

Maria Artemisia Braga Arraes

CONTRIBUIÇÃO AO CONHECIMENTO DE
ASCLEPIAS CURASSAVICA L.

Bot.
Lit. 16
H. 1960
1960

*Tese apresentada à Congregação da Faculdade
de Farmácia e Odontologia da Universidade
do Ceará, para concorrer à Cátedra de
BOTÂNICA APLICADA À FARMÁCIA*

UNIVERSIDADE DO CEARÁ

Reitor: — Professor Antônio Martins Filho

FACULDADE DE FARMÁCIA E ODONTOLOGIA

Diretor: — Professor João Ramos Pereira da Costa

CORPO DOCENTE

CURSO DE FARMÁCIA

Cadeira de Química Analítica

Professor Oswaldo Rabelo

Cadeira de Química Orgânica e Biológica

Professor Joaquim Juarez Furtado

Cadeira de Parasitologia

Professor Fernando Leite

Cadeira de Física Aplicada à Farmácia

Professor Antônio Vandick de Andrade Ponte

Cadeira de Botânica Aplicada à Farmácia

Professora Maria Artemísia Braga Arraes

Cadeira de Farmacognosia

Professor Francisco José de Abreu Matos

Cadeira de Farmácia Galênica

Professor Raimundo de Norões Milfont

Cadeira de Microbiologia

Professor José Borges de Sales

Cadeira de Higiene e Legislação Farmacêutica

Professor José Leite Maranhão

Cadeira de Química Toxicológica e Bromatológica

Professor Paulino Pinto de Barros

Cadeira de Farmácia Química
Professor Aldo Cavalcante Leite

Cadeira de Química Industrial Farmacêutica
Professor João Ramos Pereira da Costa

CURSO DE ODONTOLOGIA

Cadeira de Técnica Odontológica
Professor Luís de Oliveira Albuquerque

Cadeira de Anatomia
Professor João Batista Saraiva Leão

Cadeira de Fisiologia
Professor Jorge Romcy

Cadeira de Histologia e Microbiologia
Professor Manoel Odorico de Moraes

Cadeira de Metalurgia e Química Aplicadas
Professor Aílton Gondim Lóssio

Cadeira de Higiene e Odontologia Legal
Professor João Otávio Lobo

Cadeira de Prótese Dentária
Professor Amarílio Teles Cartaxo

Cadeira de Clínica Odontológica (1ª. parte)
Professor Valfrido Teixeira Chagas

Cadeira de Prótese Buco-facial
Professor Francisco das Chagas Costa Tito

Cadeira de Ortodontia e Odontopediatria
Professor Carlos Pompeu Costa Lima Gurgel

Cadeira de Patologia e Terapêutica Aplicadas
Professor Lauro Araújo de Almeida

Cadeira de Clínica Odontológica (2ª. parte)
Professor Augusto Motta Borges



Asclepias curassavica L. Ramo florífero.

HERBARIUM MUSEI HIST. NAT. BRASILE
SÃO CARLOS, SÃO CARLOS, BRASIL
2000

S U M Á R I O

PARTE I

- 1 — Introdução
- 2 — Taxinomia
- 3 — Fitografia
- 4 — Multiplicação vegetativa
- 5 — Distribuição geográfica

PARTE II

1 — Anatomia:

a) Material e métodos

Caule
Raiz
Fôlha
Flor
Fruto
Semente

b) Tubos laticíferos

Técnica usada
Embrião
Extremidade do caule
Discussão

- 2 — Conclusões
- 3 — Bibliografia
- 4 — Descrição das fotomicrografias
- 5 — Convenções usadas nas estampas

PARTE 1

1 — INTRODUÇÃO

Recentes estudos químicos, realizados por cientistas brasileiros, CASCON e MORS (1959), em *Asclepias curassavica* L., demonstraram encerrar esta planta tóxica, freqüente nas pastagens do Brasil, na sua parte aérea, uma série de heterósides do tipo digitalóide. A êsse tempo, autores alemães (1958) confirmavam as pesquisas de CASCON e MORS quando descreviam o isolamento, da planta sêca, de sete aglucons cardenolídicos.

O interêsse pela farmacologia e pela toxicologia desta planta tem crescido com o isolamento das heterósides cristalinas, embora desde muito cedo sua toxicidade tenha sido objeto de estudos.

Já em 1855, C. GRAM registrou propriedades eméticas em *A. curassavica* L., dela isolando uma substância mal definida, a “*asclepiadina*”.

J. M. CAMINHOÁ, em sua tese “Plantas Tóxicas do Brasil” (1871), faz referências à ação tóxica da planta.

Em 1881, EDUARDO A. RIBEIRO GUIMARÃES, em cuidadoso trabalho intitulado “Investigações experimentais sôbre a ação fisiológica da *Asclepias curassavica*”, descreve a ação cardiotônica e de vasoconstricção do extrato alcoólico da planta em cães, fazendo, ao que parece, o primeiro registro na literatura, de planta cardiotóxica da família *Asclepiadaceae*.

Em 1909, J. B. DE LACERDA, investigando o efeito farmacodinâmico do extrato da planta em rãs, confirma as propriedades eméticas observadas anteriormente por GRAM, ao lado da ação cardiodinâmica, comparável à da digitalina e estrofantina.

Em 1939, ROCHA E SILVA e SANTIAGO analisaram farmacológica e toxicologicamente a planta, além de OTHON MACHADO (1945). Êsses estudos evidenciaram a presença em *A. curassavica* L. de substâncias de ação cardiodinâmica e MACHADO atribuiu esta atividade, em parte, à presença de uma heterósida, a “*curassavina*”.

Recentemente, MELLO, SAMPAIO e VALLE (1959) executaram experimentos sôbre a ação farmacológica e toxicológica do pó de fôlhas de *A. curassavica* L., em pombos, cobaias, coelhos e cães e concluíram que a atividade do pó nas mesmas condições experimentais é comparável à obtida com a de um pó padrão das fôlhas de *Digitalis purpurea* L.

Embora considerando que o eventual emprêgo em terapêutica de *A. curassavica* L. continue a merecer especiais considerações, achamos oportuno proceder à prospecção anatômica desta espécie vegetal que de

longa data vem atraindo a atenção dos pesquisadores, especialmente sôbre o aspecto toxicológico.

Ao lado dos estudos sôbre a morfologia interna, cujo valor é inestimável para as pesquisas farmacognósticas dêste vegetal, estendemos as indagações ao sistema laticífero da planta, que, pelos seus expressivos aspectos estruturais, vem contribuir para o conhecimento do discutido processo de formação e crescimento dos tubos contínuos de látex, confirmando o acêrto da tese formulada por MILANEZ (1952). Ainda mais, o sistema laticífero desta planta adquire especial importância em face dos resultados obtidos nas preparações histoquímicas executadas pela primeira vez: — a grande maioria, senão a totalidade das heterósides cardioativas, se encontra no látex.

O presente trabalho foi iniciado no Departamento de Botânica da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras, da Universidade de São Paulo, e teve seu desenvolvimento e conclusão na Secção de Botânica Geral do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, contando com o auxílio do Conselho Nacional de Pesquisas, sob a forma de bôlsa.

É com imensa satisfação que exaramos os nossos agradecimentos àqueles que nos deram pronta e eficiente colaboração. Ao Diretor, Dr. Mário Guimarães Ferri e Professôres Aylthon Brandão Joly e Bertha Morrettes, do Departamento de Botânica da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras, da Universidade de São Paulo, pelos ensinamentos; ao Dr. Raul Dodsworth Machado, Armando de Matos e Walter Barbosa, pela colaboração no trabalho fotográfico; ao Dr. Paulo Campos Pôrto, Diretor do Jardim Botânico; ao Dr. Walter Mors, do Instituto de Química Agrícola. Os nossos mais expressivos agradecimentos ao eminente fitoanatomista e caro mestre, Dr. Fernando Romano Milanez, Chefe da Secção de Botânica Geral do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, pelos sábios ensinamentos, dedicada orientação, interêsse e estímulo que nos conduziram à concretização dêste trabalho.

2 — TAXINOMIA

- ASCLEPIAS L. Sp. Pl. 214.1753. (T.: *A. syriaca* L.)
- Gomphocarpus* R. Br. in Mem. Wern. Soc. 1 : 37. 1809. [T.:
G. arborescens (L.) R. Br.]
- Acerates* Ell. Sketch Bot. South Car. 1 : 316. 1817 [T.: *A. longifolia*
Michx.) Ell.]
- Podostigma* Ell. loc. cit. 326. 1817. (T.: *P. pubescens* Ell.)
- Anthanotis* Raf. Fl. Ludov. 52, 149. 1817. (T.: *A. procumbens* Raf.)
- Anantherix* Nutt. Gen. North Am. Pl. 1 : 169. 1818; A. Gray, in Proc.
Amer. Acad. 12 : 66. 1877. [T.: *A. connivens* (Baldw.) A. Gray]
- Stylandra* Nutt. loc. cit. 170. 1818. (T.: *S. pumila* Nutt.)
- Otaria* HBK. Nov. Gen. 3: 192. 1819, nom. prov.; ex G. Don, Gen. Hist.
4 : 144. 1838. [T.: *O. auriculata* (HBK.) G. Don]
- Acerotis* Raf. New Fl. North. Amer. 1 : 49. 1836. (Based on *Acerates* Ell.)
- Oligoron* Raf. loc. cit. 60. 1836. [T.: *O. longifolium* (Michx.) Raf.]
- Otanema* Raf. loc. cit. 61. 1836. (T.: *O. latifolia* Raf.)
- Polyotus* Nutt. in Trans. Am. Phil. Soc. n. s. 5 : 199. 1837. (T.: *P.*
angustifolius Nutt.)
- Asclepiodora* A. Gray, in Proc. Amer. Acad. 12 : 66. 1877. [T.: *A. viridis*
(Walt.) A. Gray]
- Schizonotus* A. Gray. loc. cit. 1877, non Lindl. (1840). [T.: *S. purpures-*
cens (A. Gray) A. Gray]
- Solanoa* Greene, Pittonia 2 : 67. 1890. (Based on *Schizonotus* A. Gray)

Solanoana O. Ktze. Rev. Gen. 2: 421. 1891. (Based on *Solanoa* Greene)

Oxypteryx Greene, Pittonia 3: 234. 1897. [T.: *O. arenicola* (Nash) Greene]

Podostemma Greene, loc. cit. 235. 1897. [T.: *P. longicornu* (Benth.)
Greene]

Biventraria Small, Man. Fl. Southeast. U. S. 1072. 1933. [T.: *B. variegata*
(L.) Small]

Asclepiodella Small, loc. cit. 1073. 1933. [T.: *A feayi* (Chapm.) Small]

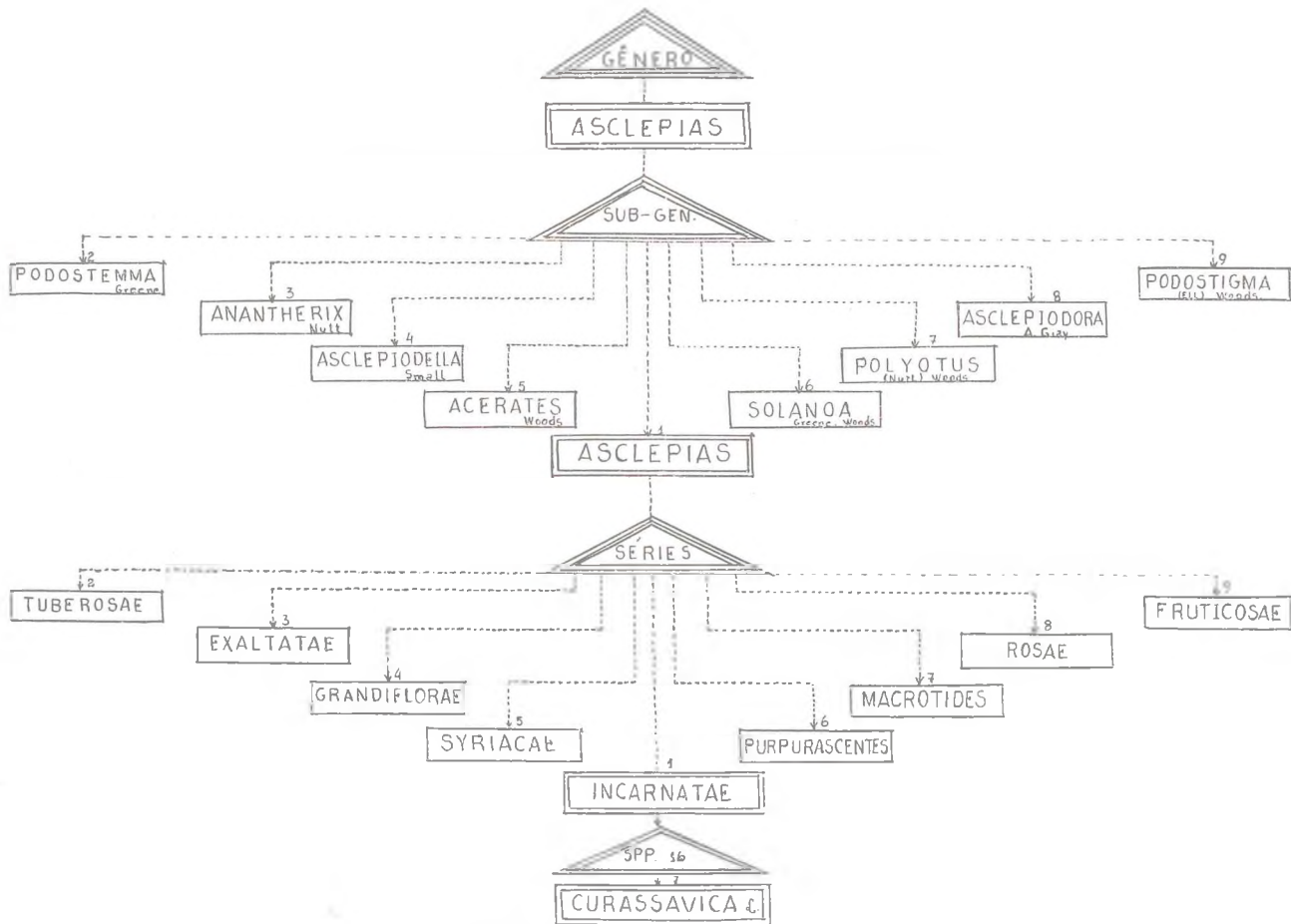
Na monografia da família *Asclepiadaceae*, da ordem *Contortae*, publicada em "Pflanzenfamilien" (1895), o gênero *Asclepias* L. pertence à tribo *Asclepiadae* da subfamília *Cynanchoideae*.

Criado por LINNAEUS, em 1737 (Hort. Cliff., pág. 78), em época anterior à data tomada como ponto de partida para a instituição da nomenclatura binária dos fanerógamos, êsse gênero deu nome à família. Sua história compreende várias fases, marcadas pelos estudos de DECAISNE, autor da monografia das *Asclepiadaceae* em "*Prodromus Systematis Naturalis Regni Vegetabilis*", de DE CANDOLLE (1844); FOURNIER, autor da monografia da "Flora Brasiliensis", de MARTIUS (1893); K. SCHUMANN, autor da monografia de "Die Natürlichen Pflanzenfamilien" (1895). Quanto aos autores modernos, destacam-se os de ROBERT WOODSON, JR. (1939, 1941, 1947, 1954).

