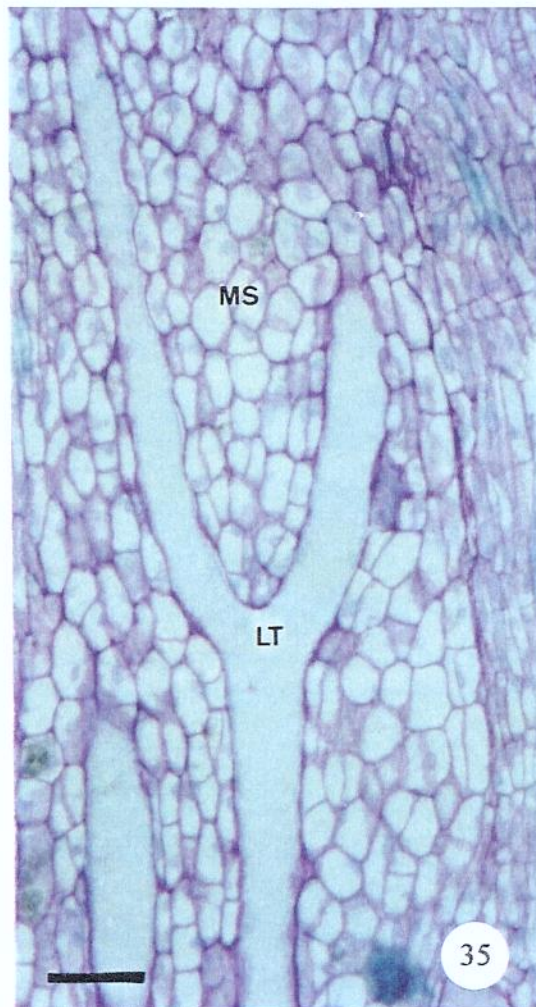
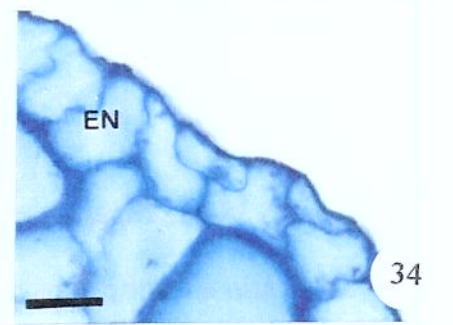
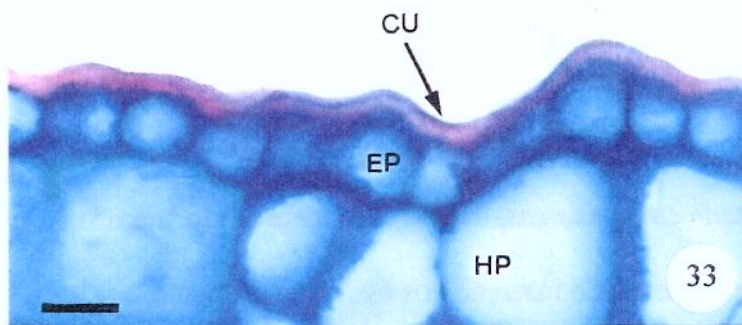
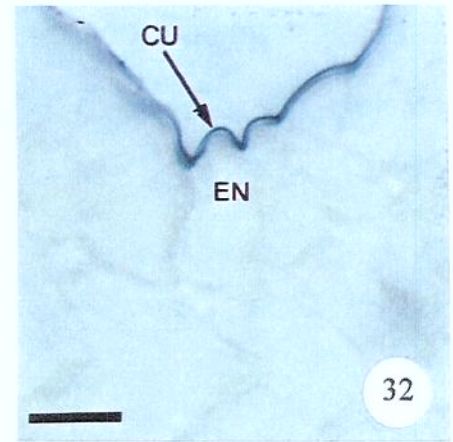
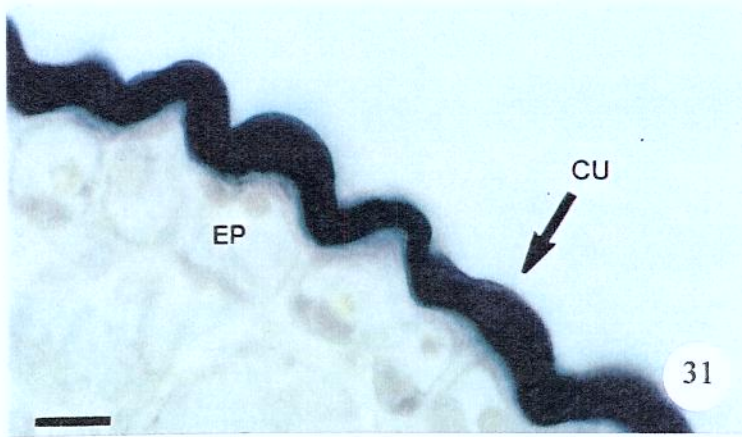
34: cutícula do endocarpo do fruto revelando resultado positivo para lipídios ácidos em teste com Nile Blue

35: laticífero ramificado no mesocarpo do fruto

36: laticífero no mesocarpo do fruto

37: teste com reagente de Lugol, evidenciando presença de amido em células parenquimáticas próximas ao epicarpo

Escala: figuras 31, 32, 33 e 34 = 10µm; figuras 35 e 36 = 50µm



Figuras 38-41: *Tabernaemontana catharinensis*, óvulos e semente em formação

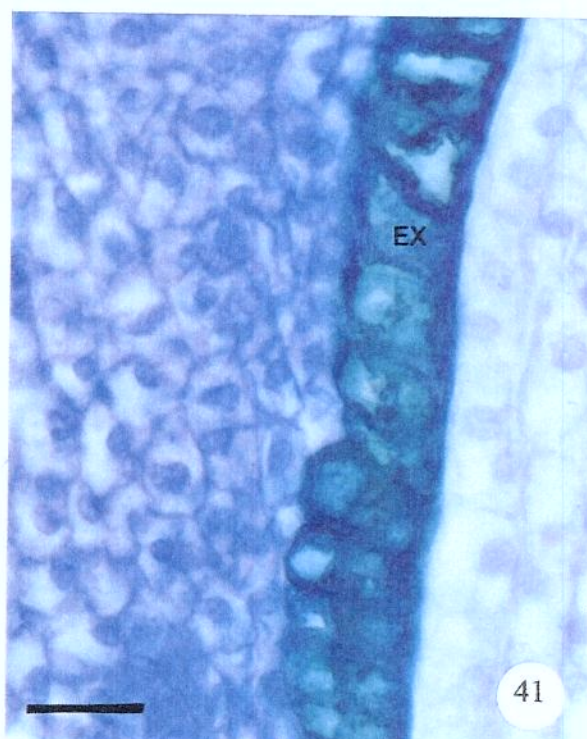
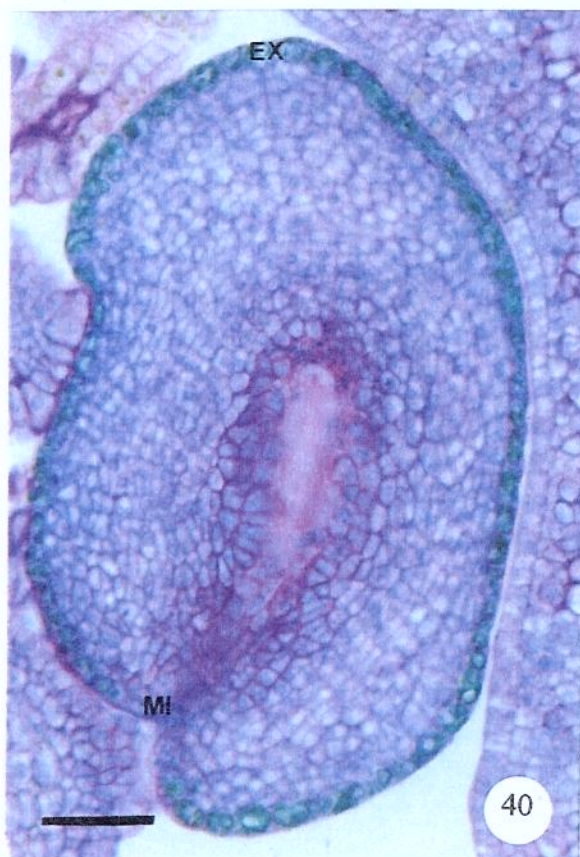
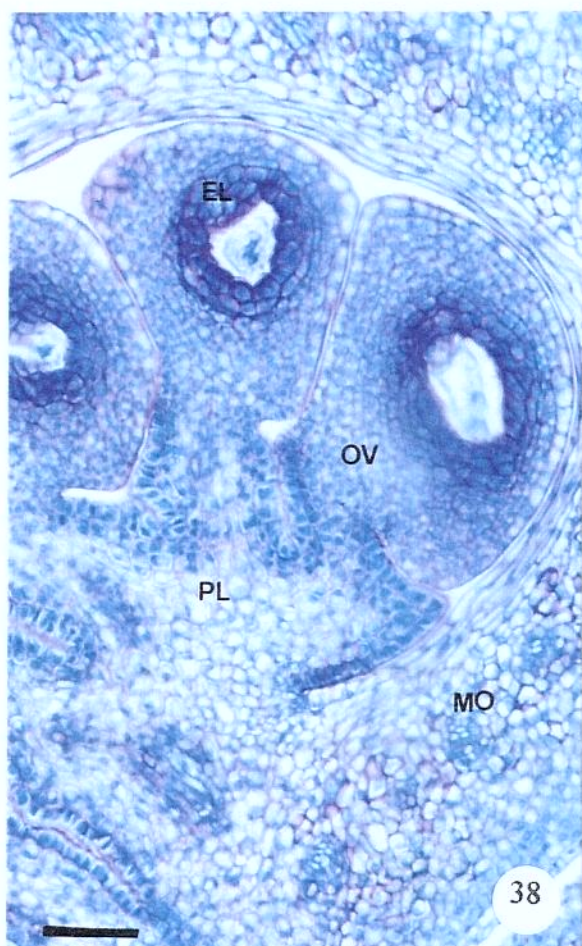
38: ovário em corte transversal, mostrando inserção dos óvulos na placenta

39: detalhe do óvulo, mostrando saco embrionário, micrópila e hipóstase

40: semente em início de desenvolvimento

41: detalhe da testa da semente apresentando início de esclerificação

Escalas: figuras 38 e 40 = 50 μ m; figuras 39 e 41 = 20 μ m



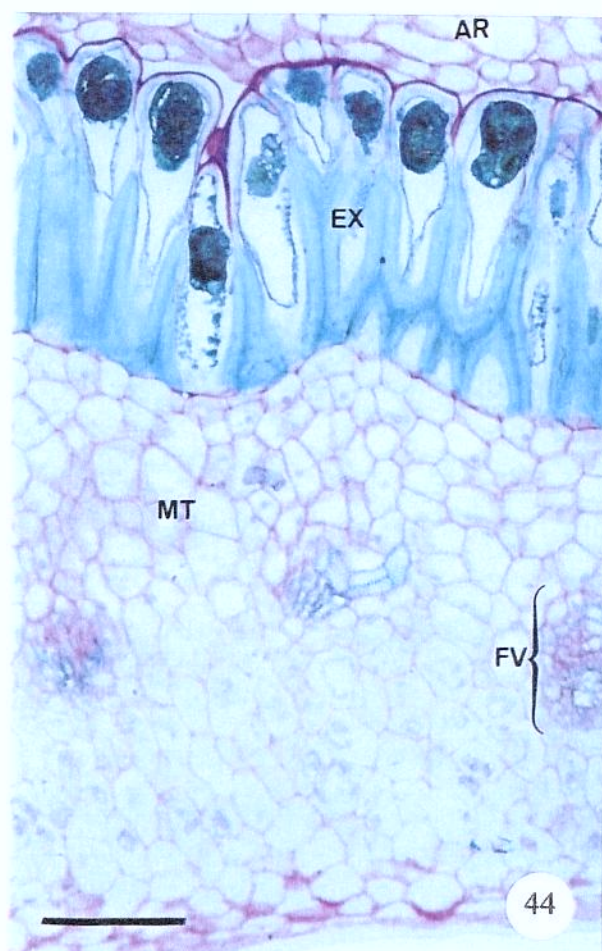
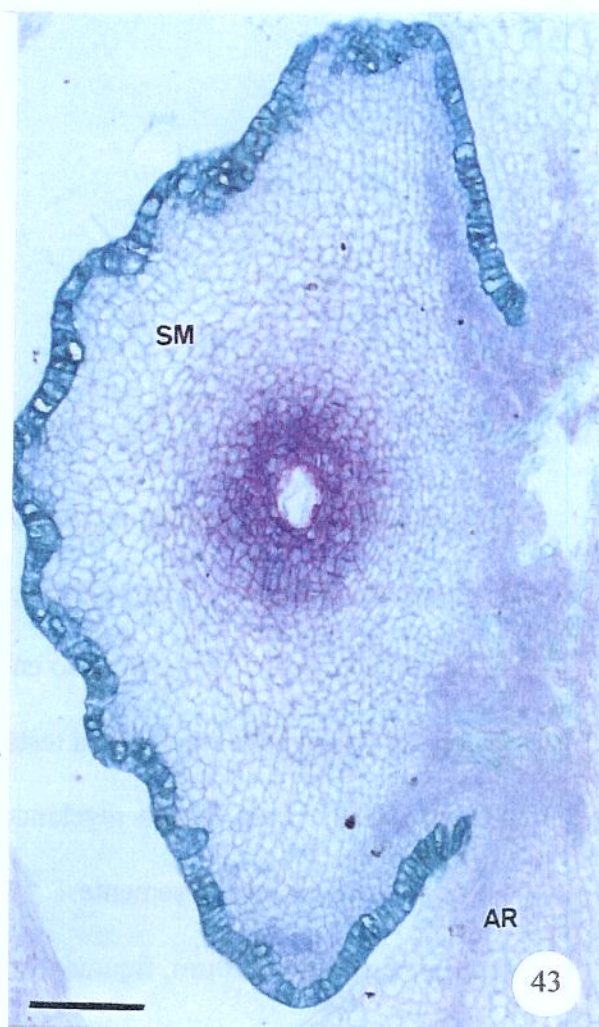
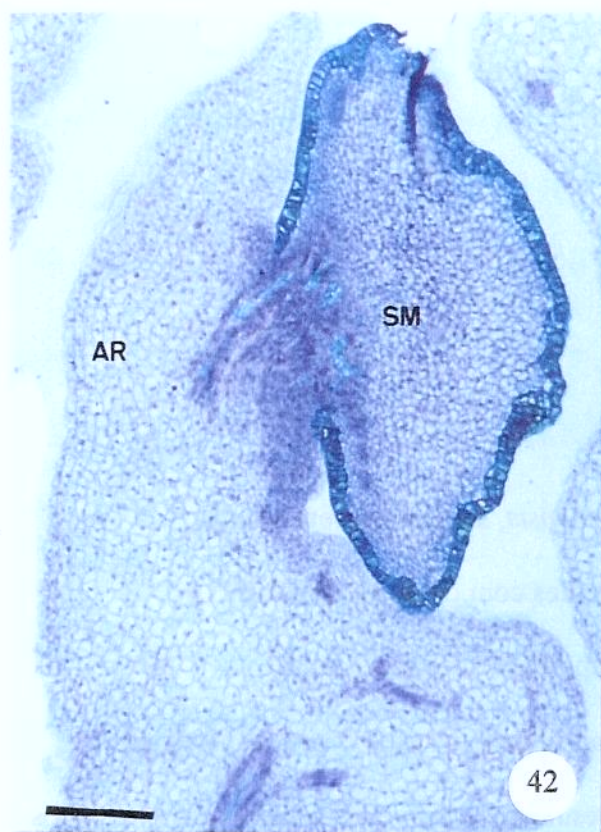
Figuras 42-45: *Tabernaemontana catharinensis*, semente jovem e semente desenvolvida