DECAISNE dispôs em dois grupos as quarenta espécies conhecidas até àquela época, baseando-se nas afinidades morfológicas da corola e posição do ginostégio. FOURNIER deu especial atenção à forma dos segmentos da corola. K. SCHUMANN criou duas secções para o gênero: *Euasclepias* e *Podostemma*, tendo em conta a disposição dos segmentos da corola e da corola, bem como a estruturação do estigma. WOODSON, eminente botânico e um dos mais dedicados especialistas da família *Asclepiadaceae*, estudando a flora, especialmente da América do Norte, modificou profundamente a sistemática do gênero *Asclepias*. Dispondo de copioso material de várias procedências, orientou seus trabalhos no sentido de uma investigação comparativa ampla sôbre vários aspectos (morfológico, anatômico, citológico, ecológico) dos representantes do gênero. Em 1941, pôde, na publicação "North American Asclepiadaceae", subdividir o gênero *Asclepias* em 11 subgêneros. Em 1954, estudando especialmente o gênero *Asclepias*, preferiu distribuir as suas espécies em 9 subgêneros e 9 secções (est. 1).

No presente trabalho, cuidamos de *Asclepias curassavica* L., espécie-tipo, que recebeu do genial LINNAEUS, em 1753, a frase diagnóstica:

"Foliis lanceolatis petiolatis glabris, caule simplici, umbellis erectis solitariis."



Posição de *Asclepias curassavica* L., no gênero.

SINONÍMIA CIENTÍFICA :

Asclepias curassavica L. Sp. Pl. 215. 1753 (T.: Linn. Herb. London, no. 310.19)

Asclepias bicolor Moench, Meth. 717. 1794, ex char.

Asclepias aurantiaca Salisb. Prodr. 150. 1796, nom nud.

Asclepias margaritacea Hoffmgg. ex Roem. & Schult Syst. 6 : 86. 1820, ex char. (T.: Hoffmannsegg s. n.)

Asclepias cubensis Wender, in Bot. Zeit. 1 : 830. 1843, ex char.

Asclepias nivea var. *curassavica* (L.) O. Ktze. Rev. Gen. 1 : 418. 1891

Asclepias curassavica var. *concolor* Kr. & Urb. in Urb. Symb. Ant. 1 : 389. 1899. (T.: Sintennis 3949).

SINONÍMIA VULGAR :

Oficial-da-Sala e Leiteira, em Pernambuco.

Cega-Ôlho, Capitão-de-Sala e Oficial-de-Sala, na Bahia.

Erva-de-Rato, Erva-de-Rato Falsa, Oficial-de-Sala, no Rio de Janeiro.

Cega-Olhos Oficial-de-Sala, Paina-de-Sapo, em São Paulo.

Oficial-de-Sala, no Rio Grande do Sul.

Mata-Rato e Dona Joana, no Ceará.

3 — FITOGRAFIA

Segundo a sistematização proposta por RAUNKIAER e modificada por BRAUN-BLANQUET (1950), *Asclepias curassavica* L. corresponde ao tipo *Phanerophyta herbaceae*.

Plantas anuais, atingindo até 2 metros de altura, com raízes longas, finas e de ponta lisa; *caule* cilíndrico, ligeiramente flexuoso quando jovem, lenhoso na base, simples ou ramificado, glabro nas partes velhas e pubescente nas partes jovens; 3-12 mm de diâmetro; entrenós de dimensões variáveis, atingindo 26 cm de comprimento; nós ligeiramente dilatados. *Fôlhas* opostas, pecioladas, elítico-lanceoladas, ápice acuminado, base aguda ou obtusa; dimensões variáveis, em média de 5-12 cm de comprimento, 2-5 cm de largura; levemente pilosas, notando-se maior número de tricomas ao longo das nervuras; tendendo a membranosas; face inferior verde-pálida; nervura mediana bastante proeminente no lado inferior; nervuras secundárias arqueadas e quase inconspícuas; pecíolos um tanto pilosos e com glândula axilar nas fôlhas jovens, tendo 2-6 mm de comprimento. *Inflorescências* umbeliformes, interpeciolares nos nós superiores do caule, com flôres variando em número de 10-14; pedúnculos pubescentes, 3-6 cm de comprimento; pedicelos bastante delgados, pubescentes 1-2 cm de comprimento; profilos, na base, linear-acuminados, pubescentes com 1,5 cm de comprimento e 0,5 mm de diâmetro; *flôres* relativamente vistosas; os lobos do cálice estreitamente lanceolados, apresentando prefloração quincuncial, tendo 2-3 mm de comprimento; *glândulas*, uma, raramente duas, em cada axila, ovais, de 300-600 *micra* de comprimento; *corola* pentâmera, reflexa, rotada, vermelho vivo, lobos elíticos, 5-10 mm de comprimento, com as extremidades ascendentes; *botões* ovais, acuminados, 4-6 mm de comprimento; *corona* amarelo-vivo, com segmentos aparentemente livres, concrecidos na base até à altura de 2-3 mm, formando expansões laterais cuculiformes, oblongas, acuminadas, 3-5 mm de comprimento, 1,53 mm de diâmetro, face interna ornada por um apêndice corniculado, 4-5 mm de comprimento, curvo sôbre a extremidade distal; *antera* concrecida com os segmentos da corona, basifixa, introrsa, subcilíndrica, 2-3 mm de comprimento, 1,5 - 2,5 mm de largura, contendo cada loja um saco polínico oblongo, de ápice livre; conectivo presente, prolongando-se superiormente em forma de lâmina petalóide que se inclina sôbre o ginostégio; *ginostégio* livre, estipitado, 2-3 mm de comprimento e 1 mm de largura na base; *retináculo* ovóide, percorrido na região média por um sulco linear ou subulado desde a base até próximo do ápice, 443 *micra* de

comprimento, 345 *micra* de diâmetro (na região mais larga); ápice arredondado ou levemente acuminado, base bifurcada; *caudículo* oblíquo, membrana hialina, percorrido por uma faixa cutinizada com o terço inferior nitidamente recurvado para fora, medindo 510 *micra* de comprimento, por 113 *micra* de largura; *Polinia* obovada, discretamente encurvada em direção à face externa, base aguda com ápice arredondado, medindo 938 *micra* de comprimento por 450 *micra* de diâmetro; *estilo* de cor amarela, anguloso na base, dilatando-se do terço inferior em direção ao ápice, apresentando-se quinquelacinulado, cada lacínia alojando um retináculo. *Folículo* reto, sustentado por pedicelo ereto, fusiforme, 6-10 cm de comprimento, 1-1,5 cm de diâmetro, liso, glabro. *Semente* ovóide, pêndula e anátropa, de bordos alados, coroada por longo tufo de pêlos sedosos característicos das plantas anemocóricas; *embrião* provido de albúmen.

4 — MULTIPLICAÇÃO VEGETATIVA

Esta planta propaga-se vegetativamente com grande facilidade. Chama a atenção do coletor o fato, observado em condições naturais, de várias plantas se encontrarem ligadas por meio de ramificações laterais de ramos subterrâneos. É curioso assinalar alguns outros fatos que provavelmente se relacionam com essa observação. Há evidente desproporção entre o elevado número de flores e o insignificante número de frutos presentes na mesma planta. Estes são quase sempre o resultado da fecundação e desenvolvimento de apenas um dos carpelos, sendo muito raro encontrar-se um difolículo. Trabalhando com sementes obtidas após deiscência espontânea do folículo, tentamos os vários recursos usuais na técnica da semeadura e os resultados foram sempre nulos.

O enraizamento de pedaços de caule, seja de partes jovens ou mesmo da base, ocorre facilmente. Estacas mantidas em bécher contendo água potável enraizaram dentro de 8-12 dias, o que foi seguido do desenvolvimento das gêmulas e conseqüente formação de ramos e folhas novos.

5 — DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Do ponto de vista geográfico, este gênero é tipicamente neotropical, encerrando cerca de 180 espécies, das quais 20 ocorrem no Brasil. A procedência original de *Asclepias curassavica* L. é inteiramente conjectural. Foi assim designada por LINNAEUS, que a julgava oriunda de Curaçao.

Aparece nas regiões tropicais e subtropicais das Américas, desde o nível do mar até aproximadamente 2.000 metros de altitude. Encontrase nas Antilhas, México, América Central e América do Sul e, ainda, nos Estados Unidos (sul da Califórnia, Florida, Luisiânia e Texas). Ademais, ocorre extensamente nos trópicos do Velho Mundo. WOODSON (1954) é de opinião que *Asclepias curassavica* L. seja proveniente da América do Sul. Esta espécie é tão difundida e tão familiar que parece de solução difícil a questão de sua procedência.

No Brasil ocorre de norte a sul, sempre como planta ruderal. Tem sido encontrada nos Estados de São Paulo, Rio de Janeiro e Minas Gerais, centros de sua maior concentração (est. II), e particularmente nos solos mais úmidos. Parece uma espécie dotada de grande tolerância e capacidade de utilização dos recursos do ambiente, adaptando-se perfeitamente aos diferentes *habitats*: restingas, campos, orla das matas, capoeiras e, segundo uma observação recente, em campos cerrados de Minas Gerais.



PARTE II

1 — ANATOMIA

Uma sucinta revisão da literatura especializada demonstra que o gênero *Asclepias* foi, desde muito cedo, estudado sob o ponto de vista morfológico. Durante muito tempo a flor foi objeto de constantes estudos. Entre os pioneiros, nesse campo, figuram ADANSON (1763), GLEICHEN (1779) e SPRENGEL (1793). TREVIRANUS, em 1827, descreve as massas polínicas de *Asclepias curassavica* L. Também, em 1833, ROBERT BROWN, dedicando especial interêsse ao processo de fecundação na família *Asclepiadaceae*, investigou, entre outras espécies, o polem de *A. curassavica* L. Com o advento da microscopia surgiram os trabalhos de SCHACHT (1860), seguidos dos de DE BARY (1877), e VAN TIEGHEN (1891). Os dois últimos pesquisadores levaram a efeito, de maneira geral, a prospecção anatômica dos Fanerógamos. Quando se referem ao gênero em questão, algumas vezes o fazem por intermédio de *A. curassavica* L.

SOLEREDER (1908) e METCALFE & CHALK (1950), ao resumirem as informações sôbre a anatomia de *Asclepiadaceae*, citam diversas características do gênero em foco. Assinalamos o estudo outogenético em *Asclepias cornuti* Dec. por STUART GAGER (1902). STARR (1912), investigando a anatomia comparativa de plantas de dunas, encontra significativas observações no mesofilo de *A. syriaca* L. Ainda FRANCKE (1927) mostra a peculiar estrutura da exoderme em várias espécies dêste gênero. Entre as pesquisas anatômicas mais recentes, encontramos as de SAYEEDUD (1940) e WOODSON (1954).

Através do estudo que ora se inicia, esperamos suplementar as informações obtidas e contribuir, de algum modo, para o melhor conhecimento anatômico de *Asclepias curassavica* L.

a) MATERIAL E MÉTODOS

O material utilizado provém de diferentes zonas das cidades de São Paulo e do Rio de Janeiro. Empregamos na fixação das amostras as seguintes misturas: Líquido de Bouin (ácido pícrico — em solução alcoólica saturada), 75 ml; formol, 25 ml; ácido acético glacial, 5 ml, e líquido F. P. A. (formol, 5 ml; ácido propiônico, 5 ml, e álcool a 70%, 90ml).

Os cortes foram efetuados com micrótomo rotativo e de deslize de Spencer, em material incluído na parafina, mediante a técnica usual do

álcool etílico e xilol. A maioria das lâminas foi colorida pela hematoxilina Delafield, combinada ao Fast-Green dissolvido em óleo de cravo, ou por este e safranina. Várias preparações, todavia, foram obtidas com tríplice coloração, usando a hematoxilina previamente aos dois corantes.

Sempre que necessário, usamos material fresco, cortado à mão livre.

O estudo dos diferentes tecidos foi feito, também, com auxílio do vermelho de rutênio em solução aquosa diluída, pois êle cora tôdas as paredes celulares, com exceção dos vasos de lenho, súber, cutícula e fita de Caspary; nesse caso a montagem foi feita, simplesmente, com água.

Identificaram-se: a lignina, pela floroglucina mais ácido clorídrico; o súber, pela solução saturada, em álcool a 70%, de Sudan IV; o látex, pelo mesmo reagente; o amido, pela solução de lugol ou pela luz polarizada; as substâncias pécticas, pelo vermelho de rutênio; os lípides, segundo Mölisch, pela mistura, em partes iguais, de soluções saturadas de hidróxido de potássio e de amônia a 20%, que agindo sobre um corte do material entre a lâmina e lamínula, durante 2-3 dias, em câmara úmida, ocasionou o aparecimento de cristais característicos de sabão.

Para localização das heterósides cardioativas, graças à sugestão dos Drs. Fernando R. Milanez e Walter Mors, utilizamos, com pleno êxito, pela primeira vez, a reação de Raymond em microquímica. As secções, relativamente espessas, foram tratadas por uma gôta da solução de meta-dinitrobenzeno a 1%, em álcool absoluto, sobre a lâmina e, em seguida, depois de recobertas pela lamínula, alcalinizadas ao microscópio, pela adição de uma gôta de solução de hidróxido de sódio a 20%. Imediatamente as heterósides tomam coloração azul intensa, que progressivamente desaparece. Mais adiante, serão aduzidas outras indicações sobre o assunto.

Com o auxílio de micrômetro, realizamos as mensurações dos elementos estruturais de maior importância. Na contagem dos estômatos por mm² utilizamos a câmara clara, traçando com o micrômetro objetivo um quadrado de meio milímetro de lado, e com a mesma combinação ótica foram assinalados os estômatos visíveis no interior do referido quadrado. O resultado de quatro contagens representava o número correspondente a um milímetro quadrado. Os desenhos, na sua totalidade originaís, foram realizados em câmara escura, com auxílio de um prisma de projeção adaptado ao microscópio Leitz-Ortholux, ou em câmara clara modelo Zeiss.

CAULE (Est. III)

EPIDERME — Unisseriada; seu conteúdo vacuolar pertence ao grupo químico dos tanóides, como foi evidenciado pelo cloreto férrico, parede periclínea externa ondeada, com cutícula fina. Os estômatos estão situados ao mesmo nível dos demais elementos epidérmicos (Fig. 1). Nos estádios iniciais de estrutura primária há tricomas unicelulares, raramente multicelulares. Quando atingem seu desenvolvimento máximo, aparecem constituídos por um número variável de células dispostas em fileiras simples. São formações caducas que desaparecem antes do início da estrutura secundária.

CÓRTEX — Células hipodérmicas com conteúdo semelhante àquele da epiderme. A seguir, há um colênquima anguloso, constituído de 2-4 camadas de células, cujos espessamentos são visíveis já nas paredes tangenciais internas da hipoderme; êles o são, aliás, mais acentuadamente nas paredes periclíneas em geral, aproximando-se, por esta razão, o citado colênquima do tipo descrito por CARL MÜLLER (1890) como *Platten-collenchym*.

ENDODERMA — Não foi observado um endoderma morfológicamente diferenciado. Nos estádios mais avançados, entretanto, ocorre uma bainha de parênquima amilífero que ocupa o lugar correspondente ao do endoderma. O amido aí existente foi mais bem evidenciado na microscopia de fase. Em muitos casos é nítido o estroma do plasto em cujo interior destaca-se, por mais refringentes, um ou mais grãos de amido, sendo o último caso, que dá origem aos grãos compostos, muito mais freqüente (Fig. 2). Estudos realizados sobre os aspectos histoquímicos da diferenciação endodérmica sugerem não possuir esta camada significação morfológica especial, sendo o resultado das reações entre as substâncias formadas pelo sistema vascular e o córtex (ESAU, 1953). Assim, a formação de um endoderma, seja com membranas especializadas, ou uma bainha amilífera, ou, ainda, uma camada não estruturalmente distinta na região limitada, deve relacionar-se com a natureza do órgão e com as condições do ambiente (VAN FLEET, 1942, 1950). Segundo VAN FLEET, podemos dizer que, nesse caso, se trata de *células endodermóides*.

ESTELO — Na região pericíclica encontram-se numerosas fibras dispostas em cordões. Inicialmente dotadas de paredes finas pectocelulósicas e com pequeno diâmetro, engrossam-se consideravelmente à medida que se desenvolve a estrutura secundária; suas paredes tornam-se bastante espessas, estratificadas, exibindo camadas concêntricas lignificadas que alternam com outras mais delgadas, pectocelulósicas. São muito longas, não septadas, agrupando-se em 10 a 14 fileiras tangenciais em cada cordão.

Vários autores (BREBNER, 1902; KRUCH, 1889; LÉGER, 1897; ESAU, 1943, 1950) tornaram evidente que a segregação dos diferentes tecidos no corpo da planta resulta de variações na distribuição relativa dos sistemas de tecidos vascular e fundamental. Assim é que tecidos da mesma natureza e origem podem parecer afastados pelo desenvolvimento maior de um grupo de células que, pelas características morfológicas, se assemelham a outro tipo de tecido. No caso de *Asclepias curassavica* L., por exemplo, as iniciais das fibras ocupam a porção periférica externa do procâmbio (Foto 4). Com o desenvolvimento, certo número de células do procâmbio, situadas entre estas iniciais e o floema propriamente dito, adquire caráter de tecido parenquimático. Pelo aumento de volume desse tecido, as fibras se afastam do líber e parecem pertencer ao periciclo.

SISTEMA VASCULAR — Consta de feixes bicolaterais, como é normal nesta família, que se diferenciam progressivamente no seio de um anel procambial. Cada feixe compreende, em geral, diversas fileiras sim-

ples de vasos lenhosos (mais comumente 3 a 5), que alternam com faixas unisseriadas, estreitas, de parênquima. Dêsses elementos, os mais internos pertencem ao protoxilema e ostentam reforços anelados e espiralados; os seguintes, com escultura reticulada e pontuada, integram o metaxilema.

A cada feixe lenhoso corresponde um cordão de liber externo e outro interno. Acompanhando cada tubo crivado há de uma a três células companheiras.

A medula, com células relativamente grandes, de paredes finas, possui nítidos meatos. Há copiosos grãos de amido e gotas lipídicas. Entre essas células, há idioblastos numerosos, contendo volumosa drusa de oxalato de cálcio.

LATICÍFEROS — São encontrados no córtex, na medula e mais abundantemente no tecido floemático.

ESTRUTURA SECUNDÁRIA (Est. III) — A periderme, cujo desenvolvimento é muito reduzido (2 a 3 camadas de felema), apresenta-se muito variável quanto à época e sede do aparecimento do felogênio. Nos estádios mais avançados da estrutura primária, nota-se, em determinados pontos, o seu início a partir de um felogênio subepidérmico, persistindo íntegra a epiderme. Na porção basal dos caules adultos a periderme atinge seu maior desenvolvimento e o felogênio é, às vezes, epidérmico (Foto 2). As células corticais, durante o espessamento secundário do estelo, crescem e se dividem para acompanhar êsse desenvolvimento. Assim é que as vimos, ora alongadas tangencialmente, ora divididas por paredes anticlíneas.

ESTELO — O floema reproduz as características do primário. Nos parênquimas axial e radial vêem-se grãos de amido e gotas lipídicas em abundância, bem como idioblastos cristalíferos (drusas de oxalato de cálcio). (Foto 1).

O lenho que se origina do câmbio interfascicular apresenta-se com menor número de vasos e maior quantidade de fibras que o proveniente do fascicular.

Os vasos porosos dispõem-se geralmente em múltiplos radiais ou irregulares (grupados). Secção freqüentemente angulosa, perfuração quase total em placa predominantemente horizontal; pontuações intervasculares, em geral com 4,5 a 5,5 *micra* de diâmetro em disposição alterna; pontuações parênquimo-vasculares areoladas, maiores que as anteriores (geralmente de 6 a 8 *micra*, às vezes, mais). Pontuações radiovasculares semelhantes às intervasculares, inclusive nas dimensões.

Presença de elementos vasculares estreitos, fibriformes, com pontuações areoladas pouco numerosas nas paredes laterais. (Foto 3).

O parênquima axial que se reconhece facilmente pelo conteúdo (amido e lípidos) é escasso e se dispõe em redor dos vasos, formando uma bainha incompleta.

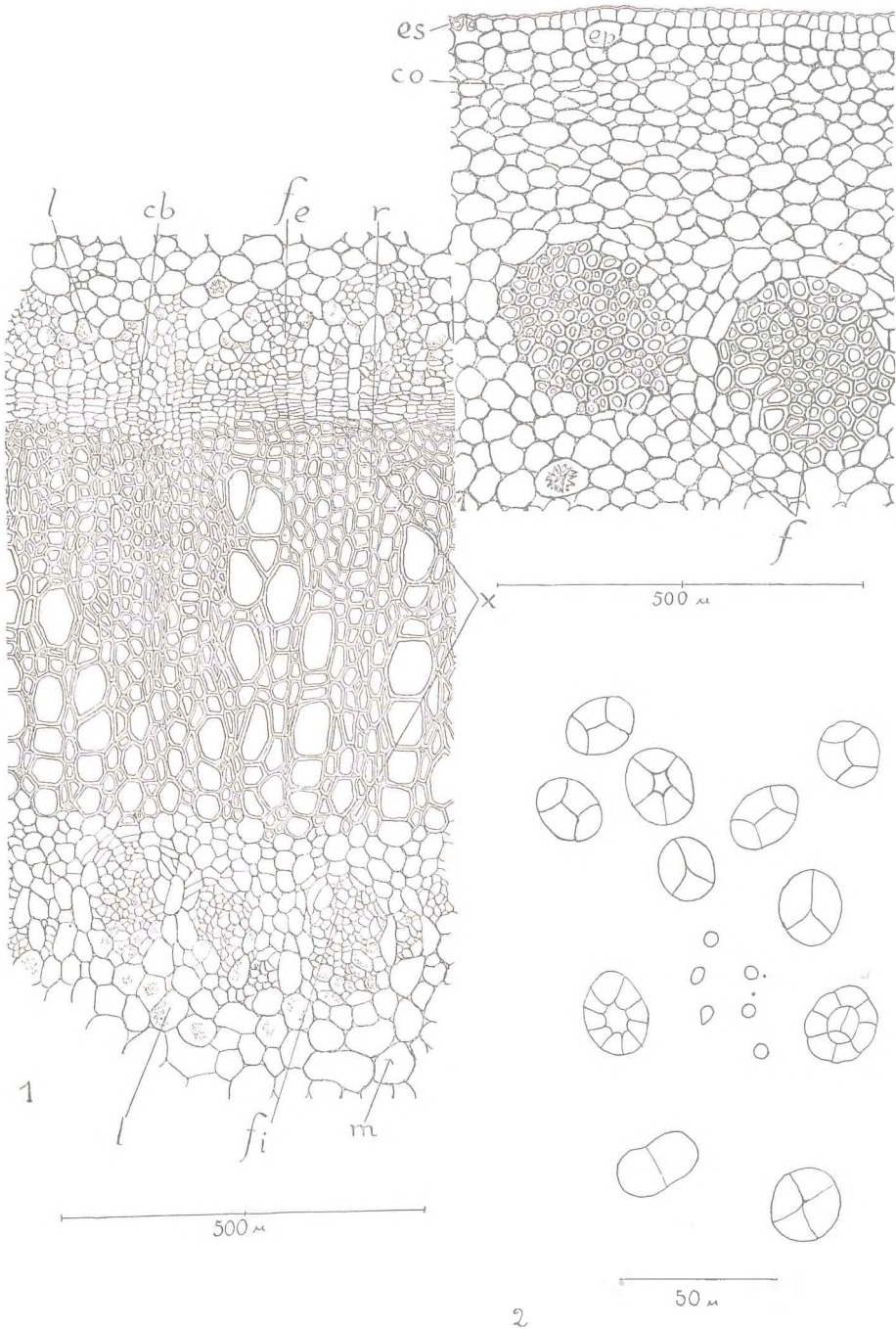


Fig. 1 — Secção transversal do caule com estrutura secundária; Fig. 2 — Grãos de amido, do parênquima caulinar.

Fibras libriformes com paredes delgadas, providas de pontuações simples, circulares ou elípticas, semelhantes às do parênquima. Não há praticamente raios secundários, mas, apenas, primários que continuam a crescer pela ação do câmbio. São quase sempre unisseriados e constituídos de células erectas ou quadradas que encerram grãos de amido e gotas lipídicas.

MENSURAÇÕES

ESTELO - CAULE			
		DIÂMETRO	COMPRIMENTO
FIBRAS PERIVASCULARES	MAIORES	$27,0 \mu \pm 0,2$	$5240,0 \mu \pm 92,2$
	MENORES	$16,0 \mu \pm 0,3$	$1164,0 \mu \pm 122,7$
ELEMENTOS VASCULARES (VASOS)		$54,6 \mu \pm 1,9$ maior diâm.: $80,0 \mu$	$259,6 \mu \pm 18,3$ maior comp.: $460,0 \mu$
FIBRAS DO LENHO		$25,0 \mu \pm 0,2$ maior diâm.: $39,0 \mu$	$390,0 \mu \pm 16,8$ maior comp.: $575,0 \mu$
GRÃOS DE AMIDO (PARÊNQUIMA DO LENHO)		$7,8 \mu \pm 1,8$	—

REAÇÕES MICROQUÍMICAS

TANÓIDES — Encontram-se tais substâncias na maior parte das células epidérmicas e hipodérmicas.

CUTINA E SUBERINA — Aproximadamente um terço da espessura da parede periclínea externa da epiderme mostra-se cutinizada. A deposição de cutina atinge ainda a porção externa das paredes radiais, onde parece haver um acúmulo desse material. Na estrutura secundária, apresentam-se suberizadas as células externas do felogênio e por êste produzidas (felema). A suberização é mais acentuada nas paredes anticlínea e periclínea externa.

LIGNINA — É encontrada em todos os elementos do xilema e nas fibras perivasculares quando atingem seu maior desenvolvimento.

AMIDO — Muito abundante, ocorre no colênquima e no parênquima cortical, nos parênquimas lenhoso e liberiano e no parênquima medular.

Apresenta-se comumente sob a forma de grãos compostos (Fig. 2). Foram evidenciados pela ação da luz polarizada e pelo líquido de lugol (iodeto de potássio, 2 g; iôdo, 1 g; água destilada, 200 ml) — LANGERON, 1949).

OXALATO DE CÁLCIO — Aparece abundantemente no córtex, na feloderme, nos raios floemáticos e na medula. Apresenta-se predominantemente em cristais agrupados — drusas. A natureza química desses cristais ficou comprovada, submetendo-se os cortes a uma solução forte de ácido sulfúrico (MC LEAN AND IVIMEY COOK, 1952). Dissolvem-se os cristais e aparecem agulhas cristalinas de sulfato de cálcio, resultantes da decomposição dupla com o ácido sulfúrico.

HETERÓSIDES CARDENOLÍDICAS — Cortes relativamente espessos foram praticados em material fresco, permanecendo sem qualquer tratamento sobre a lâmina, cerca de 1 a 2 minutos. Em seguida, foram tratados por uma gota de solução de meta-dinitrobenzeno a 1% em álcool absoluto. Recobertas as seções pela lamínula, foram alcalinizadas ao microscópio, pela adição de uma gota de hidróxido de sódio a 20%. Imediatamente diversos pontos das regiões onde se localizam os laticíferos (líber interno e externo, medula e córtex) tomaram intensa coloração azul. Tratamos, também, uma gota do látex exsudado de um caule recém-seccionado, pelo reagente de Raymond e notamos pronta e intensa coloração azul que desapareceu instantes depois. Este fato nos leva a crer que a totalidade das heterósides se encontre no látex.

RAIZ (Est. IV)

ESTRUTURA PRIMÁRIA (Foto 5):

EPIDERME — As células da epiderme, de secção aproximadamente retangular, se mostram íntegras, exibindo paredes anticlíneas e periclíneas de textura compacta, pectocelulósica, fortemente birrefringentes.

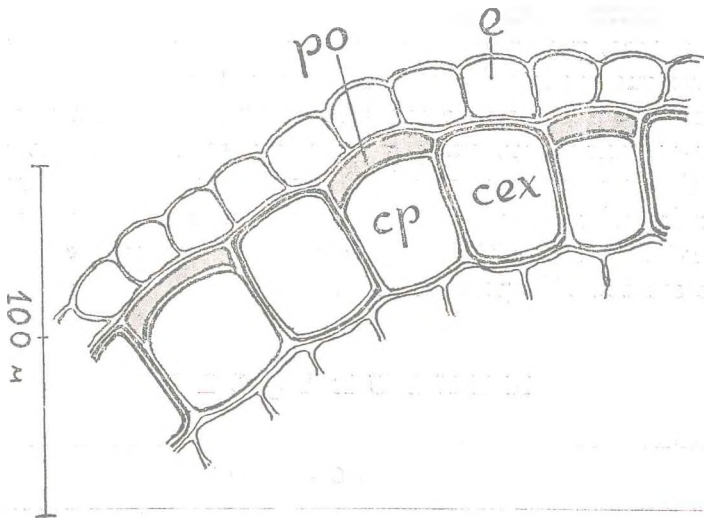
EXODERMA — Muito característica nesta espécie, constitui-se de células cuja secção transversal apresenta comprimento orientado radialmente. A camada suberizada é mais visível na face interna das paredes periclíneas externas. As células de passagem, menores, alternam, frequentemente, com uma célula exodérmica típica e são dotadas de uma estrutura especial que acompanha o contorno das paredes periclíneas externas, lembrando, na sua forma, pequenas almofadas. Estas estruturas se coram intensamente pelo verde-iôdo e se mostram sensíveis à floroglucina clorídrica; não têm ação sobre a luz polarizada, parecendo constituídas de camadas concêntricas de lignocelulose e pectina. Convém assinalar que FRANCKE (1927) consignou a ocorrência de estrutura semelhante, a que denominou de "Polster", em várias *Asclepiadaceae*, inclusive *A. syriaca* L. FRANCKE descreve na organização do "Polster" uma estrutura fina de dis-

posição radial. Não observamos no estudo de *A. curassavica* L. configuração especial nos "Polster" que foram examinados nos cortes de material jovem. Note-se que FRANCKE em condições idênticas também não viu a citada estrutura (Fig. abaixo).

CÓRTEX — Mostra células em ordenação radial e pronunciada disposição concêntrica, deixando espaços intercelulares conspícuos. Há copiosos grãos de amido, simples e compostos.

No endoderma é visível a faixa de Caspary. O periciclo consta de células parenquimatosas, de membranas delgadas.

O sistema vascular ocupa a porção central da raiz sendo, portanto, uma estrutura tipicamente protostélica. É variável o número de pólos do protoxilema. Encontramos raízes di, tri, tetra e pentarcas. Mostram-se mais freqüentes as do tipo triarco. Entre os pólos do protoxilema vêm-se grupos liberianos em diversas fases de diferenciação. Foram encontrados laticíferos no córtex.