42 e 43: sementes jovens, evidenciando início de diferenciação da exotesta (corte longitudinal)

44: testa da semente desenvolvida

45: detalhe da testa, mostrando as camadas da mesotesta e da endotesta colapsadas, e do endosperma (corte transversal)

Escala: figura 42 = 150µm; figuras 43 e 44 = 100µm; figura 45 = 50µm



Figuras 46-49: *Tabernaemontana catharinensis*, semente desenvolvida

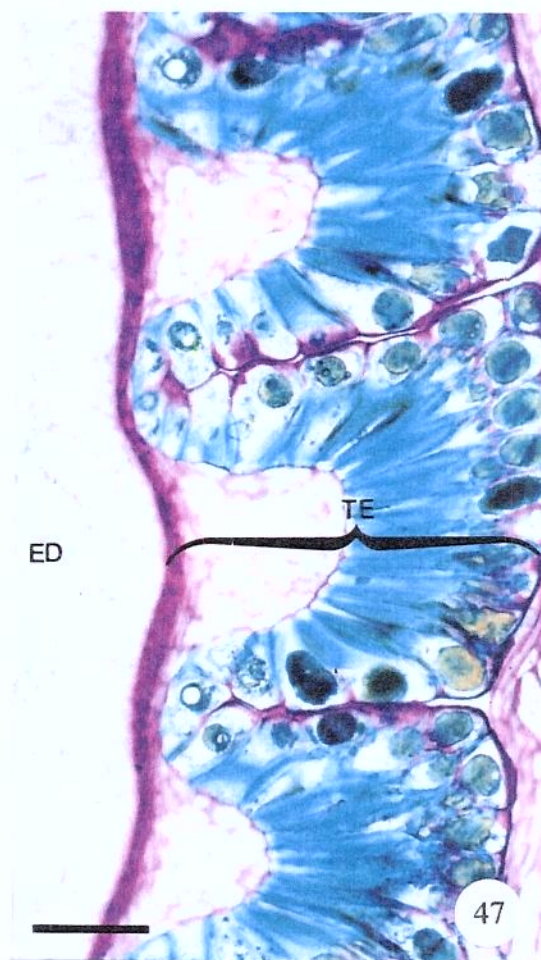
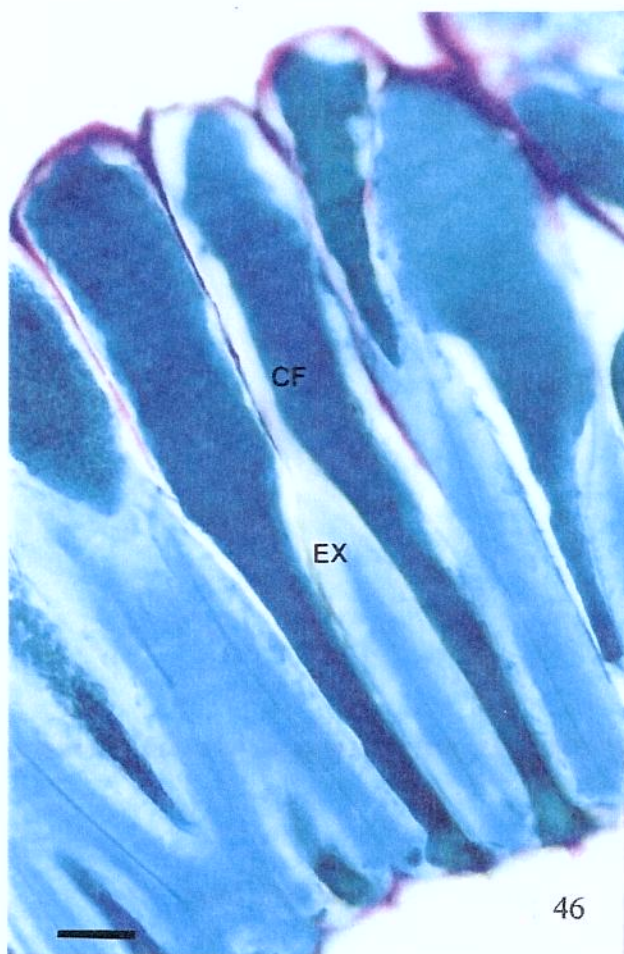
46: exotesta em detalhe, mostrando esclereídes com conteúdo fenólico

47: detalhe da testa da semente e do endosperma (corte transversal)

48: região de comunicação entre a testa da semente e o arilo (corte transversal)

49: teste com cloreto férrico revelando resultado positivo para compostos fenólicos, corados em negro, na exotesta da semente

Escala: figura 46 = 20µm; figuras 47, 48 e 49 = 100µm



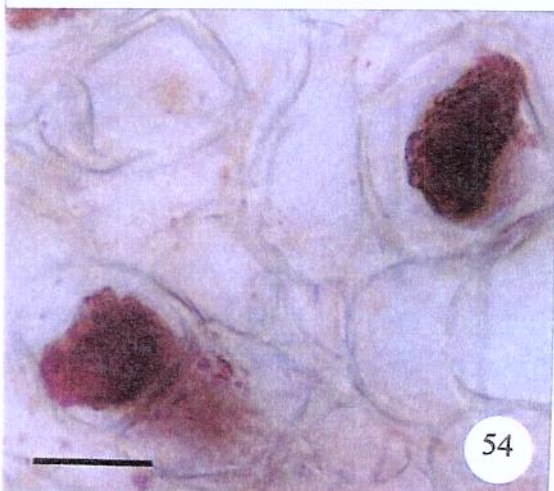
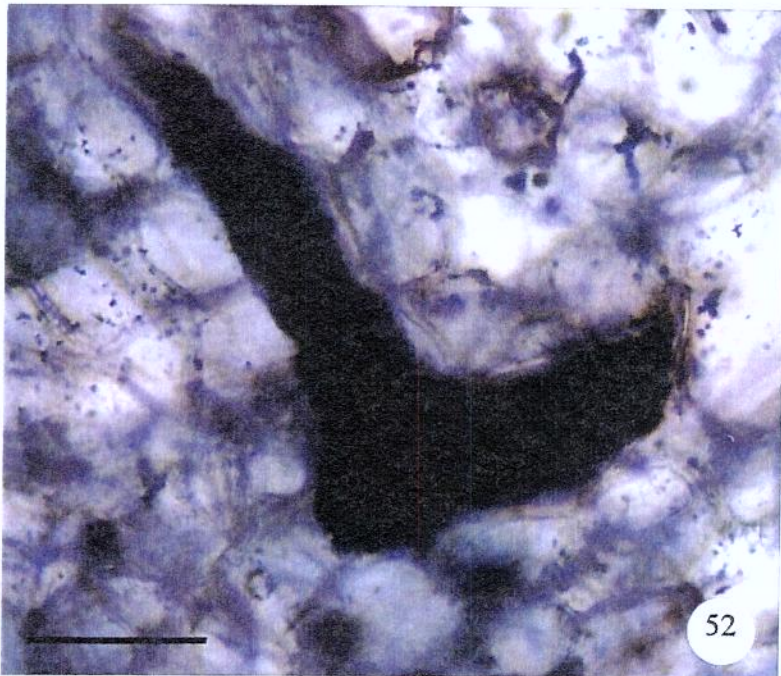
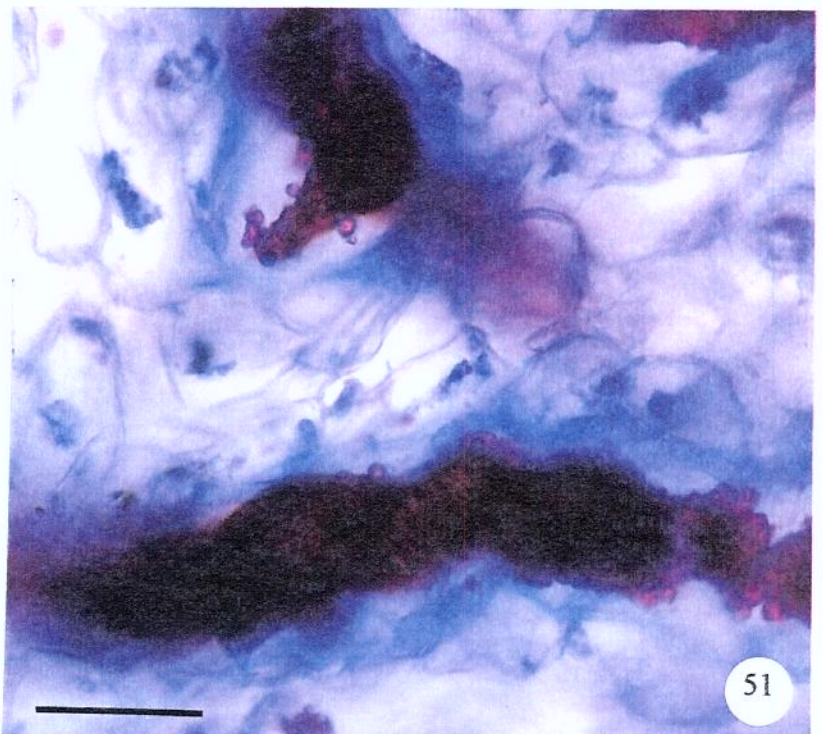
Figuras 50-55: *Tabernaemontana catharinensis*, testes histoquímicos em laticíferos do fruto (material fresco)