ESTRUTURA SECUNDÁRIA — (Est. IV) — A raiz, no seu conjunto, não apresenta câmbio cortical propriamente dito. Quando surge, o felogênio é muito descontínuo e parece de origem subepidérmica. Todavia, verificamos que as células das camadas periféricas mostram, com muita freqüência, suberização das paredes. Ainda mais, os elementos do córtex dividem-se intensamente no sentido periclíneo, sugerindo uma atividade felogênica difusa. Os espaços corticais, inicialmente esquisogênicos, aumentam consideravelmente na estrutura secundária, formando lacunas lisígenas por alteração celular. Acreditamos que a formação de algumas dessas lacunas se relacione com a redissolução do oxalato de cálcio, pois se observa a desintegração de drusas com libertação de fragmentos cristalinos. Os tecidos próximos apresentam-se, em geral, alterados ou mesmo parcialmente destruídos. Julgamos que o ácido oxálico aí libertado seja responsável pela citada alteração. (Foto 6).

Nas lacunas que se formam não nos foi possível assinalar o apareci-

mento da goma que deve resultar da dissolução das membranas, fenômeno descrito por diversos autores (MIKÖSCH, 1906; BORESCH, 1906) em *Amygdalaceae* e *Bromeliaceae*.

Meatos e lacunas são úteis, pelo ar que encerram, aos tecidos da planta em tela cujo *habitat* é freqüentemente úmido em excesso.

Caráter anatômico distintivo da raiz é a ausência, na região pericíclica, das fibras perivasculares assinaladas para o caule.

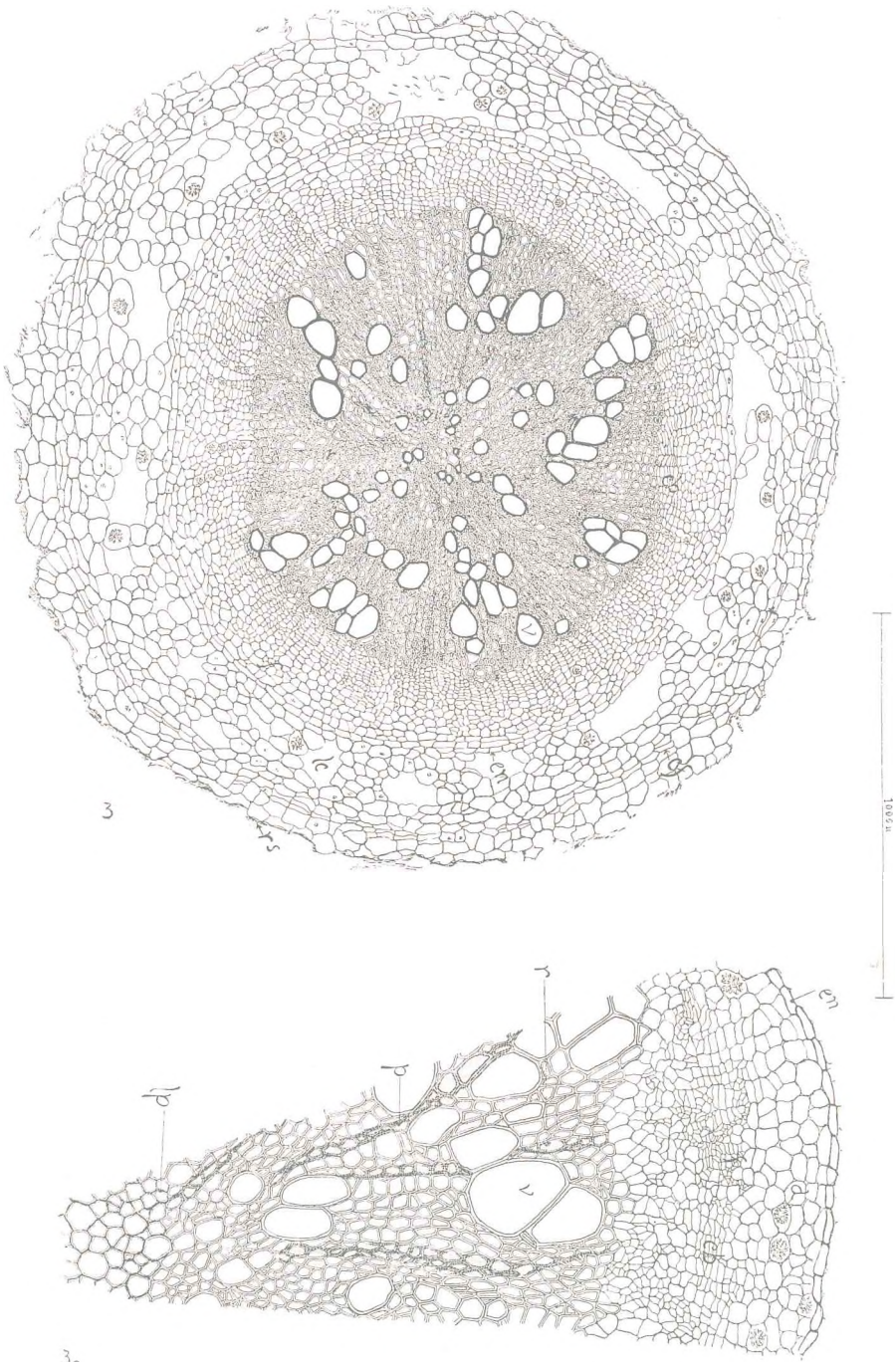
ENDODERMA — Acompanha o espessamento secundário pelo crescimento de suas células que acabam por suberizar de modo quase geral suas paredes.

O líber secundário é pouco desenvolvido. Pelo contrário, o corpo lenhoso apresenta apreciável desenvolvimento e é semelhante, quanto à sua estrutura, ao do caule. DE BARY (1877) já se referia a *A. curassavica* L. assinalando êste fato, pelo qual a mesma se afasta de algumas espécies citadas pelo mesmo autor como exemplos de redução do corpo lenhoso na raiz. A estrutura do lenho secundário assemelha-se à observada no caule. Notamos, apenas, que os vasos das camadas externas podem atingir diâmetros maiores que naquele órgão (até 100 *micrã* de diâmetro máximo).

DE BARY, referindo-se ainda à *A. curassavica* L., nomeia-a, embora com reservas, como uma exceção entre poucas espécies que apresentam descontinuidade no sistema laticífero, isto porque não foi possível ao autor evidenciar laticíferos nas raízes laterais. Podemos afirmar a ocorrência de tubos laticíferos no sistema radicular de *A. curassavica* L. por têmos colorido o seu conteúdo pelo Sudan IV.

M E N S U R A Ç Õ E S

E S T E L O - R A I Z		
	DIAMETRO MÉDIO	MAIOR DIAMETRO
ELEMENTOS VASCULARES (VASOS)	$40,6 \mu \pm 1,2$	100μ
FIBRAS	$20 \mu \pm 0,1$	$2,5 \mu$



3_a
Fig. 3 — Seção transversal da raiz com estrutura secundária; Setor da fig. 3 ampliado.

FÔLHA (Est. V)

PECÍOLO (Fig. 14) — Convexo na face inferior ou abaxial, apresenta na adaxial um sulco nítido, muito perceptível nas secções transversais. De fora para dentro, notamos os estratos que se seguem:

EPIDERME — A cutícula é delgada e algo sinuosa. As células epidérmicas, por sua vez, mostram-se bem uniformes, andando em tórno de 25-30 *micra*, o seu maior diâmetro; secção poligonal arredondada.

HIPODERME — Constituída por uma camada única de células, escassamente distintas das epidérmicas, a não ser pelas membranas periclíneas internas que são atingidas pelos espessamentos colenquimatosos.

COLÊNQUIMA — Constituído de 5-6 estratos de elementos cujas paredes apresentam-se espessadas do modo já descrito para o caule, embora menores do que no referido órgão.

PARÊNQUIMA FUNDAMENTAL — Formado por células mais ou menos esféricas ou poliédricas, em arranjo compacto junto ao colênquima, mostrando espaços intercelulares à medida que se afastam do mesmo.

FEIXES VASCULARES — Imersos no parênquima fundamental se encontram os feixes condutores característicos à família (bicolaterais) e sempre acompanhados de lactíferos que estão intimamente relacionados ao floema; os elementos condutores do lenho constituem pequenas séries de 4-6 elementos de calibre exíguo e se dispõem em conjunto em forma de crescente com a concavidade dirigida para a face adaxial.

CÉLULAS CRISTALÍFERAS — Em diversas células do parênquima fundamental, especialmente nas porções próximo ao liber, surgem pequenas drusas de oxalato de cálcio, que ocasionalmente também podem ser encontradas na hipoderme.

NERVURA CENTRAL — Sua estrutura, levando-se em conta o menor tamanho do órgão, pouco difere do pecíolo. Em secção transversal, exhibe a forma aproximadamente côncavo-convexa (Foto 9).

EPIDERME — Uniestratificada de células isodiamétricas, frequentemente com as paredes periclíneas externas convexas. Observadas nos cortes transversais, mostram essas paredes dentículos que representam as saliências lineares da cutícula ou *estrias epicuticulares*, seccionadas transversalmente, mais aumentados na face abaxial. Sob a epiderme das duas

faces, diferencia-se um colênquima constituído de 4-5 camadas na abaxial e 2 ou 3 na adaxial. As paredes periclíneas internas das epidermes já apresentam espessamentos colenquimáticos. Na face superior (adaxial) o colênquima interrompe o tecido paliçádico. Ao colênquima de uma e outra face, seguem-se algumas camadas compostas de elementos heterodimensionais que são muito mais numerosos e atingem maiores diâmetros na face abaxial. Entre os elementos destas camadas, na vizinhança dos cordões condutores, encontram-se numerosíssimos tubos laticíferos.

FEIXES CONDUTORES — Em nada distintos dos peciolares senão pelo menor número de vasos do xilema.

LIMBO — Quanto à estrutura do mesofilo, as fôlhas são dorsiventrals. Cutícula relativamente espessa, recobre a parede periclínea externa das células epidérmicas. Nada nos revelou de especial, afora os seus bió-citos, ora retangulares, ora mais ou menos arredondados na secção, observando-se na superfície maior desenvolvimento de seus constituintes. Ambos se mostram interrompidos pelas aberturas estomáticas.

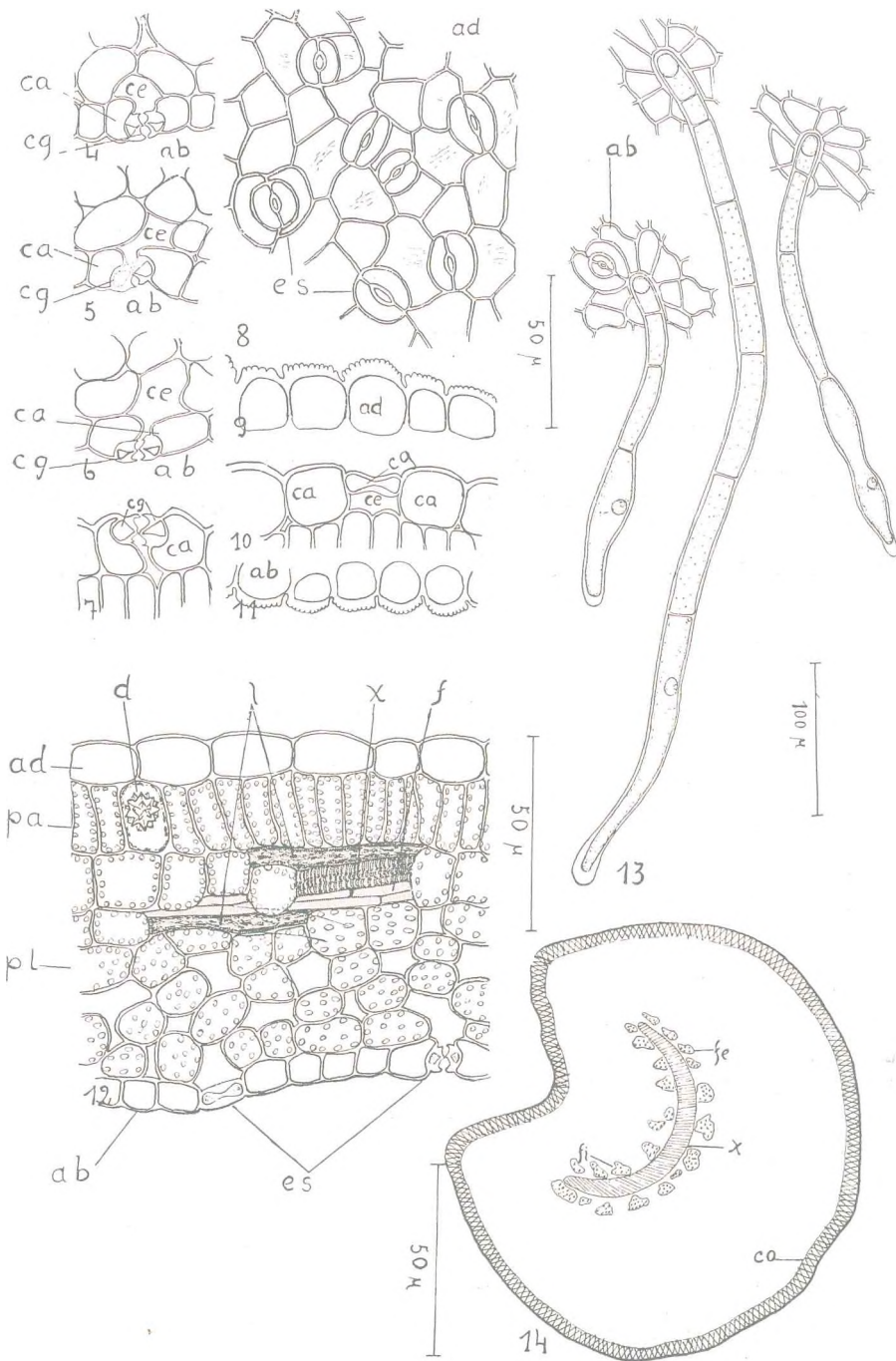
MESOFILO (Fig. 12) — Compreende o clorênquima constituído de uma camada de células paliçádicas e de 3-4 camadas pertencentes ao lacunoso e ainda uma fileira de células quadrangulares coladas ao parênquima paliçádico, de função provavelmente coletora (HABERLANDT, 1928).

O tecido paliçádico apresenta-se interrompido pelas câmaras subestomáticas e por numerosos idioblastos cristalíferos, contendo enormes drusas de oxalato de cálcio. É freqüente ainda a presença dos citados cristais no parênquima lacunoso que é irregular e às vêzes mostra alteração morfológica ligada ao fenômeno de redissolução dos cristais. No mesofilo a desagregação de tecidos é vista também entre as células da paliçada.

Nervuras secundárias ocorrem no meio do mesofilo e estão situadas no limite do paliçádico com o lacunoso, cercadas por uma bainha esclerenquimática condutora. Estão sempre acompanhadas de laticíferos, que não parecem atingir os limites epidérmicos.

Assinalamos, como fato de especial importância, a ocorrência no mesofilo de *A. curassavica* L. de gotas coráveis pelo Sudan IV, solúveis no álcool absoluto, éter, etc., que são observadas nas células clorofiladas, especialmente da paliçada. Tais gotas foram vistas e estudadas por vários autores, entre os quais se destacam A. MEYER (1920) e MÖLISCH (1923) que as atribuíram a complexo de substâncias relacionadas com a fotossíntese.