50 e 51: resultado positivo para lipídios neutros em teste com Nile Blue

52 e 53: resultado positivo para lipídios totais em teste com Sudan Black B

54 e 55: resultado positivo para lipídios totais em teste com Sudan Red IV

Escala: figuras 50 e 54 = 25µm; figuras 51, 52, 53 e 55 = 50µm



Figuras 56-59: *Tabernaemontana catharinensis*, testes histoquímicos na semente

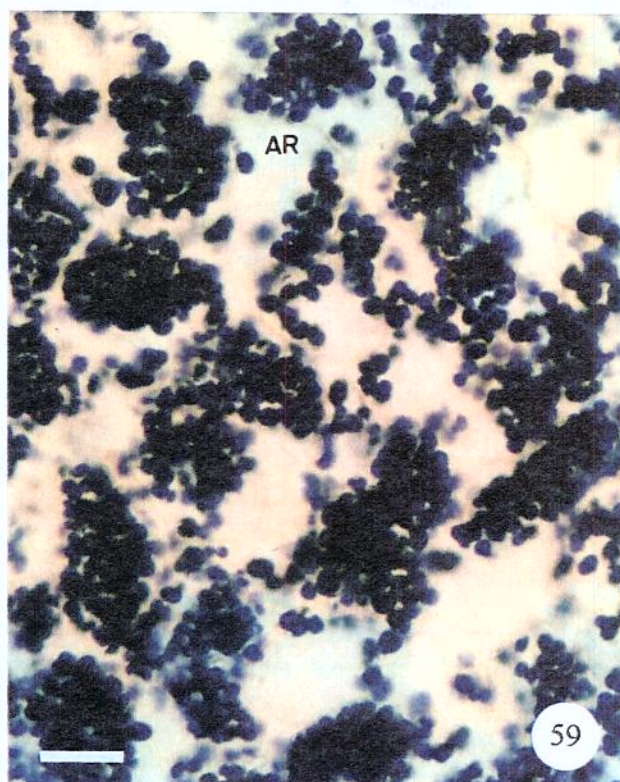
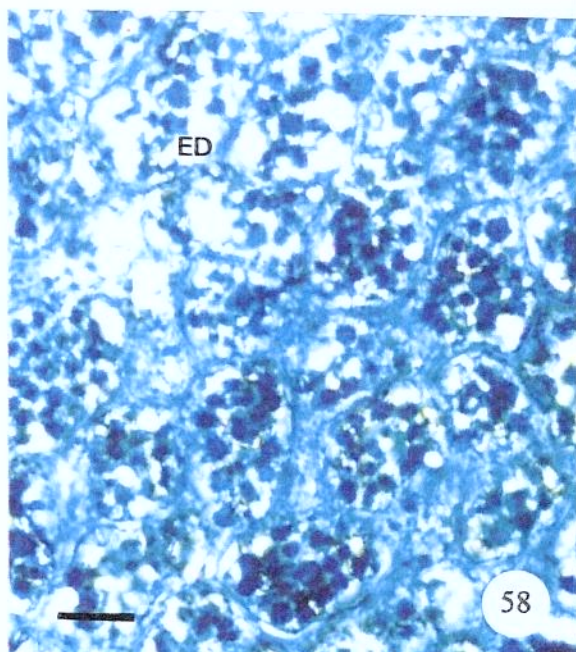
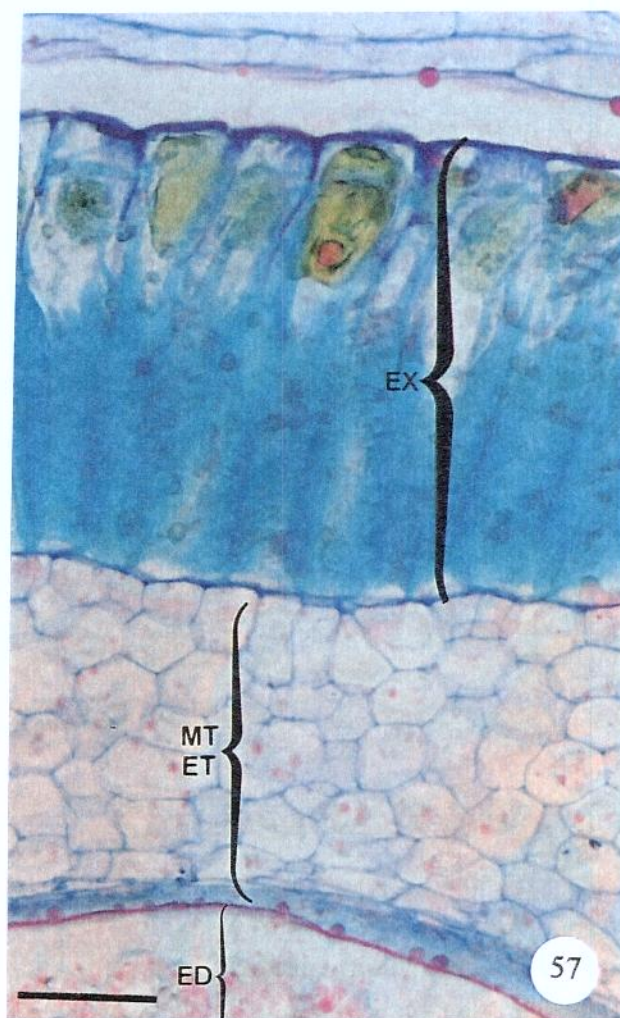
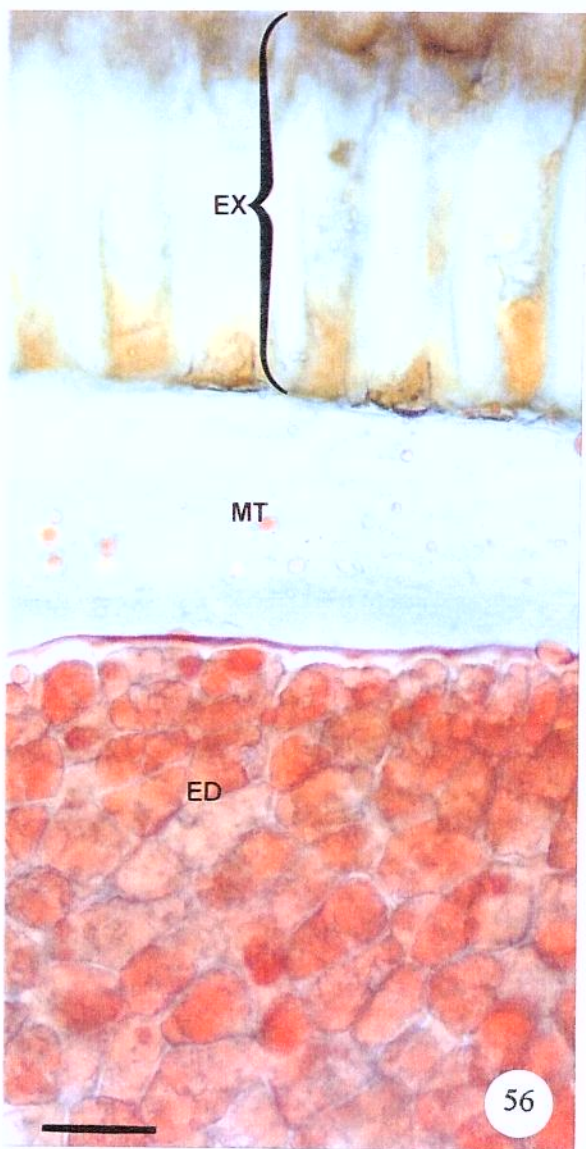
56: teste com Sudan Red IV evidenciando presença de lipídios totais, corados em laranja, no endosperma da semente (corte transversal)

57: teste com Nile Blue evidenciando presença de lipídios neutros, corados em rosa, no endosperma (corte transversal)

58: teste com Aniline Blue Black evidenciando presença de proteínas, coradas em azul, no endosperma

59: teste com Reagente de Lugol evidenciando presença de amido no arilo

Escala: figura 56 = 50µm; figura 57 = 150µm; figuras 58 e 59 = 20µm



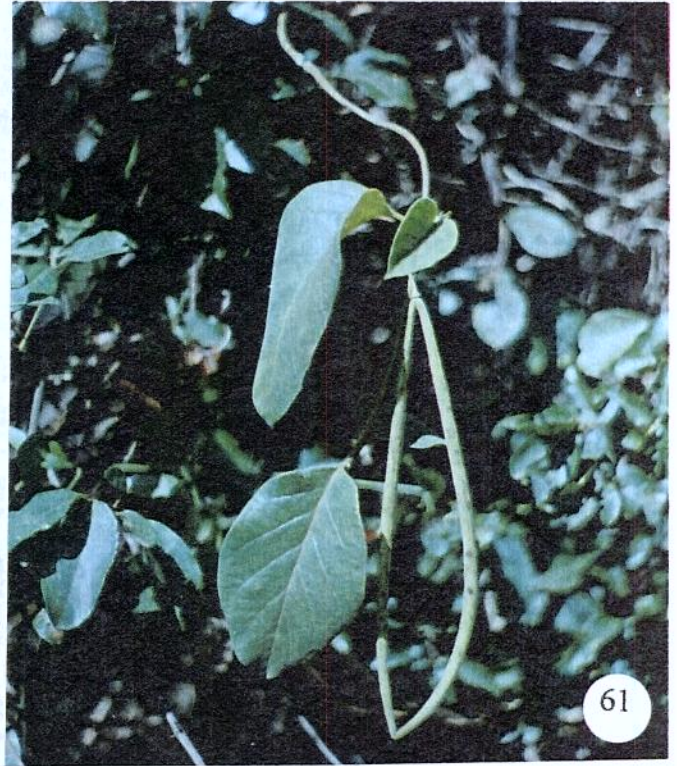
Figuras 60-63: *Prestonia riedelii*

60: hábito lianescente

61: fruto desenvolvido

62: semente comosa

64: fruto maduro



Figuras 64-68: *Prestonia riedelii*, microscopia eletrônica de varredura do fruto e da semente

64 e 65: superfície do fruto

66: superfície da semente

67: ápice da semente

68: base da semente

Escalas: figuras 64, 65 e 66 = 30 μ m; figuras 67 e 68 = 300 μ m

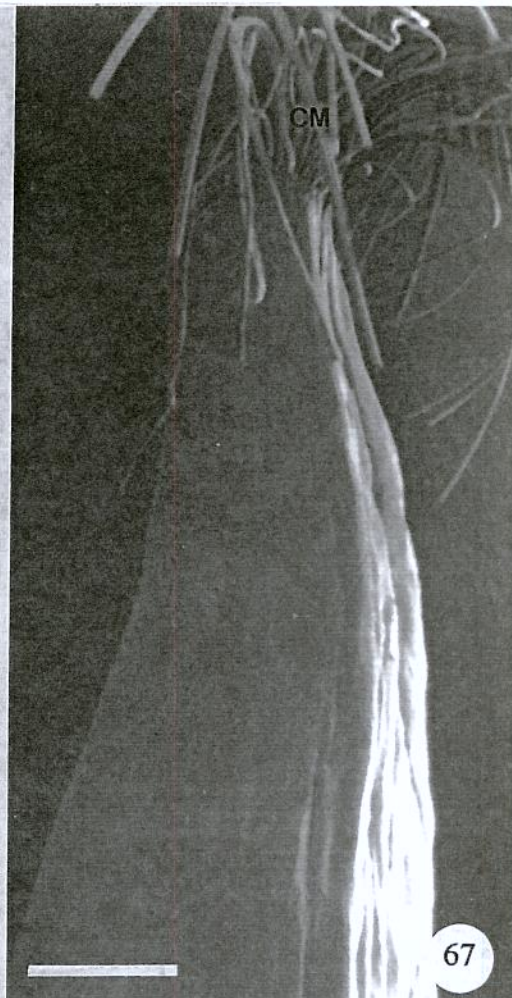
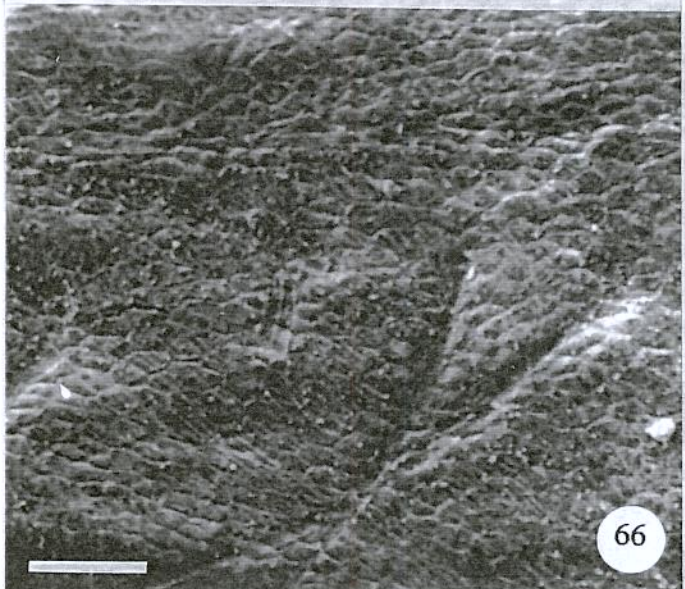
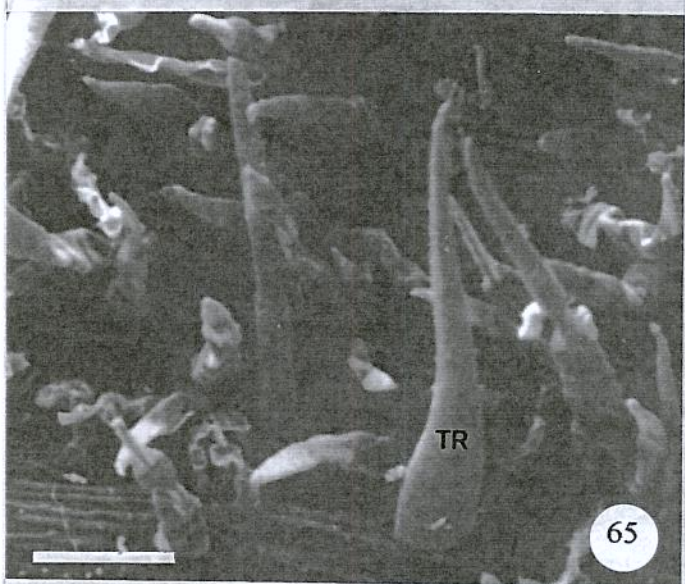
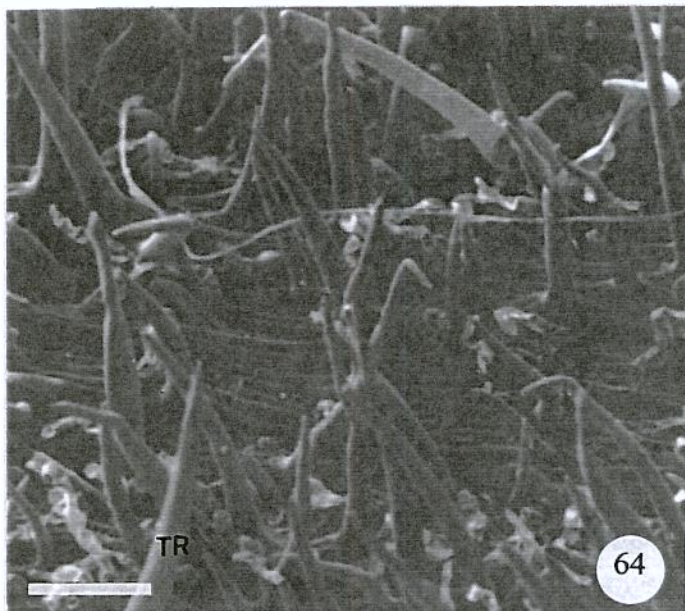


Figura 69: *Prestonia riedelii*, esquema da flor em corte longitudinal

Escala = 500 μ m; seta = coléter

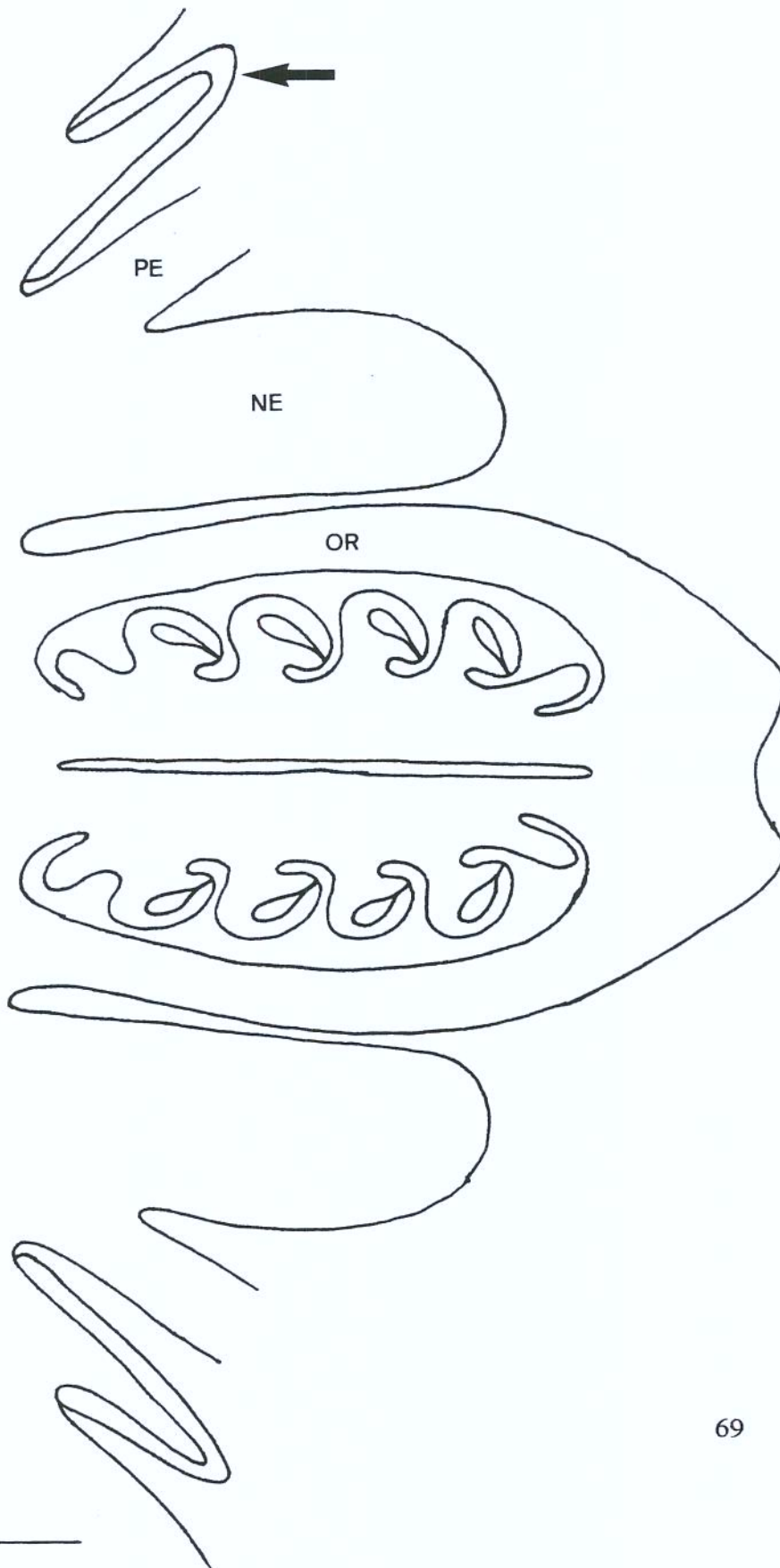
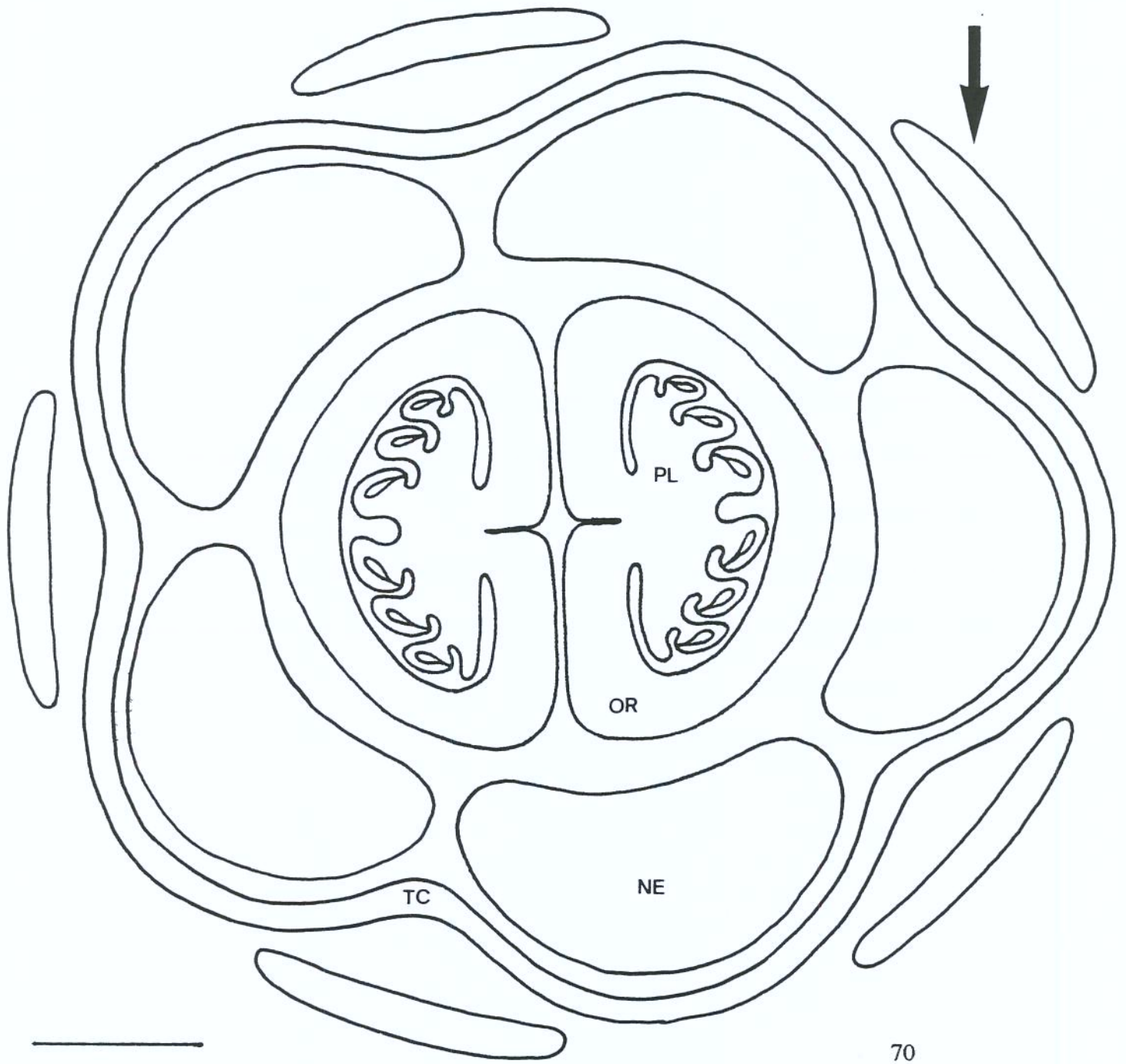


Figura 70: *Prestonia riedelii*, esquema do ovário em corte transversal

Escala = 500 μ m; seta = coléter



Figuras 71-74: *Prestonia riedelii*, anatomia do ovário

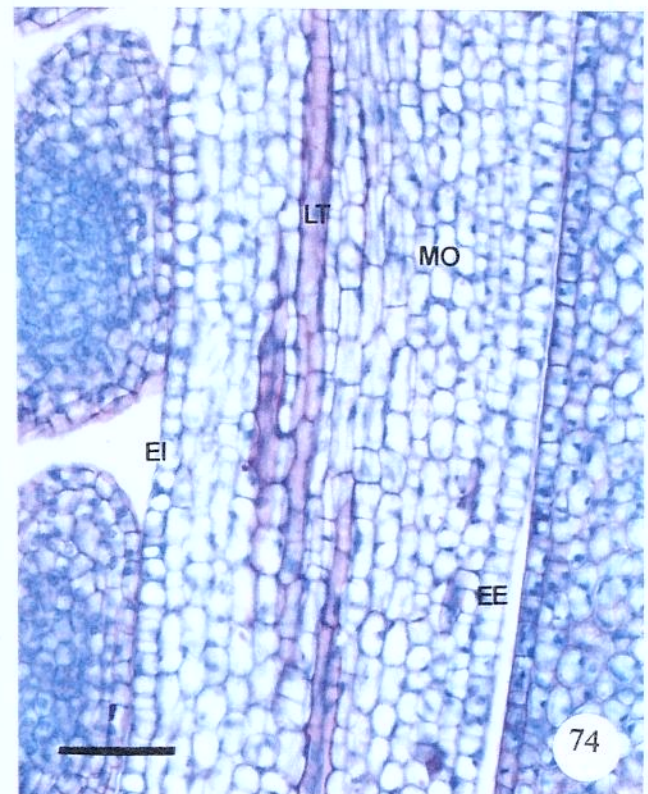
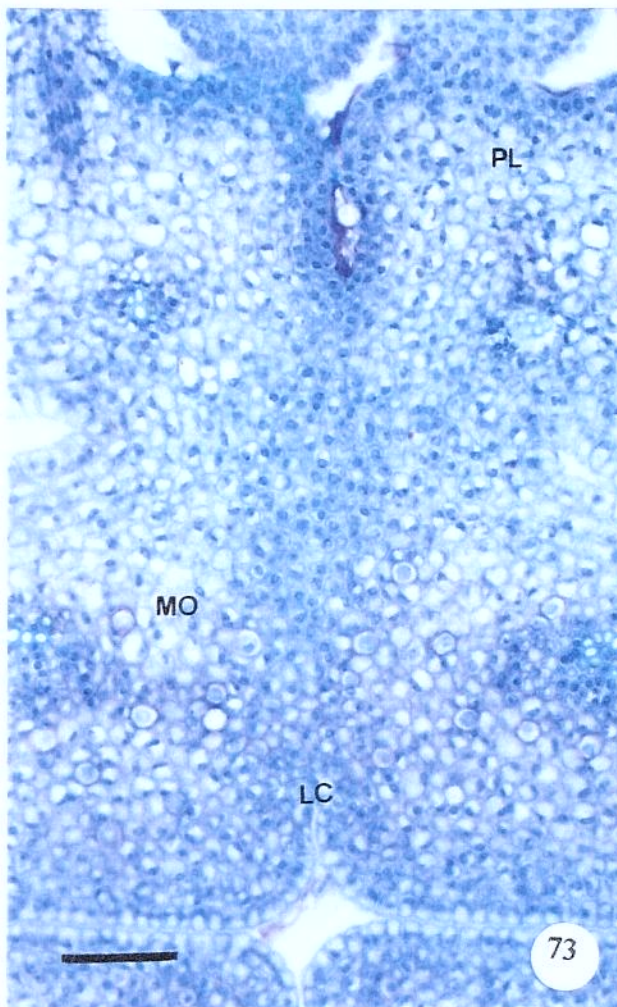
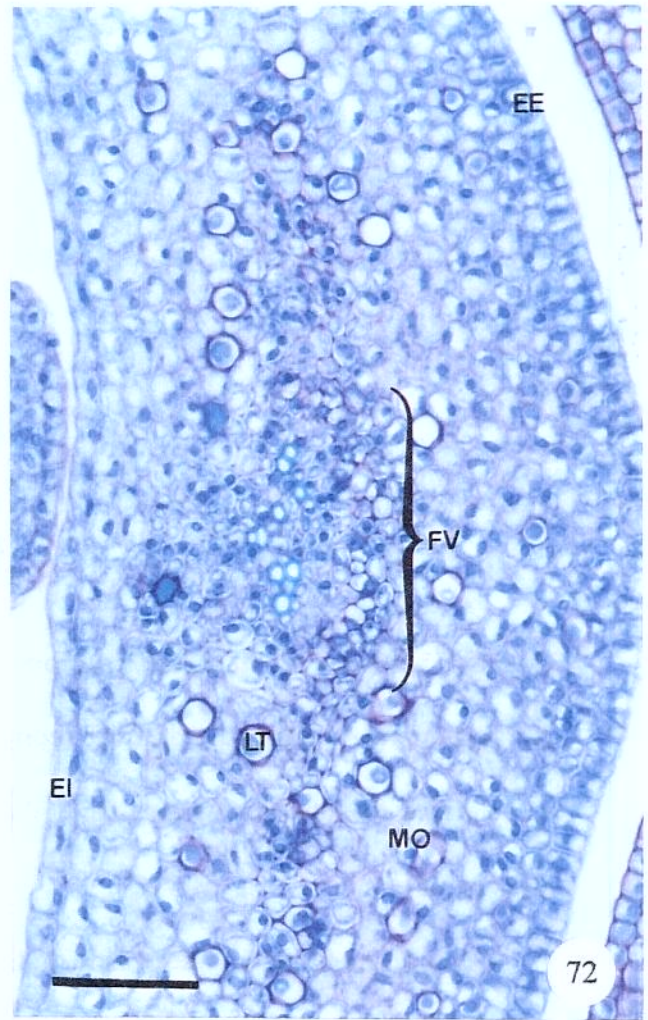
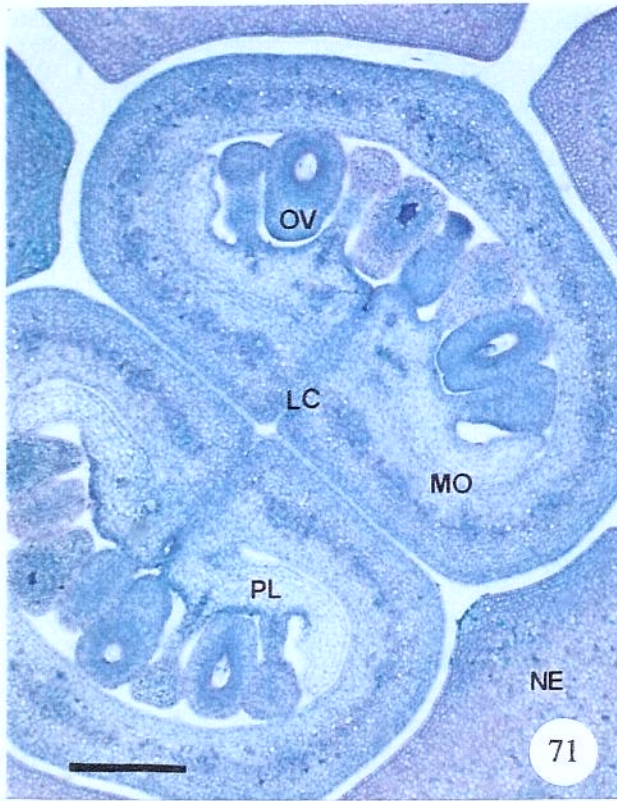
71: ovário em corte transversal, mostrando a separação dos carpelos