ESTÔMATOS (Figs. 4-8) — Os estômatos estão presentes nas duas epidermes entretanto com menor freqüência na adaxial, onde se localizam de preferência sobre a nervura principal. Nesta, a câmara subestomática estende-se perpendicularmente à superfície, acompanhando a morfologia das células paliçádicas; na epiderme inferior é pouco profunda e se



Figs. 4,5,6, — Secções transversais do aparelho estomático na face abaxial (4 — próximo à região mediana; 5 — região mediana; 6 — região apical das células guardiãs). Fig. 7 — Secção transversal do aparelho estomático na face adaxial próximo ao ápice das células guardiãs; Fig. 10 — secção longitudinal das células guardiãs, na face adaxial. Fig. 8 — Vista frontal da epiderme adaxial. Fig. 9 — Cutícula da epiderme adaxial ao nível da nervura central. Fig. 11 — Cutícula da epiderme abaxial ao nível da nervura central. Fig. 12 — Secção transversal do mesofilo. Fig. 13 — Pêlos glandulosos na epiderme abaxial. Fig. 14 — Esquema do sistema vascular do pecíolo em secção transversal mediana.

MENSURAÇÕES

F Ó L H A		
	DIÂMETRO	ALTURA
CÉLULAS DA EPIDERME ADAXIAL	$28,6 \mu \pm 1,1$ (vista frontal)	$15,6 \mu \pm 0,2$
CÉLULAS DO PARÊNQUIMA PALIÇÁDICO	—	$37,7 \mu \pm 2,4$
CÉLULAS DA EPIDERME ABAXIAL	$31,2 \mu \pm 2,8$ (vista frontal)	$6,9 \mu \pm 0,2$
CÉLULAS ESTOMÁTICAS	MAIOR	—
	MENOR	
	$19,5 \mu \pm 0,53$	$13,0 \mu \pm 01$
P Ê L O S	COMPRIMENTO	
	MÉDIO	MAIOR
	$300 \mu \pm 0,2$	550μ

F Ó L H A

N.º de estômatos por mm² (ep. abaxial)

BASE	MEIO	ÁPICE
$196 \mu \pm 0,1$	$92 \mu \pm 0,2$	$105 \mu \pm 0,1$

N.º de pêlos por mm² (ep. abaxial)

até 2

desenvolve para os lados. Quando vistos em corte transversal passando pela região mediana das células guardiãs, apresentam o seguinte aspecto: na região do ostíolo e das células anexas não há praticamente reforço. O lúmen é estreito, dilatando-se na região de contacto com as células anexas. Um corte transversal passando pela extremidade das células estomáticas mostra que nessa região o lúmen se dilata, embora as células estomáticas apresentem apreciável reforço para cima e para baixo. Em secção

longitudinal, vê-se que o refôrço se estende por todo o comprimento dêle, exceto na região em contacto com as células anexas. Nos cortes transversais, vê-se, ainda, que as células apresentam, cada uma, duas cristas: uma externa e outra interna, de modo que o ostíolo fica entre dois pequenos átrios, interno e externo, limitados pelos pares das referidas cristas.

EPIDERMES FRONTALMENTE EXAMINADAS — Ambas dotadas de estrias epicuticulares e providas de raros e característicos pêlos.

ABAXIAL (Fotos 7 e 8) — Células de contôrno sinuoso, irregular, bem marcado; estômatos extremamente numerosos. Êstes mostram quase sempre duas células anexas, podendo ser considerados do tipo *rubiáceo* (METCALF e CHALCK, 1950). As células guardiãs são semilunares e limitam um ostíolo lenticular. Estrias conspícuas, com orientação definida, lineares, simples, retas ou de trajeto discretamente sinuoso, se irradiam das células anexas, no sentido perpendicular às linhas de contacto das células guardiãs. Pêlos fortemente cutinizados (Fig. 13), longos, até 10 células de altura, freqüentemente contorcidos. Célula hipotríquica bastante nítida e fortemente cutinizada, de contôrno circular. A célula distal do pêlo se apresenta dilatada, provida ainda de conteúdo vivo que, pelo seu aspecto e presença de substâncias especiais, deve exercer atividade secretora. As células peripodotríquicas estão dispostas em roseta, constituindo uma única série, sendo pelas dimensões e morfológicamente iguais às vizinhas.

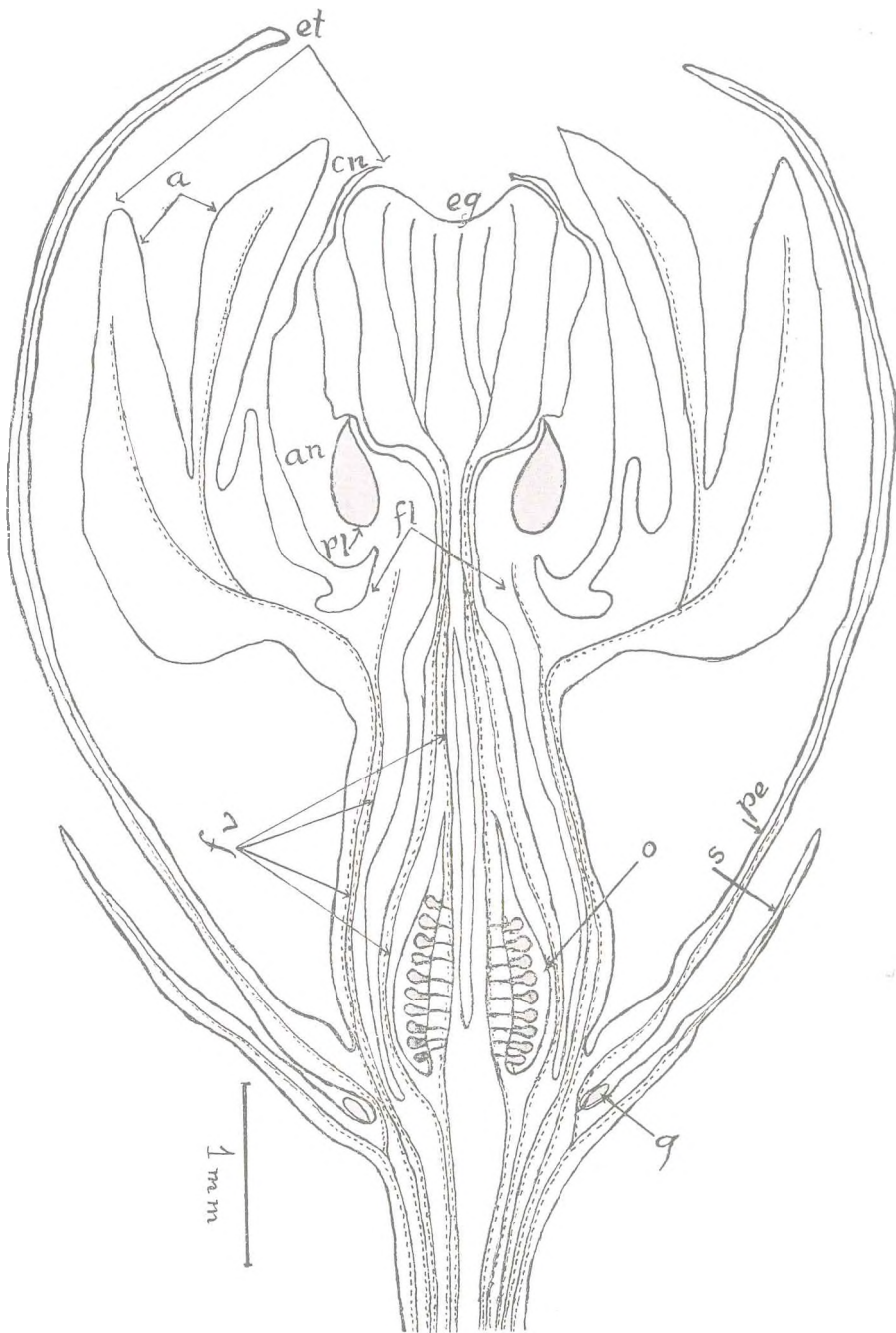
ADAXIAL — Nesta, as células são menos sinuosas, às vêzes se mostram quadrangulares. Os estômatos e pêlos aqui aparecem ao nível das nervuras e apresentam as características já descritas. As estrias epicuticulares, presentes em várias células, embora mais freqüentes nas anexas, são todavia menos nítidas que as da epiderme abaxial.

FLOR (Est. VI)

PEDÚNCULO — A estrutura do pedúnculo é análoga à estrutura primária do caule. A epiderme que é também uniestratificada mostra estômatos, pêlos e exhibe uma lâmina cuticular cujo espessamento, em alguns pontos, penetra entre as paredes anticlíneas, formando pequenos denticulos. O córtex é bem desenvolvido e consta de biócitos predominantemente globulosos, de membranas delgadas que limitam amplos meatos; o colênquima é praticamente inexistente. O endoderma está representado por uma bainha amilífera nitidamente caracterizada. O periciclo não apresenta caracteres dignos de menção, a não ser a quase ausência de fibras. Os feixes condutores são característicos, formando anel contínuo, ressaltando algumas vêzes a largura dos raios medulares.

PEDICELO — Apresenta as mesmas características que o pedúnculo, com a diferença de serem menores e menos numerosos os feixes condutores; os raios medulares que os separam são sempre mais largos.

BRÁCTEA — Em secção transversal, tem a forma aproximadamente

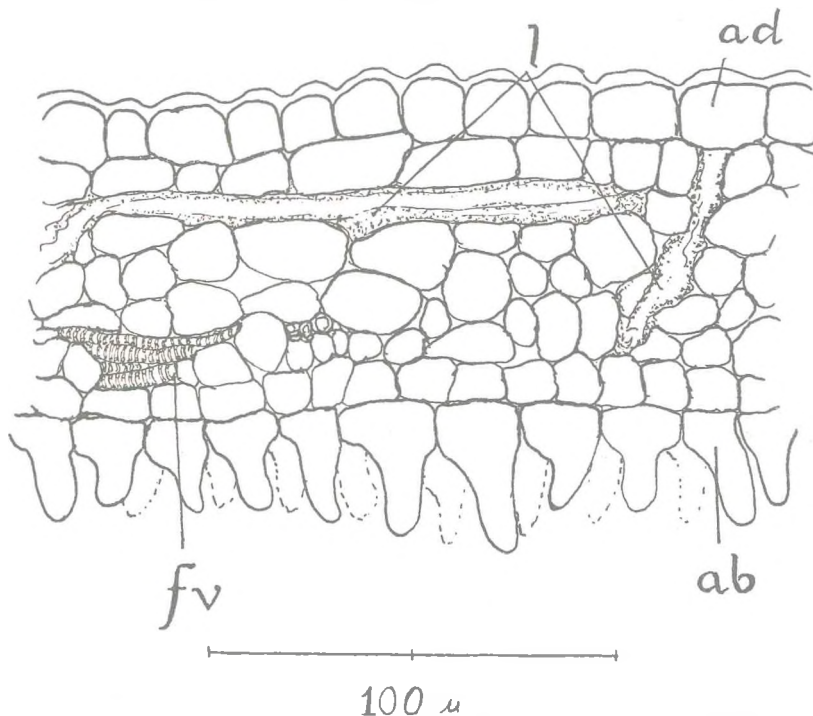


Esquema de um corte longitudinal mediano.

subtriangular. Células epidérmicas, tendendo a isodiamétricas, possuem estômatos e um revestimento cuticular com as mesmas peculiaridades descritas para o pedúnculo. Parênquima homogêneo de biócitos globulosos que em geral não atingem mais de 20-25 *micra* de diâmetro. Elementos condutores dispostos em três pequenos feixes: um central e os outros periféricos, sendo que, às vezes, se nota a subdivisão destes últimos, resultando cinco pequenos feixes.

Cortes transversais, praticados na região mediana do botão floral, mostram as cinco sépalas em situação mais exterior, livres. Interiormente, aparecem as pétalas que se dispõem alternadamente com as primeiras e mais para dentro vêem-se os estames profundamente modificados (corona) exibindo as cinco anteras, marcadamente expandidas, alternas com as pétalas; expansões ou apêndices laterais e a parte superior dos filêtes unidos para formação do tubo que envolve o gineceu. Finalmente, na região central, aparece o estilo livre mostrando uma secção aproximadamente elítica (Fcto 10).

SÉPALA — Nada de especial revela a estrutura da sépala. A camada epidérmica das faces adaxial e abaxial exibe células pequenas, retangulares ou ligeiramente arredondadas. O mesofilo está representado por um parênquima de células irregulares na forma e no tamanho, deixando pequenís-



simos meatos. Este parênquima é percorrido por três pequenos feixes constituídos por finos elementos condutores do lenho e do líber. Mostram maior abundância de cloroplastos na face adaxial. Registramos a ocorrência de glândulas na axila das sépalas.

PÉTALA (Fig. acima) — A epiderme abaxial se mostra, desde a base da pétala, constituída de células cujas paredes anticlíneas são retas

e as periclíneas externas, fortemente convexas, formando papilas. O mesofilo apresenta uma estrutura simples, de células aproximadamente isodiamétricas, frouxamente dispostas em 4-5 camadas. Imerso nesse tecido parenquimático se encontra o sistema vascular, representado, geralmente, por nove feixes e numerosos laticíferos. Êstes freqüentemente alcançam a epiderme e não parecem mostrar associação com os elementos vasculares.

No parênquima fundamental, interessando a base da flor, observamos em cortes longitudinais células hiper cromáticas em intensa divisão, que adquirem capacidade de diferenciação, provàvelmente ligada à formação de novos elementos laticíferos e de vascularização (Foto 16).

ESTAME — Há em cada estame um feixe duplo cujas metades, em contacto pela porção lenhosa, afastam-se entre si na proximidade dos sacos polínicos. Nesse ponto, observa-se marcado desvio do seu trajeto, dirigindo-se a maior parte dos seus componentes para os tecidos dos apêndices externos. O *conectivo* é provido de um poderoso feixe que continua pela expansão laminar: é êle constituído de elementos lenhosos dispostos em arcos, cercados por células floemáticas — feixe bicolateral. A *antera* é provida de tecido parenquimatoso homogêneo, com as mesmas características referidas. O estudo da antera, em fase de desenvolvimento mostrada em corte longitudinal, na foto 14, deixa perceber a diferenciação do tecido parenquimático que está em contacto com o lóculo. Este é revestido internamente pelo tecido do tapête, fortemente cromático, rico em lípides. Na mencionada foto 14, vê-se o saco polínico, de forma ovóide, com o ápice dirigido para cima, apontado para a região onde se dará a rutura da antera. No seu interior, estão as células-mães dos grãos de pólen. Nota-se ainda a expansão laminar do conectivo, repousando na face distal do estigma, constituindo-se de um parênquima comum à antera com as características já descritas. Neste parênquima aparecem drusas de oxalato de cálcio. A antera em estado de maturação, vista em corte transversal, mostra os dois lóculos de secção apriximadamente elítica; os grandes eixos dessas elipses em uma antera formam entre si um ângulo sensivelmente igual a 90° (Foto nº 10). Apesar de já constituídas as tétrades e do início de cutinização do exosporio, ainda permanece muito nítido o tapête.