72: visão geral da parede do ovário evidenciando epiderme externa, mesofilo ovariano e epiderme interna (corte transversal)

73: detalhe da região de ligação carpelar e da placenta (corte transversal)

74: detalhe da parede do ovário, mostrando laticíferos alongados na região do mesofilo ovariano (corte longitudinal)

Escalas: figura 71 = 250 μ m; figuras 72, 73 e 74 = 50 μ m



Figuras 75-76: *Prestonia riedelii*, anatomia do fruto jovem

75: visão geral do pericarpo do fruto (corte transversal)

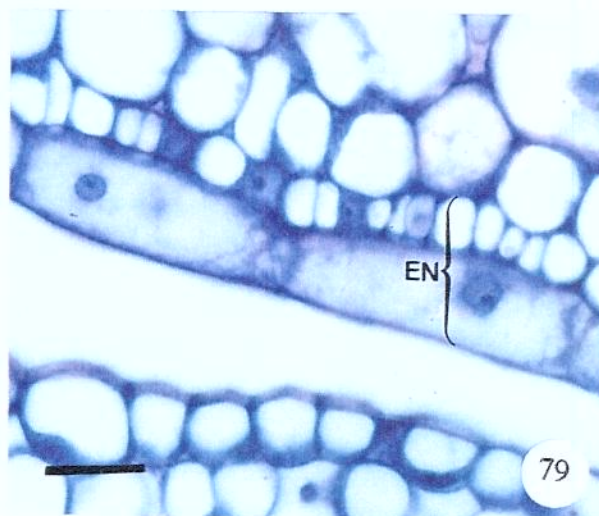
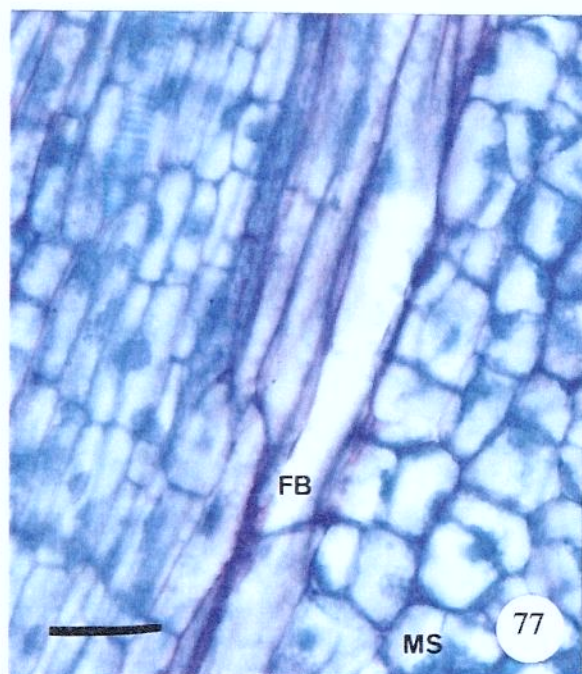
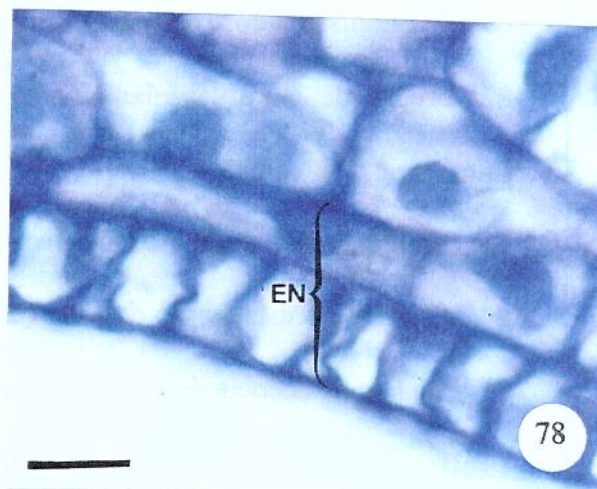
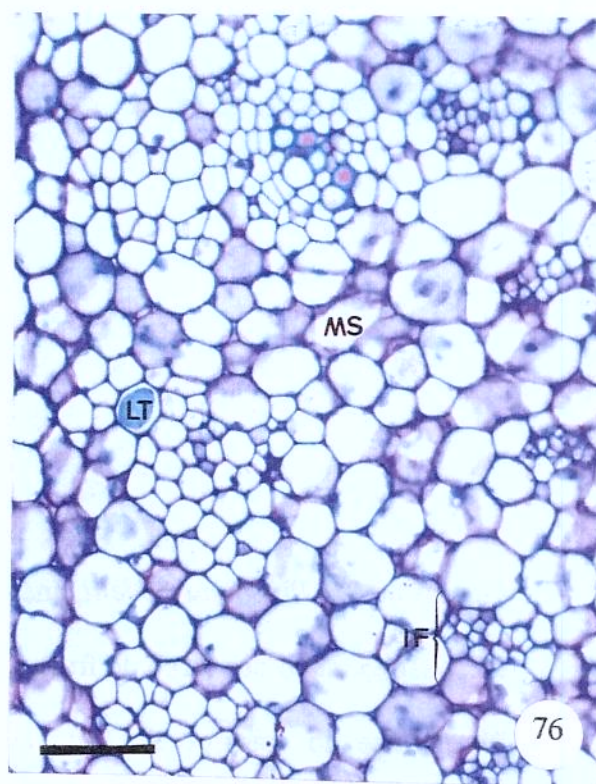
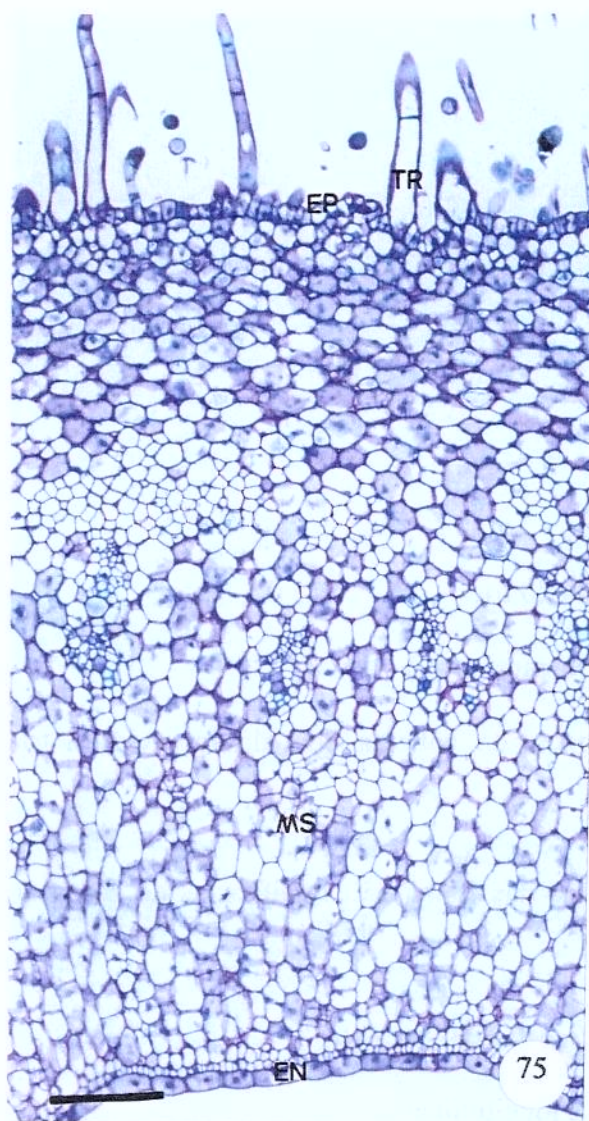
76: detalhe dos feixes vasculares e das ilhas de floema no mesocarpo do fruto (corte transversal)

77: formação de fibras no mesocarpo do fruto (corte longitudinal)

78: início da diferenciação do endocarpo do fruto (corte longitudinal)

79: início da diferenciação do endocarpo do fruto (corte transversal)

Escalas: figura 75 = 100 μ m; figura 76 = 50 μ m; figura 77 = 30 μ m; figuras 78 e 79 = 10 μ m



Figuras 80-85: *Prestonia riedelii*, anatomia do fruto

80: visão geral do pericarpo do fruto (corte transversal)

81: detalhe do epicarpo do fruto evidenciando cutícula bem desenvolvida e tricomas de cobertura unisseriados (corte transversal)

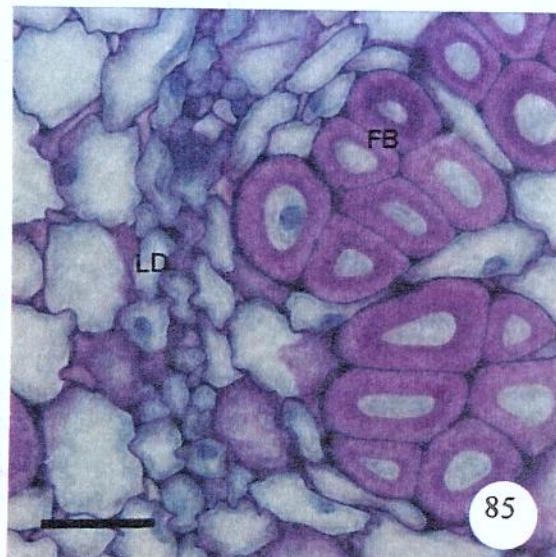
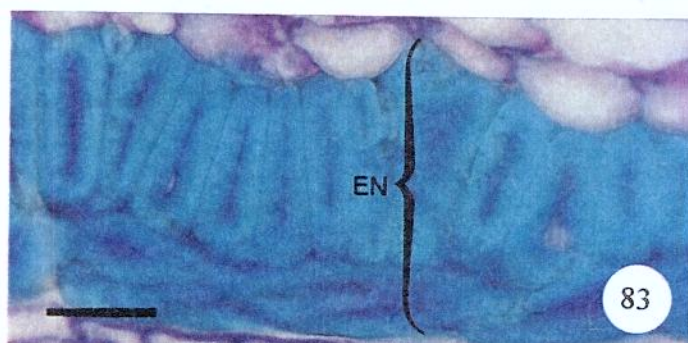
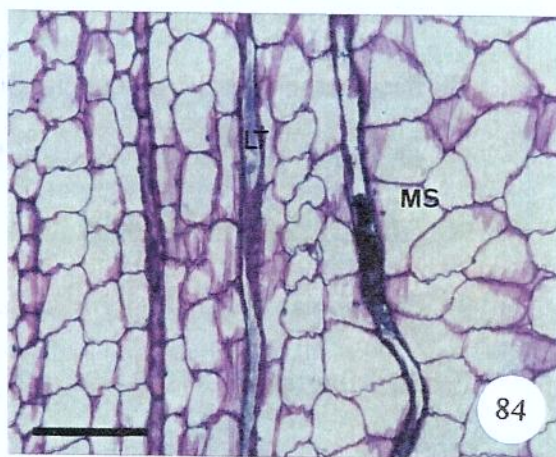
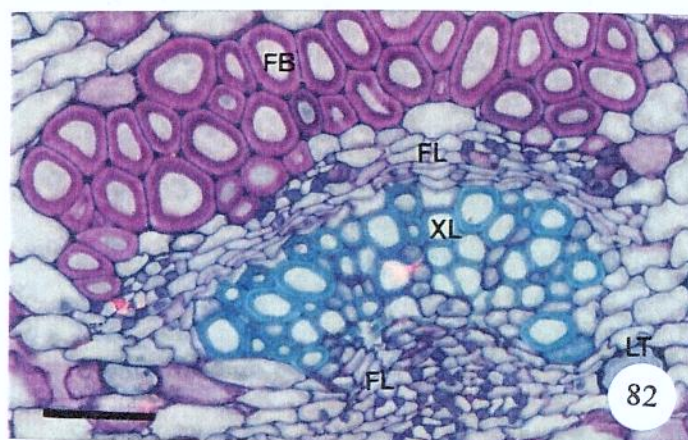
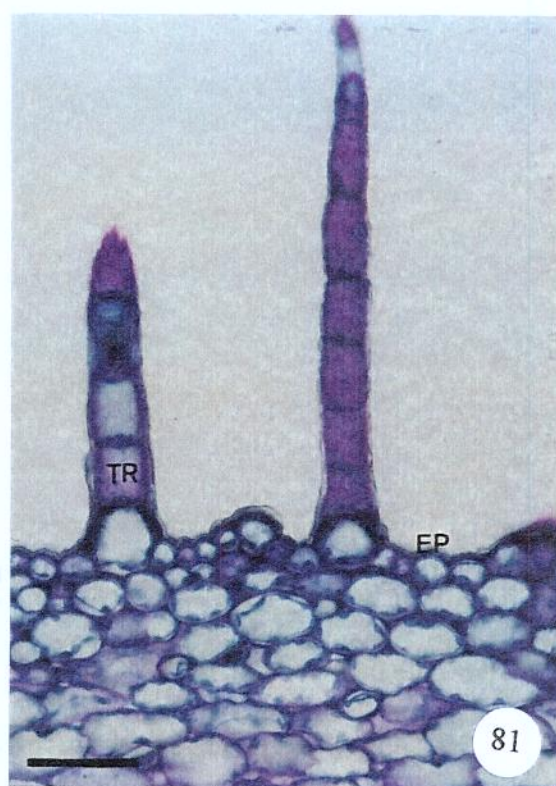
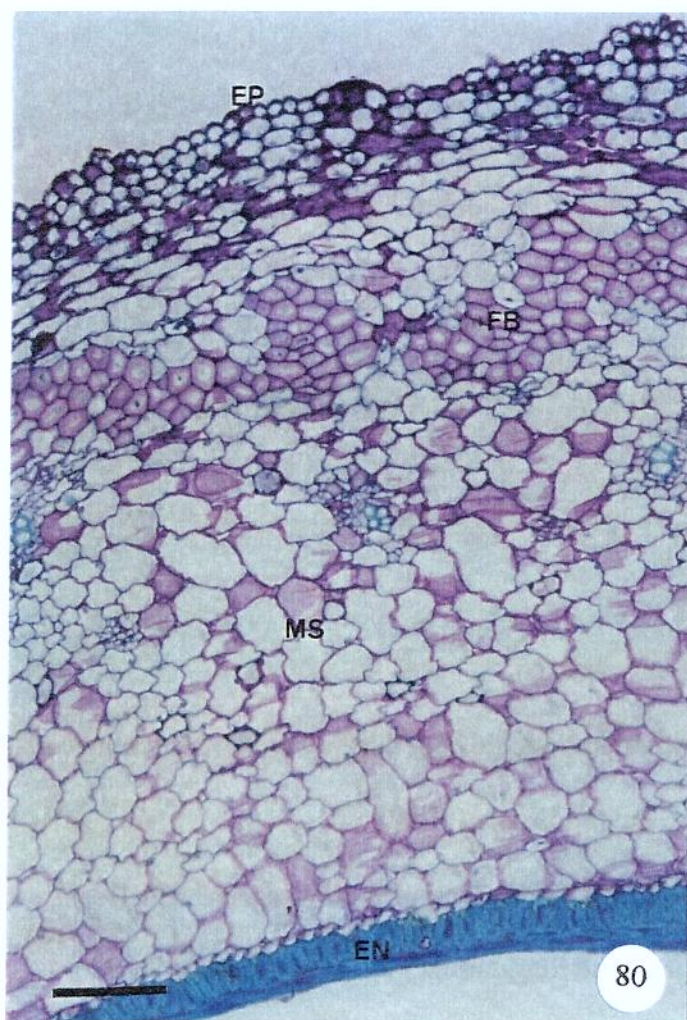
82: detalhe de feixe vascular bicolateral e das fibras não lignificadas do mesocarpo (corte transversal)