GINECEU — Está representado por um ovário súpero, constituído de dois carpelos independentes (gineceu apocárpico); os *estilos* se unem e terminam no tecido estigmático fortemente desenvolvido. A epiderme externa do ovário é representada por uma camada de células estreitas e a ela se segue uma região parenquimatosa, onde se dispõem 8-10 séries concêntricas de feixes vasculares. Os *carpelo*s mostram placentação laminar, desenvolvendo-se os óvulos na superfície interna (ventral), a pequena distância dos bordos. Êsses são anátropos, de funículo curto. O suprimento vascular do óvulo é representado por feixes que provêm da placenta. A estrutura do óvulo tem sido repetidamente estudada por diversos autores, o mesmo acontecendo com o seu desenvolvimento, nas diversas fases que constituem a macroesporogênese, razão por que não constitui objeto de nossos estudos presentes. O *estilo* é composto, e em secção transversal

exibe um contôrno elítico, mostrando dois fortes cordões líbero-lenhosos colaterais. Entre êstes, é freqüente encontrarem-se pequenos feixes liberianos. Seus tecidos restantes são cercados por epiderme simples. *Estigma* — um corte transversal próximo à sua extremidade mostra um contôrno de significativa peculiaridade estrutural e fisiológica. A foto 13 mostra três dos cinco lobos estigmáticos. Cada um dêsses lobos apresenta uma profunda depressão, onde se aloja o *retináculo* (Fotos 11 e 12). A protoderme dos referidos lobos se diferencia em epiderme glandular com células ricas em protoplasma. Esta epiderme excreta substâncias especiais responsáveis pela formação do retináculo. Na mesma foto 13 vêem-se, na região central do estigma, numerosos e pequenos feixes líbero-lenhosos, dispostos em anel. É possível observar em cortes seriados a transição estrutural: os dois feixes volumosos do estilo vão perdendo progressivamente seu volume, enquanto outros menores se dispõem entre êles. Observam-se drusas esparsas no tecido parenquimático do estigma.

FRUTO (Foto 17)

PERICARPO — Do ponto de vista estrutural, distinguem-se no pericarpo as regiões seguintes: epiderme externa, parênquima fundamental e epiderme interna.

Epiderme — As células epidérmicas encerram, na sua maioria, substâncias tanóides no suco vacuolar, postas em relêvo pelos sais férricos. Mostram secção retangular e nítida cutícula dotada de estômatos.

Parênquima fundamental — Consta de células que aproximadamente, na porção externa da espessura do pericarpo, são bem menores do que na metade interna. Nesta região, êsse parênquima apresenta grandes lacunas cuja origem está provàvelmente associada com a dissolução de drusas de oxalato de cálcio que ainda são visíveis, ou pelo menos seus fragmentos, nos limites das citadas lacunas, e conseqüente formação de goma. Encontram-se numerosos grãos de amido no parênquima em causa.

Feixes vasculares — Aproximadamente no limite entre as regiões externa e interna do parênquima, há numerosos feixes bicolaterais; alguns dêles, menores, mostram acentuada tendência para o tipo concêntrico anficrival. Próximo à epiderme interna, há uma segunda série de feixes muito menores, que parecem exclusivamente constituídos de elementos liberianos.

Epiderme interna — Unisseriada, como a externa, e de espessura muito menor que a daquela, porque suas células se estreitam consideravelmente em direção tangencial, transformando-se em finas placas.

Na foto 17 percebe-se a região onde se deve ter efetuado a fusão dos bordos carpelares, pela presença de uma pequena reentrância à qual corresponde uma série de elementos muito pequenos, dispostos em direção à placenta. É provàvelmente por aí que se efetua a deiscência.

SEMENTE (Est. VII)

As sementes, leves, plano-convexas, elípticas, de bordos alados, percorridas longitudinalmente, na face plana, a princípio por um cordão de feixes que em seguida se separam e continuam seu trajeto sensivelmente paralelos entre si, possuem um tufo de pêlos longos e sedosos que lhes favorece a translação aérea, considerado por HABERLANDT como um dos exemplos típicos de tecidos motores (movimentos passivos). NETOLITZKY assegura que êles se desenvolvem a partir das células vilosas das margens da micrópila. Constituem-se de embrião, endosperma e um envoltório (tegumento) de cor marrom-escuro, representado por um tecido pouco esclerosado.

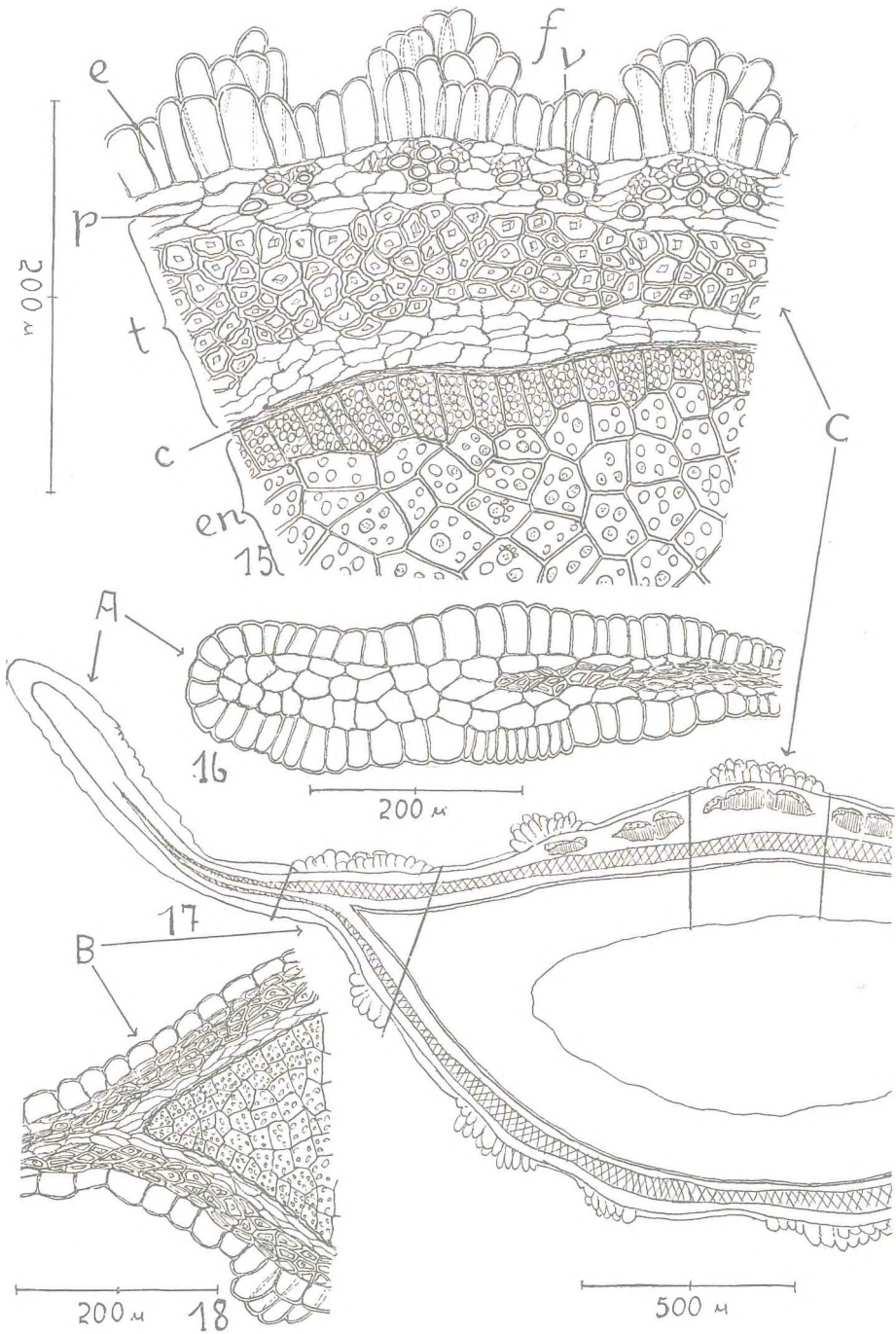
O estudo do tegumento em material fixado e incluído na parafina pouco esclarece sobre a constituição anatômica deste tecido. A fim de ser adequadamente estudado, as sementes foram postas em solução hipotônica durante 10 a 15 minutos e, em seguida, praticou-se o corte à mão livre.

As secções transversais medianas da semente revelaram para o tegumento, além do revestimento epidérmico, três regiões: externa, média e interna.

A epiderme se mostra constituída por dois tipos de células: predominam as regulares, tanto na secção quanto nas dimensões; o segundo tipo é representado por biócitos dispostos em pequenos grupos que atingem maior desenvolvimento em altura, prolongando-se para a face livre, lembrando tufo de pêlos que apenas se esboçam (Fig. 15). As paredes anticlíneas mostram maior espessamento pectocelulósico. Os biócitos, em forma de pêlo, exibem enorme vacúolo e paredes periclíneas externas bem reforçadas, pectocelulósicas. Estas células, em vista frontal, mostram o seu arranjo em tufos desordenados na epiderme, conferindo à semente um aspecto granuloso (Foto 15). As paredes periclíneas externas das células de ambos os tipos estão recobertas por nítida cutícula.

A região externa é constituída de estreita faixa, 3-5 estratos de células de secção regular, mais ou menos retilíneas, entre as quais se situam os elementos dos feixes vasculares. Êstes se mostram muito reduzidos e constam de pequenas células condutoras lenhosas, em número de 2-3, e escassos condutos liberianos, que acompanham a face plana da semente, extinguindo-se nas proximidades dos bordos alados. As ramificações percorrem o tegumento em tôdas as direções. Essa região externa existe apenas em função dos elementos vasculares.

A região média compõe-se de um número variável de estratos de células esferoidais ou poliédricas, dotados de paredes espessas. Fato digno de nota é a abundância de pequenos cristais poliédricos de oxalato de cálcio nesta região, postos em realce pela ação da luz polarizada. Esta observação pode ser cotejada com a de NETOLITZKY sobre a ocorrência de camada cristalífera (areia cristalina) na semente de *Morrenia*. Esta região esclerosada que está fortemente impregnada de substância corante parda, por suas dimensões abrange quase toda a extensão do tegumento, faltando apenas na metade externa da expansão alada.



Semente vista em secção transversal mediana. Fig. 17 — Corte esquemático; Fig. 15, Fig. 16 e Fig. 18 — Representações dos setores assinalados no esquema, respectivamente, com C, A e B.

A região interna é caracterizada pela considerável distensão que sofrem suas células, aparecendo comprimidas e reduzidas. Variável é o número de estratos que integram esta região. Suas membranas coraram intensamente pelo vermelho de rutênio, confirmando sua natureza pectocelulósica. Segue-se a cutícula interna evidenciada pelo Sudan IV e referida por NETOLITZKY como de ocorrência ocasional na família *Asclepiadaceae*.

Bordos alados. — Como já foi referido, a região esclerosada penetra cêrca de metade da estrutura dos bordos, seguindo-se um reduzido parênquima integrado por três estratos de biócitos aproximadamente globosos. As epidermes mostram-se constituídas de células retangulares na secção, exibindo maior comprimento nas paredes anticlíneas. Estas são fortemente birrefringentes, dotadas de nítido espessamento pectocelulósico (Fig. 16).

Endoderma — É rico em reservas protéicas (aleurona) e lipídicas.

Embrião — O embrião retilíneo, de cotilédones foliáceos, mede cêrca de 2,5 milímetros de comprimento, dos quais pouco menos que a metade corresponde ao hipocótilo. Êle se dispõe paralelamente ao grande eixo da semente elítica e de tal modo que os cotilédones são, por sua vez, paralelos às faces plana e convexa da mesma. Em corte mediano, foto 18, percebe-se que o epicótilo é praticamente nulo e representado pelo meristema apical alojado entre as bases côncavas dos cotilédones. Os elementos vasculares não estão diferenciados, nem mesmo na base dos cotilédones, embora os laticíferos já constituam um sistema bem elaborado do qual trataremos adiante.

M E N S U R A Ç Õ E S

S E M E N T E	
EPIDERME (PAREDES ANTICLÍNEAS)	
CÉLULAS PAPILOSAS	60,2 μ \pm 4,2
CÉLULAS DOS BORDOS	36,4 μ \pm 2,4
CÉLULAS COMUNS	24,7 μ \pm 1,07

b) TUBOS LATICÍFEROS

Os tubos laticíferos de *Asclepias curassavica* L. estão classificados, sem discrepância, entre os não articulados ou contínuos. Ainda é controvertida a literatura sobre a anatomia e a ontogênese dos tubos contínuos de látex.

DAVID (1872) descreve e classifica os principais tipos de laticíferos, expondo os primeiros fundamentos da teoria, posteriormente consolidada, da formação dos tubos contínuos, segundo a qual cada tubo é uma célula precocemente originada do alongamento de uma inicial, embrionária, que se ramifica e se introduz entre os elementos circundantes. Entretanto, UNGER (1840) e DIPPEL (1865) já haviam lançado o germen da teoria das fusões celulares como explicação da estrutura e formação dos laticíferos. DE BARY (1877), fazendo uma revisão do esquema ontogenético dos laticíferos e baseado nas pesquisas de SCHMALHAUSEN, realizadas no seu próprio laboratório, aceita a asserção de DAVID e rejeita o processo de fusão celular proposto por DIPPEL para os tubos não articulados. No ano seguinte, SCHMALHAUSEN publicou o seu trabalho cujas conclusões reforçaram as bases da doutrina ontogenética adotada ainda hoje, embora suas observações muito divergissem das de DAVID. A partir desta época, surge a importante contribuição de CHAUVEAUD (1891), que acrescenta informações sobre a embriogênese do sistema laticífero nas *Euphorbiaceae*, *Urticaceae*, *Apocynaceae* e *Asclepiadaceae*, e, modernamente, a de SCHAFFSTEIN (1932) cujas conclusões confirmam os dados de SCHMALHAUSEN. SPERLICH (1939) em sua "mise au point" acrescenta informações mais recentes com os atuais recursos técnicos, entretanto, não esclarece seu ponto de vista sobre o processo ontogenético. BLASER (1945), estudando os laticíferos de *Cryptostegia grandiflora* (ROXB) R. BR., adota o ponto de vista clássico sem emprestar maior ênfase à concepção de SCHMALHAUSEN. MILANEZ (1952, 1952, 1954, 1956), através de uma série de trabalhos, demonstra com argumentos irrefutáveis a origem simplástica dos tubos contínuos de látex, restaurando assim a teoria das fusões celulares, apresentada por UNGER e DIPPEL. A realidade dessas fusões, que tem sido o principal escopo das observações de MILANEZ, foi recentemente negada por MAHLBERG (1959, a e b). No primeiro trabalho, descreve mitoses observadas nos laticíferos nas proximidades do meristema terminal de *Nerium oleander* L. e procura com essa observação destruir o conceito de núcleos pioneiros e adventícios (MILANEZ, 1952) e concluir, em seguida, pela não validade das fusões celulares. No segundo, relata os resultados

obtidos na cultura de embriões de *Euphorbia marginata* PURSH, e, entre outras conclusões interessantes, afirma que o sistema laticífero se comporta como um organismo parasita, tentando dar realidade ao que fôra para SCHMALHAUSEN uma simples analogia.

Neste trabalho tivemos a oportunidade de registrar fatos inequívocos do processo de fusão de protoplastos ao lado da ocorrência de mitoses nos tubos laticíferos do embrião de *Asclepias curassavica* L.