83: detalhe do endocarpo do fruto (corte transversal)

84: laticífero no mesocarpo do fruto (corte longitudinal)

85: linha de deiscência do fruto e fibras não lignificadas do mesocarpo (corte transversal)

Escala: figuras 80 e 84 = 100µm; figuras 81 e 83 = 50µm; figuras 82 e 85 = 25µm



Figuras 86-87: *Prestonia riedelii*, anatomia do fruto

86: detalhe do epicarpo do fruto, evidenciando cutícula bem desenvolvida (corte transversal)

87: detalhe do endocarpo do fruto (corte longitudinal)

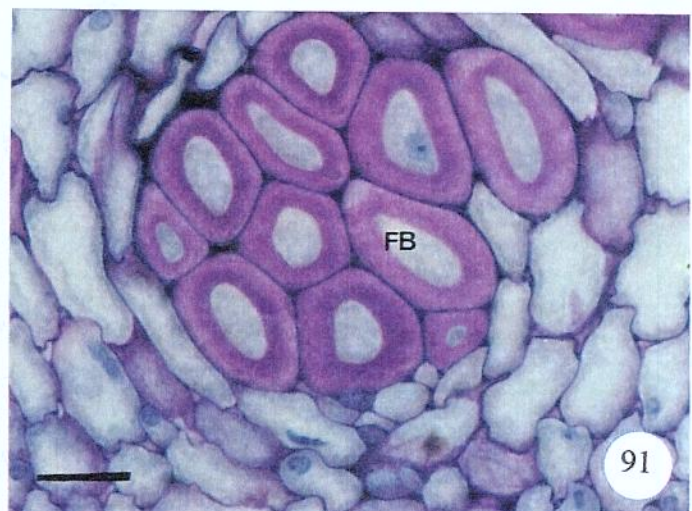
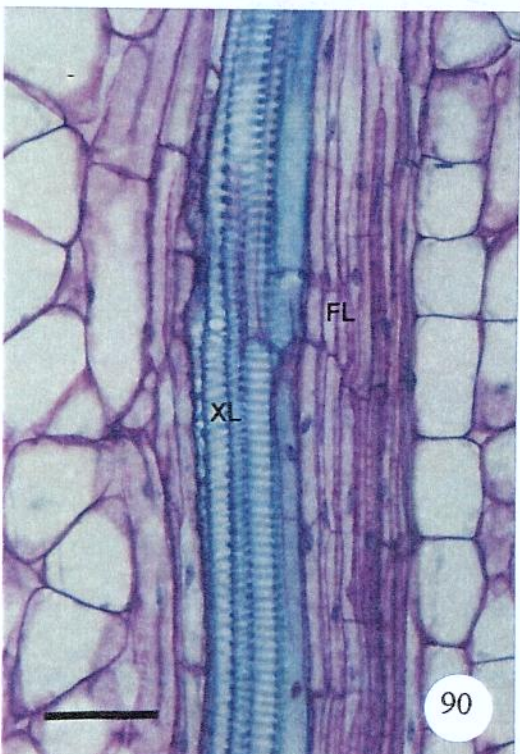
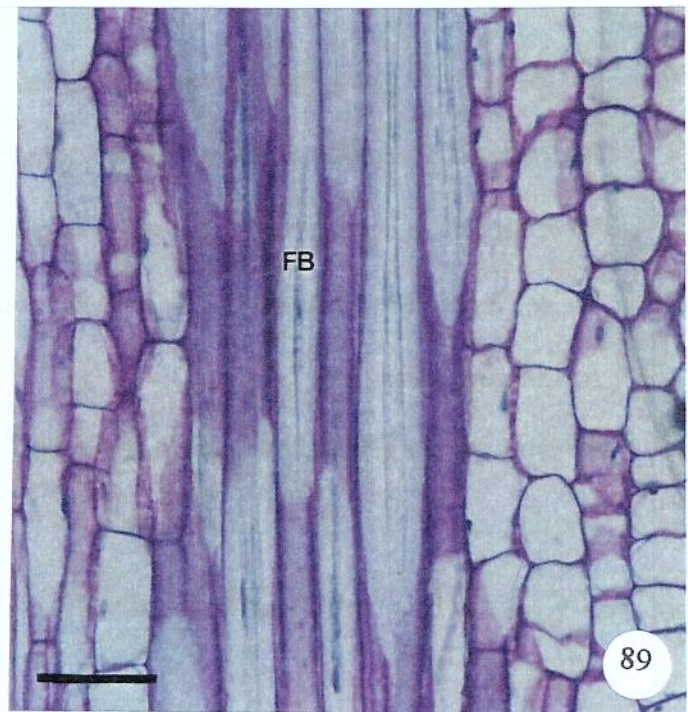
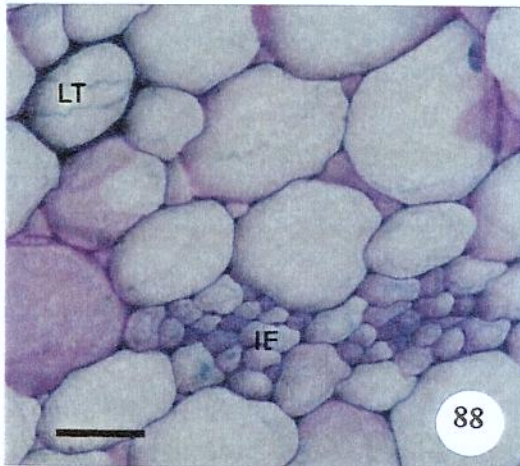
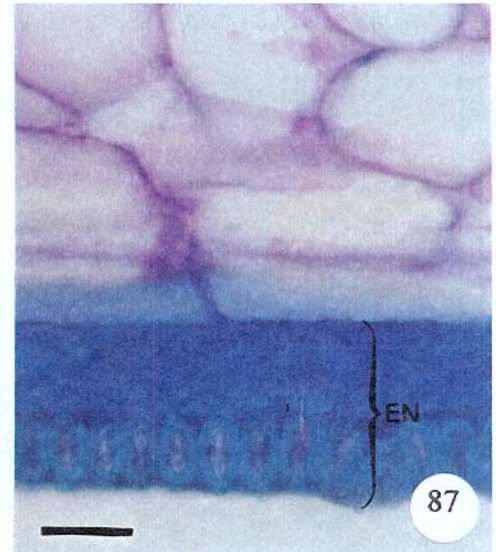
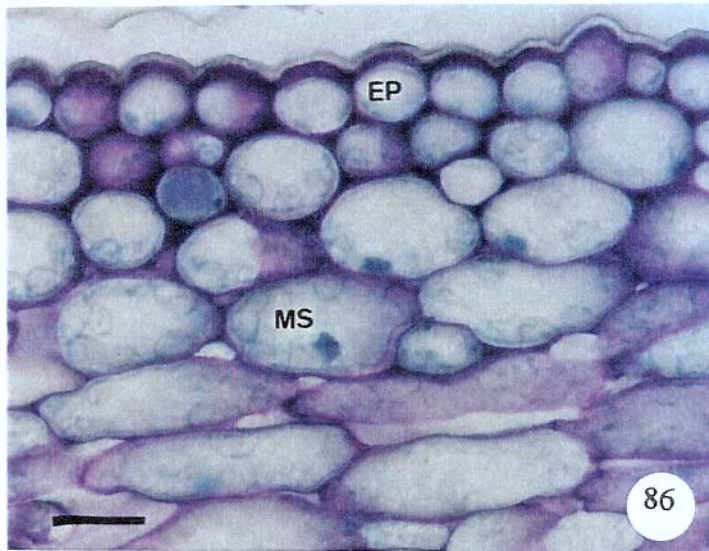
88: mesocarpo do fruto evidenciando ilhas de floema e laticífero (corte transversal)

89: fibras não lignificadas do mesocarpo (corte longitudinal)

90: feixe vascular (corte longitudinal)

91: detalhe das fibras não lignificadas do mesocarpo (corte transversal)

Escalas: figuras 86, 87, 88 e 91 = 20µm; figuras 89 e 90 = 50µm



Figuras 92-96: *Prestonia riedelii*, testes histoquímicos no fruto

92: cutícula do epicarpo do fruto sendo corada pelo Sudan Black B (corte transversal)