MATERIAL E MÉTODOS

Usaram-se no presente trabalho sementes maduras colhidas em exemplares de *A. curassavica* L., logo após a deiscência do fruto. Depois de imersas por 24 horas, em solução nutritiva hipotônica, algumas foram fixadas diretamente, ao passo que das outras retiraram-se, sob binocular, os embriões que foram então fixados. Empregaram-se os seguintes fixadores: RÉGAUD (Sol. aquosa de bicromato de potássio, 3% — 4 p.; formol neutralizado com carbonato de magnésio — 1 p.) e BENDA (Sol. aquosa de tetróxido de ósmio, 2% — 1 p.; sol. aquosa de ácido crômico 1% — 4 p.; ácido acético glacial — 1 gôta para 20 ml). A mistura de BENDA foi quase exclusivamente empregada. As extremidades muito jovens do caule, em crescimento ativo, foram colocadas nos líquidos acima mencionados e, duas horas depois, fendidas longitudinalmente, em plano mediano, no próprio fixador. A desidratação e impregnação em parafina se fizeram pela técnica usual: série alcoólica ascendente (álcool etílico); mistura de álcool absoluto e xilol; xilol; xilol-parafina e parafina pura, em estufa. Os cortes com 5 *micra* e 8 *micra* efetuados em micrótomo rotativo de SPENCER foram colados às lâminas e submetidos ao tratamento comum, incluindo a mistura de álcool-água oxigenada, entre os álcoois 70 e 30, para clarear os cortes escurecidos pela redução do tetróxido de ósmio; no caso do fixador de RÉGAUD, o material foi submetido a post-cromatização, por uma semana. As preparações claras e hidratadas receberam cões pela hematoxilina férrica, combinada à safranina e Fast-green.

OBSERVAÇÕES

EMBRIÃO — Nas sementes maduras de *Asclepias curassavica* L. o sistema laticífero do embrião está bem desenvolvido, em contraste com os elementos vasculares ainda não diferenciados. Podemos esquematizar o citado sistema, do seguinte modo:

tubos procambiais
tubos corticais
tubos cotiledonários
tubos nodais (plexo nodal).

TUBOS PROCAMBAIS — Assim chamados por se situarem no limite do procâmbio, são os mais constantes e de calibre mais uniforme do

hipocótilo. Correspondem aos chamados “tubos básicos” de BLASER (1945) e foi no seu protoplasto que observamos as mitoses representadas nas fotos 19 e 20. Como é fácil verificar, as divisões são mais ou menos sincrônicas e se assemelham por isso às descritas por TREUB (1879, 1880) nos laticíferos de *Urtica dioica* L. Outros autores representaram mitoses em laticíferos de *Euphorbia* spp. (BUSCALIONI, 1898; NEMEC, 1910), embora sem o caráter de sincronismo. Recentemente, MAHLBERG estudou a cariocinese no interior de laticíferos da região meristemática do caule de *Nerium oleander* L. Julgamos, porém, que a presente observação é a primeira a ser realizada no embrião que, como já foi declarado, permanecera durante 24 horas em solução nutritiva hipotônica.

Os tubos procambiais prolongam-se pela radícula e pela extremidade oposta atingem o plano de inserção dos cotilédones, onde freqüentemente se bifurcam em ramo cotiledonário e ramo nodal (Foto 21). Nas secções transversais, logo abaixo do plexo nodal (Foto 22), êsses tubos são perfeitamente visíveis em tórno do anel do procâmbio. Na foto referida percebe-se que o corte é ligeiramente oblíquo e, pela porção situada à direita, já atingiu o plexo, mostrando do mesmo alguns tubos.

TUBOS CORTICAIS — Certamente ulteriores aos procambiais, apresentam-se com calibre e disposição bastante variáveis. Junto do plexo (Foto 21), são pouco numerosos; à medida, porém, que os procambiais percorrem o hipocótilo, vão dando origem a vários dêsses tubos. Por serem mais recentes, são os que melhor se prestam ao estudo de formação dos laticíferos. Na foto 29 é visível estreito ramo cortical cuja origem se deve manifestamente à fusão de segmentos celulares. Na já mencionada foto 19, está assinalado outro tubo cortical, de formação análoga. Como os anteriores, atingem também a radícula, onde penetram, às vêzes, logo após sua origem, a partir dos procambiais.

TUBOS COTILEDONÁRIOS — Oriundos do plexo, parecem, em alguns casos, simples ramos dos procambiais (Foto 21). Êsses tubos grossos na base dos cotilédones dispõem-se em ambas as faces do feixe procambial. À medida que penetram nesses órgãos, vão emitindo ramificações, as mais finas das quais terminam sob a epiderme. O processo de formação dêsses tubos segue as mesmas linhas gerais que no hipocótilo: os mais grossos provêm da fusão de protoplastos e os mais finos, da união de simples segmentos celulares.

TUBOS NODAIS — São os que constituem o plexo laticífero no plano de inserção dos cotilédones. Na foto 21, alguns dêsses tubos parecem, como já foi dito, ramificações dos procambiais; é patente aqui que os tubos se dispõem em vários níveis. A foto 22 mostra, na sua porção direita, alguns tubos nodais, inclusive os que penetram no parênquima fundamental da medula. Em vários dêsses tubos percebem-se os limites dos protoplastos que se fusionaram para lhes dar origem.

EXTREMIDADES DO CAULE — Os laticíferos do caule podem ser classificados em procambiais, corticais, medulares e nodais. Na foto 23 percebem-se o cone meristemático terminal e os primórdios foliares que o cercam. Para baixo distinguem-se o procâmbio e os meristemas fundamentais, cortical e medular. No meristema fundamental da medula, ao nível da inserção das fôlhas, as células muito menores e aproximadamente isodiamétricas se dispõem em placas fáceis de caracterizar, em cujo seio irão constituir-se os elementos laticíferos do plexo.

TUBOS PROCAMBIAIS — Acompanham, como no embrião, a face externa dos cordões procambiais.

TUBOS CORTICAIS — Constituem-se, semelhantemente aos do embrião, pelo fusonamento de segmentos de protoplastos (Foto 28).

TUBOS MEDULARES — Ausentes no embrião, aparecem êsses tubos no epicótilo em desenvolvimento, conjugando-se com a atividade das já referidas placas do meristema nodal. A foto 23 mostra um desses tubos em relação com a placa do nó anterior e cuja extremidade está na base do promeristema. O mesmo fato é mais bem observado na foto 24, com maior aumento: as células assinaladas da base do meristema estão sendo incorporadas pelo mencionado tubo. Na foto 26 observam-se numerosos tubos medulares que em geral se interrompem ao nível da placa meristemática do nó; nesta, ao contrário do que foi visto na foto anterior, já se nota o início da diferenciação das células que irão dar origem ao plexo laticífero correspondente. A formação desses tubos medulares também depende em muitos casos, como os que são vistos na foto 30, de fusão de segmentos protoplasmáticos. Nos tubos mais velhos da medula, observam-se com facilidade alterações e fusões nucleares (Foto 31).

Os *tubos nodais* do caule originam-se, ao menos em parte, da diferenciação das células da placa meristemática do nó. A foto 27 reproduz, em maior aumento, o que já foi referido na foto 26 e deixa ver com minúcias as fases preparatórias da diferenciação dos laticíferos. Êstes, além de se comunicarem com os medulares axiais, também se ligam através das lacunas foliares com os das fôlhas.

Na extremidade do caule observam-se também os primórdios foliares e algumas fases de formação de seus laticíferos. Na foto 23 vê-se assinalado um grosso laticífero na base do primórdio foliar; sua extremidade inferior está em ligação com a placa de meristema nodal correspondente. Aspecto muito expressivo é o colhido pela foto 25 na base de um primórdio foliar. O laticífero, que se bifurca em direção oposta à que seria de esperar, é constituído visivelmente de protoplastos cujos limites ainda se percebem. Seus ramos descendentes, ainda em formação, compreendem segmentos de protoplastos, alguns apenas esboçados em processo de fusão.

DISCUSSÃO

Na descrição anatômica foram apreciadas, oportunamente, as estruturas que se mostraram de formação e aspecto peculiares. Ficando êsses fatos bem esclarecidos e não encontrando divergências na sua natureza, limitamos a discussão ao estudo dos laticíferos contínuos, até o presente tão controvertido.

De modo geral, o crescimento do sistema laticífero do embrião de *Asclepias curassavica* L. resulta de sucessivas fusões de protoplastos ou de seus segmentos. Acreditamos que êsse modo de formação se aplique também à origem dos tubos (fato comprovado por MILANEZ e MONTEIRO NETO — 1956) no embrião de *Euphorbia pulcherrima* WILLD. Ao lado de tais evidências podemos registrar mitoses em tubos laticíferos diferenciados, o que parece ter sido feito por nós, pela primeira vez, no embrião. MAHLBERG (1959) tentou desacreditar a origem simplástica dos tubos contínuos de látex, por ter observado mitoses nos laticíferos no meristema apical do caule de *Nerium oleander* L. Tais observações isoladas não poderiam explicar a complexidade do processo ontogenético.

Através dos fatos aqui comprovados, podemos afirmar que a presença de mitoses nos tubos de látex embrionários de nenhum modo interfere no conceito multicelular dos tubos laticíferos contínuos e seu crescimento por fusões sucessivas.

Acreditamos, assim, haver pôsto em evidência no sistema laticífero embrionário de *Asclepias curassavica* L. aspectos morfológicos que foram invocados pelos defensores das duas teorias antagônicas sôbre a natureza e o modo de crescimento dos tubos contínuos de látex — *unicelular* e *multicelular* — o que parece indicar a possibilidade de certa harmonização entre ambas, mediante uma nova concepção.

No que concerne aos laticíferos do caule, as observações são fecundas para o esclarecimento do processo de crescimento dos referidos tubos. Cotejando os dados encontrados com aquêles de MILANEZ (1952) para *Euphorbia phosphorea* MART., encontramos plena concordância: os laticíferos jovens não penetram o meristema terminal, mas crescem pela incorporação de novas células na base dêsse meristema (Foto 24).

Para comprovação da mesma teoria das fusões celulares, é de máxima importância o desenvolvimento dos laticíferos nodais, por nós verificado, à custa de células meristemáticas da medula (Foto 27).

CONCLUSÕES

No estudo anatômico de *Asclepias curassavica* L. assinalamos as características estruturais seguintes, como dignas de menção especial:

- CAULE — a) fibras dispostas em cordões na região pericíclica, de origem floemática;
- b) periderme pouco desenvolvida, originando-se ora na epiderme, ora na subepiderme;
- c) gotas lipídicas abundantes nas células parenquimatosas.
- RAIZ — a) células de passagem especiais dotadas de “Polster”, na exoderme;
- b) lacunas lisígenas relacionadas, provavelmente, com a redissolução do oxalato de cálcio;
- c) felogênio descontínuo e difuso, principalmente subepidérmico.
- FÔLHA — a) pêlos glandulosos peculiares;
- b) estrias epicuticulares de disposição característica;
- c) substância denominada “mesekret” ou “mesosekret” por A. Meyer, nas células fotossintéticas;
- d) idioblastos cristalíferos contendo drusas de oxalato de cálcio;
- e) alterações morfológicas nos tecidos do mesofilo, ligadas, possivelmente, ao fenômeno da redissolução dos cristais de oxalato de cálcio.
- FLOR — a) formação do retináculo graças à atividade das células glandulosas da protoderme do estigma;

- b) diferenciação de células do parênquima fundamental (medular) no eixo floral, em elementos laticíferos e condutores;
- c) sistema vascular representado por grande número de feixes libero-lenhosos; feixes bicolaterais no tecido estigmático.

FRUTO E SEMENTE — É pouco conhecida a estrutura anatômica do fruto e semente no gênero *Asclepias*. Acreditamos que, pela primeira vez, damos conhecimento do aspecto anatômico dos referidos órgãos em *Asclepias curassavica* L. São, portanto, dignas de realce tôdas as informações esboçadas no texto do presente trabalho.

TUBOS LATICÍFEROS:

- a) tubos contínuos ou não articulados;
- b) presença de fusões celulares ou de segmentos de protoplastos, na formação e crescimento dos tubos;
- c) ocorrência de mitoses em tubos diferenciados, no embrião, mais ou menos sincronizadas;
- d) localização quase exclusiva das heterósides cardioativas nos tubos de látex;
- e) formação de tubos laticíferos medulares, em parte, pela diferenciação de células no meristema nodal (placa nodal) no caule.

B I B L I O G R A F I A

- 1) Adanson. 1763. Trans. Linn. Soc. vol. XVI, p. 685-1833, Miscellaneous Works of R. Brown, vol. I, p. 487, Roy. Soc. London, 1866 (Citado de Gager, Annals of Botany, 16: 123, 1902).
- 2) Araújo, Paulo Agostinho de Matos. 1950. Contribuição ao conhecimento da família *Asclepiadaceae* no Brasil. *Rodriguésia*, n. 25: 7-221.
- 3) Baillon, H. 1891. Histoire des Plantes. Tome 10: 221. Paris.
- 4) Bary, A. de. 1877. Vergleichende Anatomie der Vegetationsorgane der Phanerogamen und Farne. 203, 447, 454, 532. Leipzig.
- 5) Blaser, H. Weston, 1945. Anatomy of *Cryptostegia grandiflora* with special reference to the latex system. *American Journal of Botany*, 32 (3): 135-141.
- 6) Boresch, K. U. 1906. Gummifluss bei *Bromeliaceen*, Sitzb. Akad. Wien, 113, S. 1033 (Citado de Netolitzky. 1929).
- 7) Braga, Renato. 1953. Plantas do Nordeste, especialmente do Ceará. Estudos e Ensaio. N. 2 da Série 1.º: 221. Fortaleza.
- 8) Brebner, G. 1902. On the anatomy of *Danaea* and other *Marattiaceae*. *Annals of Botany*, 16: 517-552.
- 9) Braun-Blanquet. 1950. *Sociologia Vegetal*. Tradução espanhola. 300-316. Buenos Ayres.
- 10) Brown, Robert (1833). On the organs and mode of fecundation in *Orchideae* and *Asclepiadae*. Trans. Linn. Soc. 16: 685. Também in *Miscellaneous Works of Robert Brown*, 1: 487. Roy. Soc. London. 1866. (Citado de Gager, 1902).
- 11) Buscalioni, L. 1898. Osservazioni e recherche sulla cellula végétale. *Annu. Ist. bot. Roma*. 7: 255-346.
- 12) Caminhoá, J. M. 1871. Plantas tóxicas do Brasil. Tese de concurso. Rio de Janeiro.
- 13) Cascon, Seiva Cherdman e Walter B. Mors. 1959. Os glucosídeos cardíacos da *Asclepias curassavica* L., planta tóxica das pastagens brasileiras. *Arq. Jard. Bot. Rio de Janeiro*. 16: 103-115.
- 14) Chauveaud, L. G. 1891. Recherches embryogéniques sur l'appareil laticifère des *Euphorbiacées*, *Urticacées*, *Apocynées* et *Asclepiadées*. Thèse. Fac. Sc. Paris.
- 15) David, G. 1872. Über die Milchzellen der *Euphorbiaceen*, *Moreen*, *Apocynen* und *Asclepiadeen*. Diss. Breslau.
- 15a) Decaisne. 1844. *Prodromus Systematis Naturalis Regni Vegetabilis de De Candolle*. Pars. VIII. 490-465.
- 16) Dippel, L. 1865. Entstehung der Milchsaftgefäße und deren Stellung in den Gefäßbündelsysteme der milchenden Gewächse. *Nieuwe Verhand. Bataafsch Genootschap*. Rotterdam.
- 17) Esau, K. 1943. Vascular differentiation in the vegetative shoot of *Linum*. 3: The origin of bast fibers. *Amer. Jour. Bot.* 30: 579-586.
- 18) ———— 1950. Development and structure of the phloem tissue. 2: *Bot. Rev.* 16: 67-114.
- 19) ———— 1953. *Plant Anatomy*. New York.
- 20) Francke, Arthur. 1927. Zur Kenntnis der Exodermis der *Asclepiadaceen*. *Planta-Band*. 3: 1-26.
- 21) Fournier, E. 1893. *Asclepiadaceae* in *Martii Flora brasiliensis*, vol. VI (IV): 190-378.
- 22) Freire Alemão, F. e F. Alemão, M. 1862. *Trabalhos da Comissão Científica de Exploração (Seção Botânica)*, 1.º folheto: 1-47 e Relatório 93-119. Rio de Janeiro.
- 23) Gager, C. Stuart. 1902. The development of the pollinium and sperm-cells in *Asclepias cornuti*, Decaisne. *Annals of Botany*. 16: 123-148.
- 24) Gleichen, 1779. Trans. Linn. Soc. vol. XVI, p. 685-1833. *Miscellaneous Works of R. Brown*, vol. I, p. 487, Roy. Soc. London, 1866 (Citado de Gager, *Annals of Botany*, 16: 123, 1902).
- 25) Gram, C. 1855. *Arch. exp. Path.* 19: 389.
- 26) Guimarães, Eduardo A. Ribeiro. 1881. Investigações experimentais sobre a ação fisiológica de *A. curassavica* L. Rio de Janeiro.
- 27) Haberlandt, G. 1928. *Physiological Plant Anatomy*. London.
- 28) Hoehne, F. C. 1939. Plantas e substâncias vegetais tóxicas e medicinais. São Paulo.
- 29) ———— e Kuhlmann, J. G. 1951. Índice Bibliográfico e numérico das plantas co-