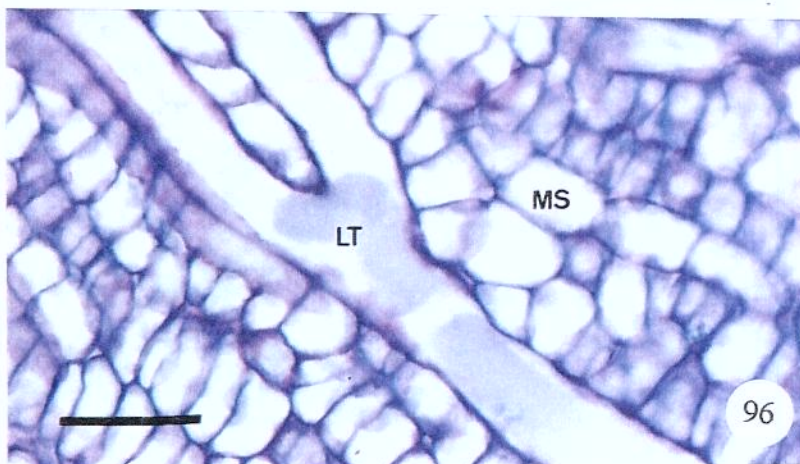
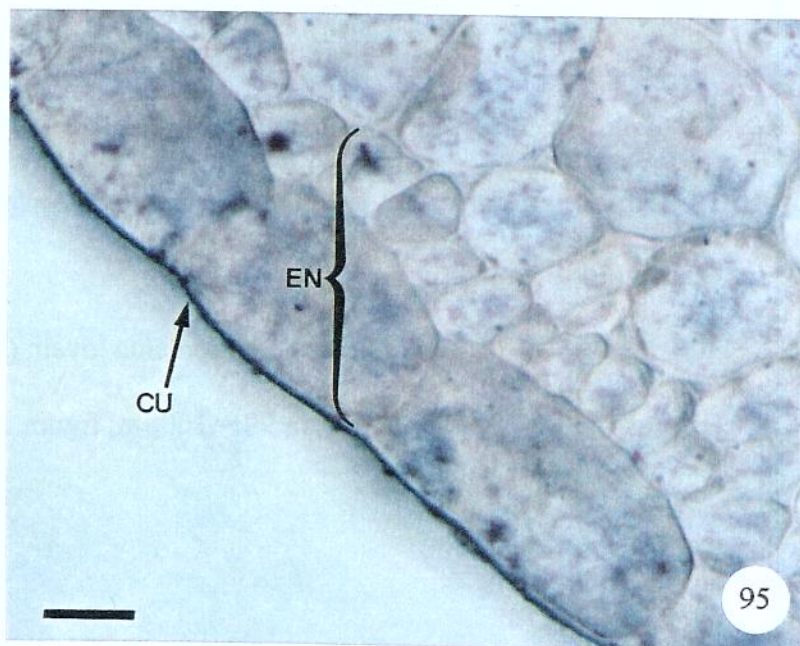
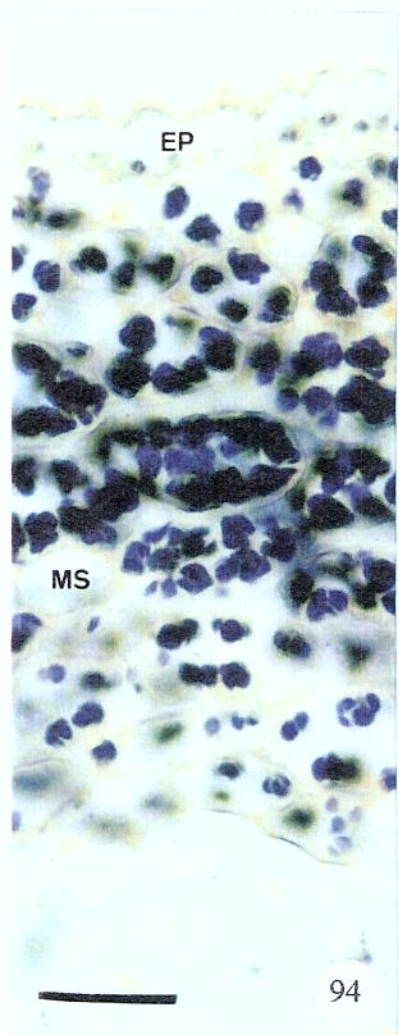
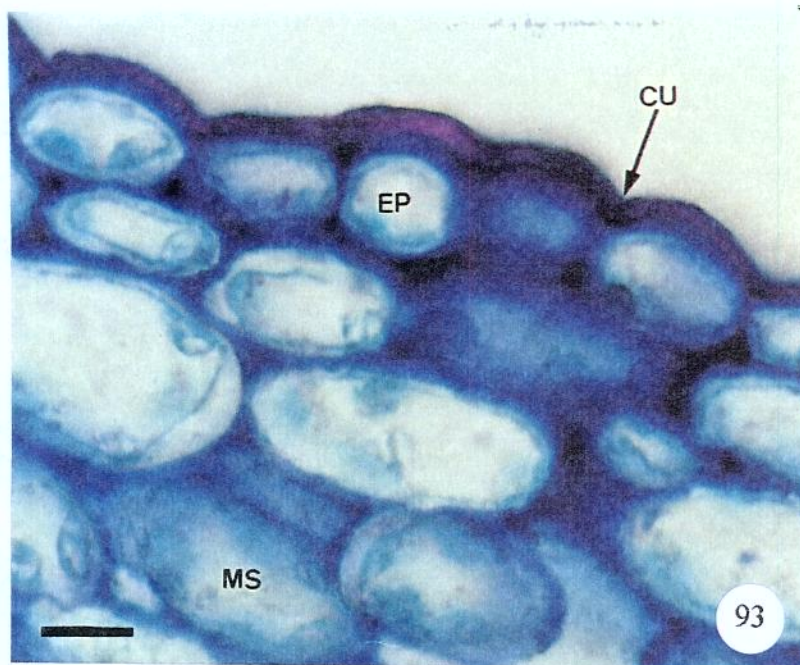
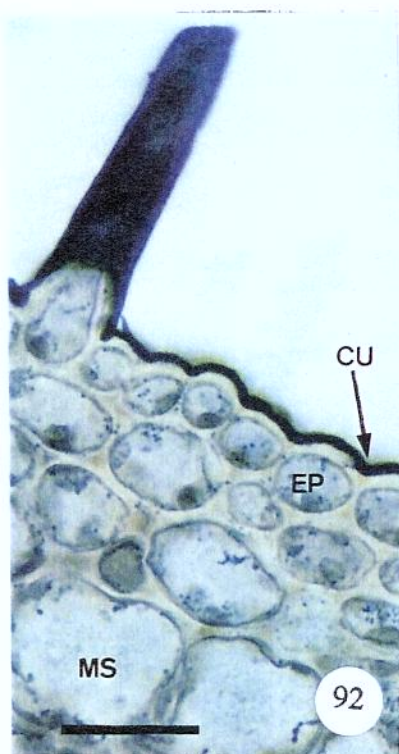
93: cutícula do epicarpo do fruto sendo corada pelo Nile Blue (corte transversal)

94: teste com Reagente de Lugol, evidenciando grande quantidade de amido no mesocarpo do fruto (corte transversal)

95: cutícula do endocarpo do fruto sendo corada pelo Sudan Black B (corte transversal)

96: detalhe de um laticífero ramificado do fruto (corte longitudinal)

Escalas: figuras 92 e 94 = 30 μ m; figuras 93 e 95 = 10 μ m; figura 96 = 50 μ m



Figuras 97-100: *Prestonia riedelii*, óvulo e semente em formação

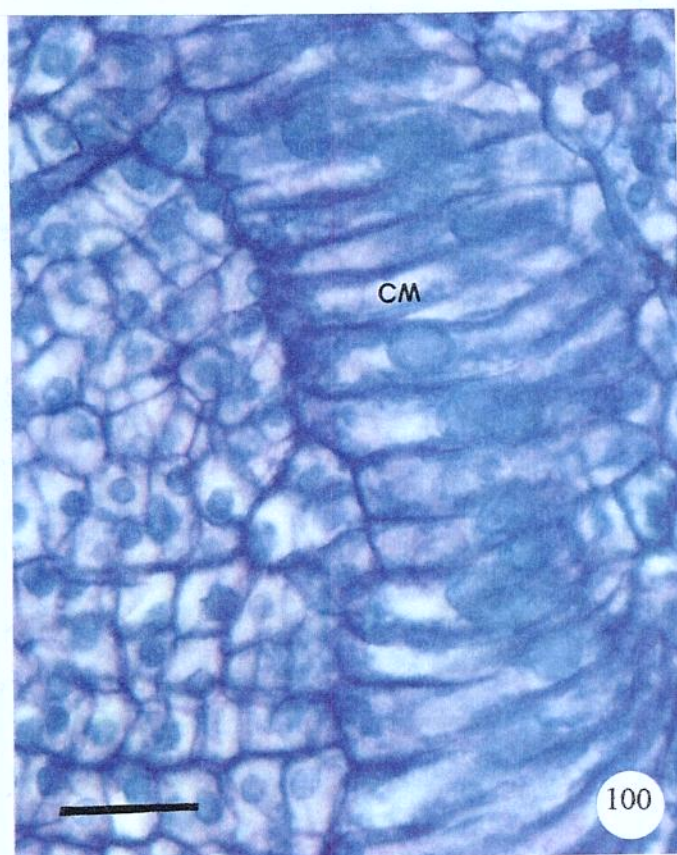
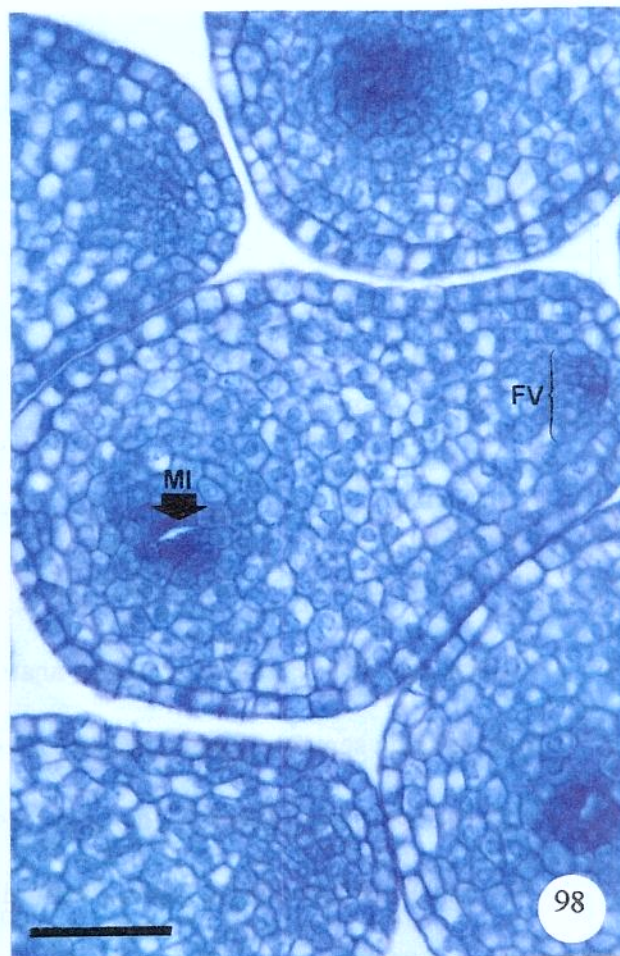
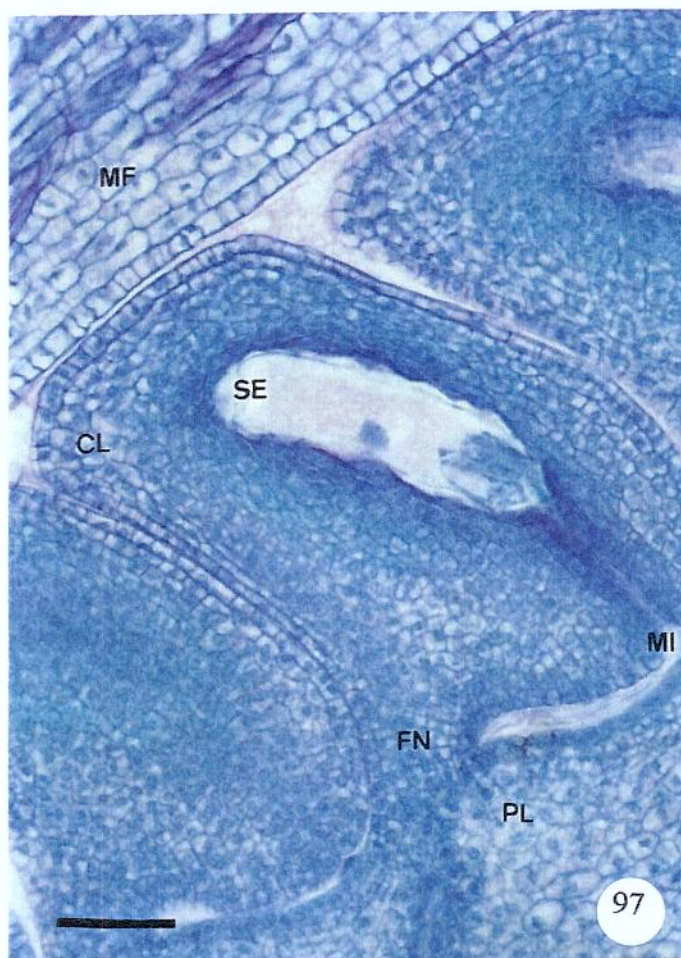
97: óvulo em corte longitudinal, mostrando micrópila, saco embrionário, funículo e calaza

98: óvulo em corte transversal mostrando feixe vascular rafeal e micrópila

99: semente em formação evidenciando início da formação da coma e alongamento da região calazal (corte longitudinal)

100: detalhe da formação da coma em semente jovem (corte longitudinal)

Escalas: figura 97 = 50µm; figura 99 = 100µm; figura 100 = 30µm



Figuras 101-105: *Prestonia riedelii*, anatomia da semente

101: testa da semente e endosperma (corte transversal)

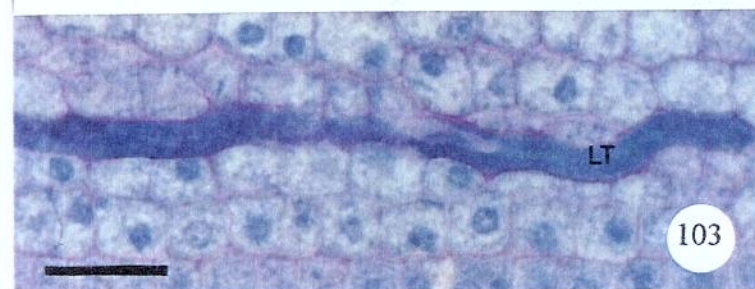
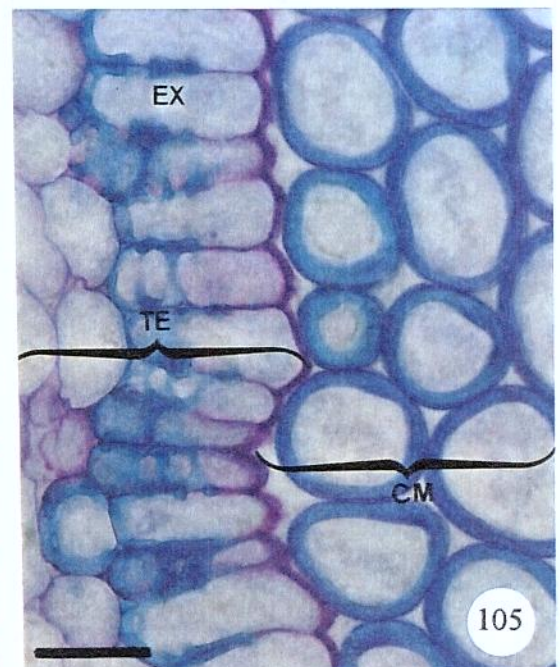
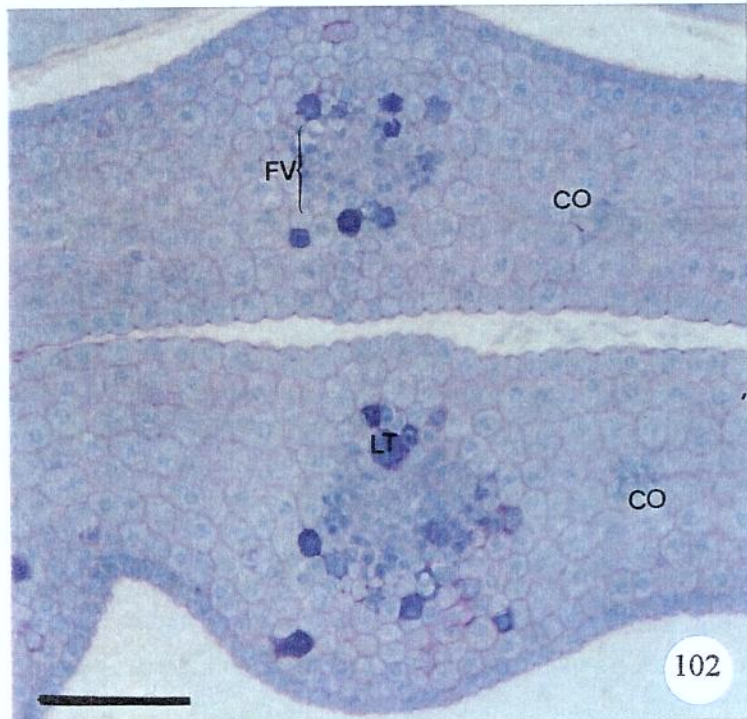
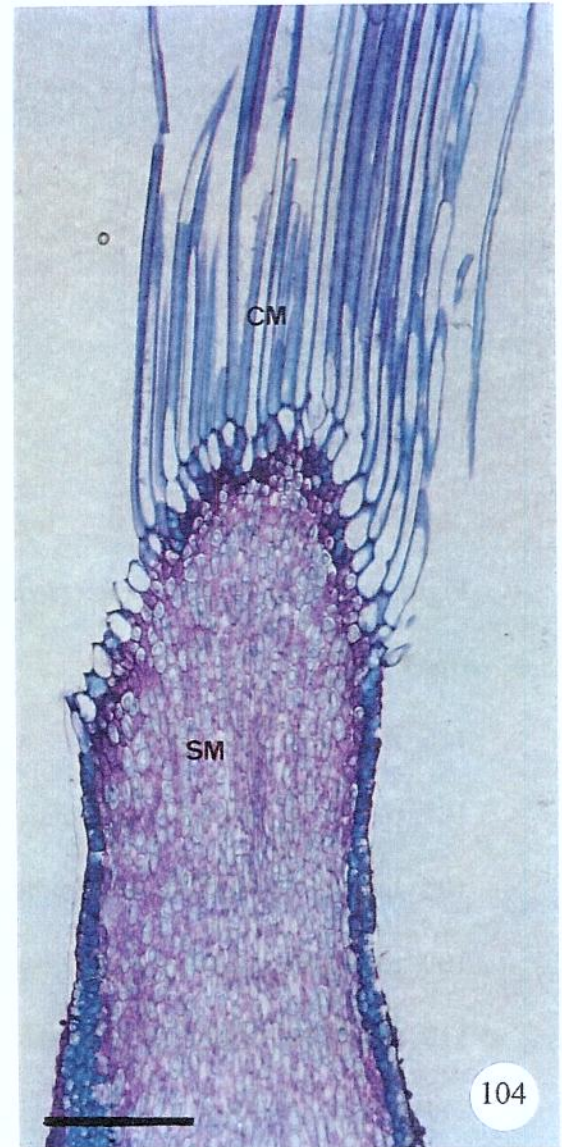
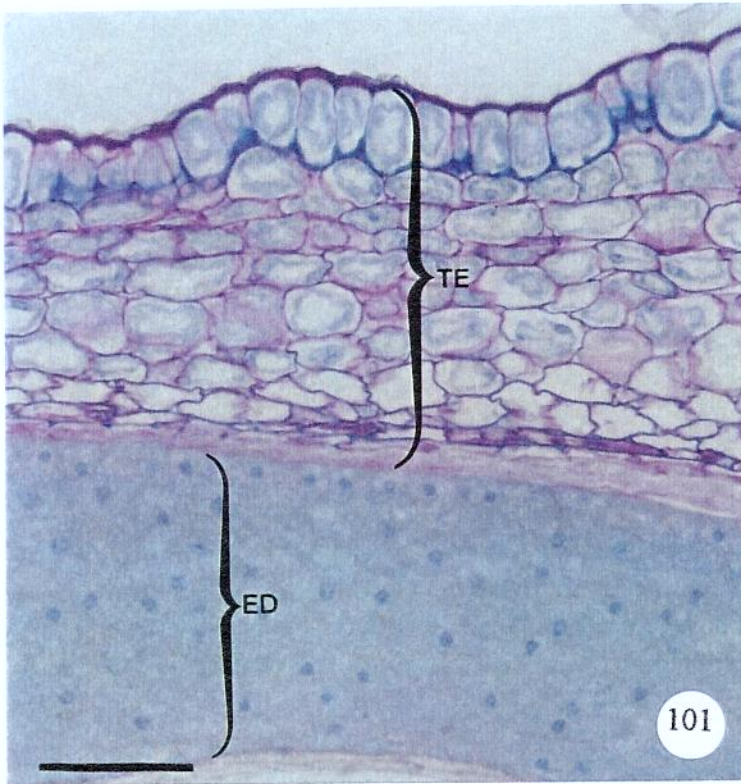
102: cotilédones do embrião (corte transversal)

103: laticífero no embrião (corte longitudinal)

104: detalhe da coma da semente (corte longitudinal)

105: exotesta da semente e coma (corte transversal)

Escala: figuras 101 e 102 = 70µm; figuras 103 e 105 = 25µm; figura 104 = 350µm



Figuras 106-111: *Prestonia riedelii*, testes histoquímicos em laticíferos do fruto (corte transversal)

106: Azul de Toluidina

107: resultado negativo para amido em teste com Reagente de Lugol

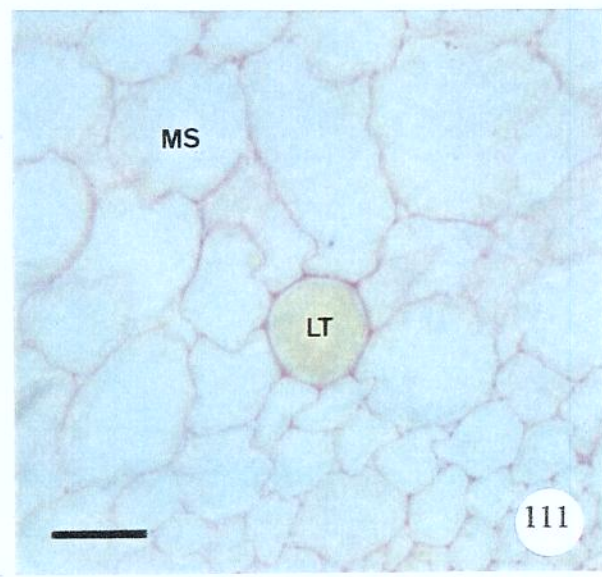
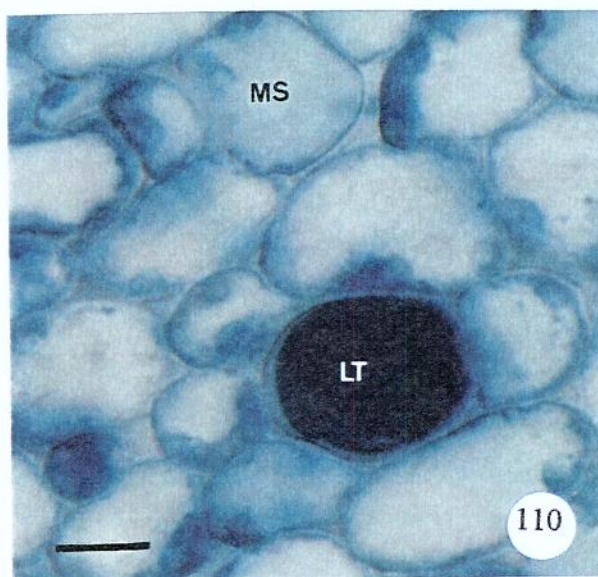
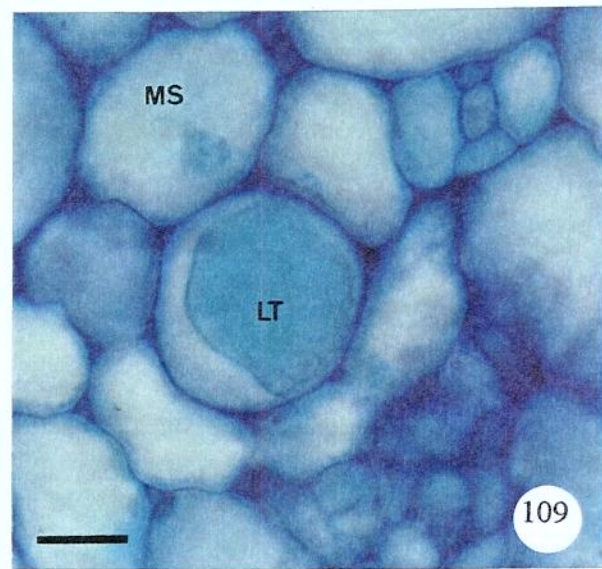
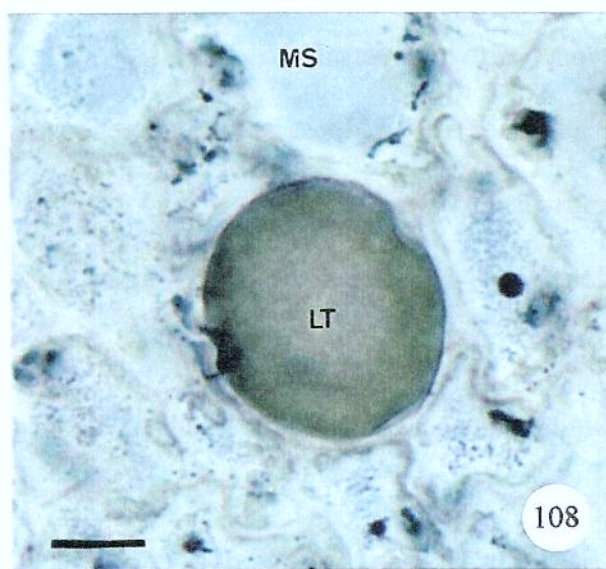
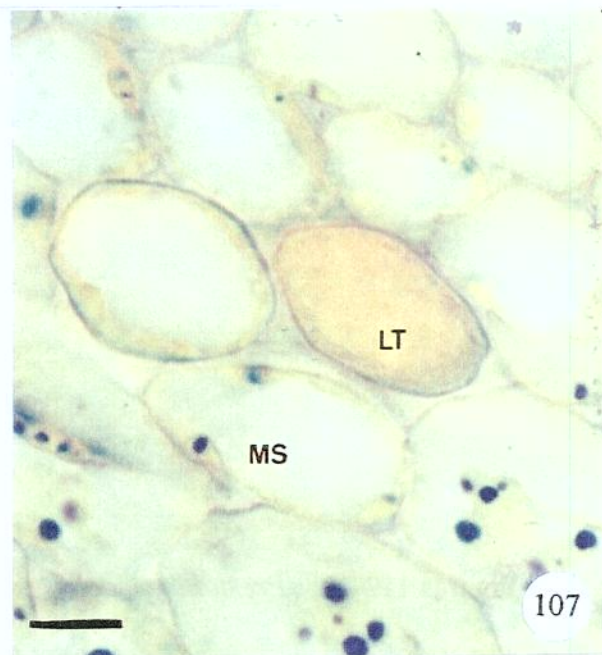
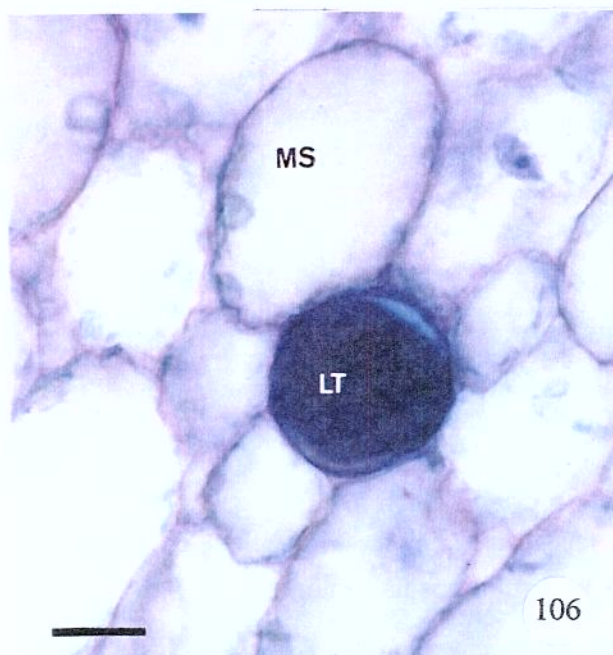
108: resultado negativo para lipídios totais em teste com Sudan Black B

109: resultado positivo para lipídios ácidos e fosfolipídeos em teste com Nile Blue

110: resultado positivo para proteínas totais em teste com Aniline Blue Black

111: resultado negativo para mucilagem, substâncias pécicas e polissacarídeos em teste com Vermelho de Rutênio

Escalas: figuras 106, 107, 108, 109 e 110 = 10µm; figura 111 = 25µm



Figuras 112-115: *Prestonia riedelii*, testes histoquímicos na semente

112: teste com reagente de Lugol evidenciando grande quantidade de amido no envoltório da semente e pequena quantidade no endosperma (corte transversal)

113: teste com Nile Blue evidenciando presença de lipídeos neutros no endosperma da semente e cotilédones do embrião (corte transversal)

114: teste com Aniline Blue Black evidenciando presença de proteínas totais no embrião (corte transversal)

115: teste com Sudan Black B evidenciando presença de lipídios totais no endosperma e cotilédones do embrião em (corte transversal)

Escalas: figura 112 = 100µm; figuras 113 e 115 = 50µm; figura 114 = 10µm