- lhidas pela Comissão Rondon ou Comissão de linhas telegráficas, estratégicas de Mato Grosso ao Amazonas. 328-329. São Paulo.
- 30) Index Kewensis Plantarum Phanerogamarum. (Vários fascículos).
 - 31) Internacional Code of Botanical Nomenclature. 1958. 22-23. Utrecht-Netherlands.
 - 32) Kruch, O. 1889. Sull'origine dei cosi detti fasci di sostegno periciclici dello stello delle *Cicoriaceae*, Malpighia. 3: 353-366.
 - 33) Lacerda, J. B. de. 1908. De variis Plantis Veneriferis. Arch. Museu Nacional — Rio de Janeiro.
 - 34) Langeron, M. 1949. Précis de Microscopie. Technique. Expérimentation. Diagnostique. Paris.
 - 35) Léger, L. J. 1897. Recherches sur l'origine et les transformations des éléments libériens. Soc. Linn. de Normandie, Mém. 14: 49-182.
 - 36) Linnaeus. 1737. Hortus cliff. 78. Amsterdam.
 - 37) Lofgren, A. 1910. Notas botánicas (Ceará) nº 2, série 1 A da Inspetoria de Obras Contra as Secas. Rio de Janeiro.
 - 38) Machado, Othon, 1945. Contribuição ao estudo toxicológico da *Asclepias curassavica*. Rev. médico-cirúrgica do Brasil. 2 (10): 107-116.
 - 39) Mahlberg, P. G. 1959, a. Karyokinesis in the non-articulated laticifers of *Nerium oleander* L. Phytomorphology. 9 (2): 110-118.
 - 40) ——— 1959, b. Development of the non — articulated laticifer in proliferated embryos of *Euphorbia marginata* Pursh. 9 (2): 156-162.
 - 41) Malme, G.O.A.N. 1927. *Asclepiadaceae* cearenses a Clor. A. Lofgren collectae, Arkiv for Botanik band. 21 A, (2): 1-7. Stockolm.
 - 42) ——— 1936. *Asclepiadaceae* brasilienses. Arkiv for Botanik, band. 28 A (5): 1-28. Stockolm.
 - 43) Mc Lean, R. C. and Ivimey-Cook, W. R. 1952. Textbook of Practical Botany. London.
 - 44) Mello, Sampaio e Valle. 1959. Cardioatividade de preparações de fôlhas de *Asclepias curassavica*. Anais da Ac. Bras. de Ciências. 31 (3): 422-427. Rio de Janeiro.
 - 45) Metcalfe, C. R. and Chalk, L. 1950. Anatomy of the Dicotyledons. Leaves, stem, and wood inrelation to taxonomy with notes in economic uses. Volume II. Oxford.
 - 46) Meyer, A. I. 1920. Morphologische und physiologische Analyse der Zelle der Pflanzen und Tieren I. T. Jena. (Citado de Mölich in Mikrochemie der Pflanzen. 383. 1923).
 - 47) Milanez, F. R. 1952. Ontogênese dos laticíferos do caule de *Euphorbia phosphorea* Mart. Arq. Jard. Bot. Rio de Janeiro. 12: 17-35.
 - 48) ——— 1952. Sôbre os Núcleos dos Laticíferos do caule de *Euphorbia phosphorea* Mart. Rodriguésia 15 (27): 163-175.
 - 49) ——— 1954. Origem das ramificações dos laticíferos do caule de *Euphorbia phosphorea* Mart. Arq. Jard. Bot. Rio de Janeiro. 13: 95-113.
 - 50) ——— 1954. Sôbre os Laticíferos Foliáres de *Ficus retusa*. Rodriguésia 16 e 17 (28 e 29): 159-180.
 - 51) ——— e H. Monteiro Neto. 1956. Origem dos Laticíferos do embrião de *Euphorbia pulcherrima*, Willd. Rodriguésia. 18 e 19 (30 e 31): 351-395.
 - 52) ——— 1958. Anatomia do fruto do Guaraná. Rodriguésia 16: 60-100.
 - 53) Mikösch, K. 1906. Unters. u. d. Entstehung d. Kirchgummi. Sitzb. Akad. Wien. 115, S. 926. (Citado de Netolitzki, 1929).
 - 54) Mölich, H. 1923. Mikrochemie der Pflanzen. Jena.
 - 55) Müller, Carl. 1890. In Illustriertes Handwörterbuch der Botanik. Leipzig, 1905.
 - 56) Nemeč, B. 1910. Das problem der Befruchtungsvorgänge und andere zytologische Fragen. Berlin.
 - 57) Netolitzky, Fritz. 1926. Anatomie der Angiospermensamen (In Handbuch der Pflanzenanatomie K. Linsbauer. Band. 10). Berlin.
 - 58) Occhioni, Paulo. 1952. Contribuição ao estudo do gênero *Oxypetalum* Tese. Rio de Janeiro.
 - 59) Raymond. (1939). Analyst. 64, 113. (Citado de Cascon e Mors).
 - 60) Rocha e Silva e Santiago. 1939. Ensaio sôbre a toxidez e propriedades farmacológicas da planta *Asclepias curassavica*. Rev. da So. Paulista de Medicina e Veterinária. 5: 29-193.
 - 61) Sayeedud-Dien, M., and Suxena, M. R. 1940. On the anatomy of some of the *Asclepiadaceae*. Proc. nat. Acad. Sci. Wash. 10, 129-132.
 - 62) Schacht, H. 1860. Ueber den Bau einiger Pollenkörner. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. ii: 109. (Citado de Gager, 1902).
 - 63) Schaffstein, G. 1932. Untersuchungen an ungegliederten Milchröhren. B.B.C. 1 (49): 197-220.
 - 64) Schmalhausen, J. 1877. Beiträge zur Kenntuis der Milchsaltbehälter der Pflanzen. Mém. de l'Acad. d. Sc. de St. Petesbourg. Série 7, T. 24(2).

- 65) Schumann, K. 1895. *Asclepiadaceae* in Die Natürlichen Pflanzenfamilien 4 (2): 189-306. Leipzig.
- 66) Solereder. 1908. Systematic Anatomy of the Dicotyledons. Oxford.
- 67) Sperlich, A. 1939. Das tropische Parenchym — B. Exkretionsgewebe (In Handbuch der Pflanzenanatomie, Bd. 4). Berlin.
- 68) Sprengel, C. R. 1793. Das entdeckte Geheimniss der Natur in Bau und in der Befruchtung der Blumen, Bd. 1, 164 (Em Ostwald's 'Klassiker der exacten Wissenschaften,' 48. Leipzig, 1894).
- 69) Starr, Anna M. 1912. Comparative Anatomy of dune plants. The Botanical Gazette. 54 (4): 266-305.
- 70) Tieghem, Ph. Van. 1891. Traité de Botanique. Paris.
- 71) Treub, M. 1879. Sur la pluralité des noyaux dans certaines cellules végétales, C. R. Acad. Sci. Paris 89: 494-496.
- 72) ——— 1880. Sur des cellules végétales a plusieurs noyaux. Arch. néerl. Sci. 15: 39-60.
- 73) Treviranus. 1827. Zeitschrift für Physiologie, Bd. 2:230. (Citado de Gager, 1902).
- 74) Tschesche, R. D. Forstmann e V. K. M. Rau. 1958. Chem Bert. 91: 1204. (Citado de Cascon e Mors).
- 75) Unger, F. 1840. Ueber Krystallbildungen in Pflanzen. Ann. d. Wiener Mus. d. Natur. 1-11.
- 76) Van Fleet, D. S. 1942. The development and distribution of the endodermis and an associated oxidase system in monocotyledonous plants. Amer. Jour. Bot. 29: 1-15.
- 77) ——— 1950 b. A comparison of histochemical and anatomical characteristics of the hypodermis with the endodermis en vascular plants. Amer. Jour. Bot. 37: 721-725.
- 78) Woodson, Robert E. Jr. 1939. Two new *Asclepiads* from the western United States. Annals of the Missouri Botanical Garden. 26 (2): 261-264.
- 79) ——— 1941. The North American *Asclepiadaceae*. I. Perspective of the Genera. Annals of the Missouri Botanical Garden. 28 (1): 193-244.
- 80) ——— 1947. Some dynamics of leaf variation in *Asclepias tuberosa*. Annals of the Missouri Botanical Garden. 34 (4): 353-432.
- 81) ——— 1954. The North American of *Asclepias* L. Annals of the Missouri Botanical Garden. 41 (1): 1-211.

EXPLICAÇÃO DAS FOTOMICROGRAFIAS

- Foto 1) — Corte transversal do caule com estrutura secundária mostrando drusas nos raios floemáticos (ca. 450 x).
- Foto 2) — Corte transversal do caule evidenciando a formação da periderme a partir de células epidérmicas e subepidérmicas (ca. 450 x).
- Foto 3) — Elementos dissociados do caule, em contraste de fase, mostrando células vasculares, do parênquima lenhoso e fibras (ca. 117 x). Filtro: W. 15 mais W. 11.
- Foto 4) — Corte transversal do caule — estágio inicial da diferenciação das células floemáticas em futuras fibras perivasculares (ca. 450 x).
- Foto 5) — Corte transversal de raiz (estrutura primária) mostrando três pólos de protoxilema (ca. 450 x).
- Foto 6) — Corte transversal de raiz com estrutura secundária; estão assinalados os fragmentos cristalinos resultantes da redissolução do oxalato de cálcio, responsáveis pela formação da lacuna (ca. 310 x).
- Foto 7) — Epiderme abaxial da folha, em campo escuro (ca. 290 x). Filtro: W. 11.
- Foto 8) — Epiderme abaxial mostrando estrias epicuticulares nas células anexas (ca. 500 x). Filtro: W. 11.
- Foto 9) — Corte transversal da nervura principal (ca. 78 x).
- Foto 10) — Corte transversal mediano do botão floral (ca. 60 x).
- Foto 11) — Aparelho translador mostrando o retináculo, os caudículos e parte das polínias (ca. 78 x). Filtro: W. 47.
- Foto 12) — Estrutura do retináculo em corte transversal passando pela porção distal do estigma (ca. 270 x).
- Foto 13) — Corte transversal da porção distal do estigma mostrando os lobos onde se alojam os retináculos (ca. 60 x).
- Foto 14) — Corte longitudinal da antera, antes da maturação, mostrando as células mães dos grãos de pólen, cercadas pelo tecido do tapête (ca. 100 x).
- Foto 15) — Epiderme do tegumento da semente, em vista frontal, mostrando células papilosas (ca. 100 x).
- Foto 16) — Corte longitudinal da flor mostrando células do parênquima

fundamental (cortical) à altura da inserção das pétalas, em ativo processo de diferenciação (ca. 450 x).

- Foto 17) — Corte transversal de um folículo jovem (ca. 30 x).
- Foto 18) — Corte longitudinal do embrião (ca. 30 x).
- Foto 19) — Corte longitudinal do embrião mostrando mitoses mais ou menos sincronizadas no tubo laticífero procambial (ca. 500 x).
- Foto 20) — Setor do campo microscópico da foto anterior visto em maior aumento (ca. 800 x).
- Foto 21) — Corte longitudinal do embrião mostrando o plexo nodal (ca. 500 x). Filtro: W. 11.
- Foto 22) — Corte transversal do eixo embrionário ao nível do plexo nodal (ca. 310 x).
- Foto 23) — Corte longitudinal da extremidade jovem do caule mostrando o cone meristemático (ca. 310 x). Filtro: W. 11.
- Foto 24) — Setor do campo microscópico da foto anterior visto em maior aumento, evidenciando a extremidade jovem de um laticífero na base do promeristema (ca. 80 x).
- Foto 25) — Corte longitudinal de primórdio foliar exibindo bifurcação de um laticífero visivelmente constituído de protoplastos em processo de fusionamento (ca. 800 x). Filtro W. 11.
- Foto 26) — Corte longitudinal da extremidade do caule mostrando um plexo nodal (ca. 500 x).
- Foto 27) — Setor do campo microscópico da foto anterior visto em maior aumento, contendo células do parênquima medular em diferenciação laticífera (ca. 800 x).
- Foto 28) — Corte transversal do caule mostrando a formação de um ramo laticífero cortical a partir de segmentos de protoplastos (ca. 800 x).
- Foto 29) — Corte longitudinal do embrião mostrando o mesmo processo de formação de laticíferos corticais, assinalado na foto anterior (ca. 800 x).
- Foto 30) — Corte longitudinal da extremidade do caule evidenciando, ainda, o mesmo processo de formação nos tubos laticíferos medulares (ca. 300 x).
- Foto 31) — Tubo laticífero medular exibindo núcleos gigantes e fusões nucleares (ca. 1.180 x).

CONVENÇÕES USADAS NAS ESTAMPAS

<i>a</i>	— apêndice	<i>ti</i>	— floema interno
<i>ab</i>	— epiderme abaxial	<i>fl</i>	— filête
<i>ad</i>	— epiderme adaxial	<i>fv</i>	— feixe vascular
<i>an</i>	— antera	<i>g</i>	— glândula
<i>c</i>	— cutícula	<i>l</i>	— tubo laticífero
<i>ca</i>	— célula anexa	<i>la</i>	— lacuna
<i>cb</i>	— câmbio	<i>lp</i>	— lenho primário
<i>ce</i>	— câmara estomática	<i>m</i>	— medula
<i>cex</i>	— célula exodérmica	<i>me</i>	— meato
<i>cf</i>	— célula felogênica	<i>e</i>	— ovário
<i>cg</i>	— célula guardiã	<i>p</i>	— parênquima
<i>cn</i>	— conectivo	<i>pa</i>	— parênquima paliçádico
<i>co</i>	— colênquima	<i>pc</i>	— parênquima cortical
<i>cp</i>	— célula de passagem	<i>pe</i>	— pétala
<i>ct</i>	— córtex	<i>pl</i>	— parênquima lacunoso
<i>d</i>	— drusa	<i>pl</i>	— polinia
<i>e</i>	— epiderme	<i>po</i>	— “Polster”
<i>eg</i>	— estigma	<i>r</i>	— raio medular
<i>en</i>	— endoderma	<i>rs</i>	— restos de súber
<i>es</i>	— estômato	<i>s</i>	— sépala
<i>et</i>	— estame	<i>t</i>	— tegumento
<i>f</i>	— floema	<i>v</i>	— vaso
<i>fb</i>	— fibra	<i>x</i>	— xilema
<i>je</i>	— floema externo		

