

## Anatomia foliar de *Chenopodium ambrosioides* L. (Chenopodiaceae) – erva-de-Santa Maria

COSTA, M.V.L.\*; TAVARES E.S.

Universidade Federal do Rio de Janeiro, CCS, Instituto de Biologia, Departamento de Botânica, Ilha do Fundão, sala A104 \*mleal\_costa@yahoo.com.br

**RESUMO:** *Chenopodium ambrosioides* L. (Chenopodiaceae) é uma espécie cosmopolita de hábito herbáceo muito utilizada como medicinal, sendo um potente anti-helmíntico. O objetivo do trabalho foi buscar caracteres úteis na identificação da espécie através de sua anatomia foliar. A arquitetura foliar foi descrita de acordo com a terminologia de Hickey. Cortes transversais da lâmina foliar e pecíolo e porções de epiderme dissociada foram utilizados para a confecção de lâminas semipermanentes. Os resultados mostram que presença de tricomas tectores falciformes e glandulares vesiculosos e a presença de cristais de areia em células de bainha de feixe são caracteres úteis para a identificação da espécie.

**Palavras-chave:** Chenopodiaceae, *Chenopodium ambrosioides*, anatomia foliar, plantas medicinais

**ABSTRACT:** Leaf anatomy of american wormseed (*Chenopodium ambrosioides* L. – **Chenopodiaceae**). *Chenopodium ambrosioides* L. is an herbaceous species distributed throughout the world and it was described as a medicinal plant and a powerful anthelmintic. The objective of this work was to search for useful characters in the identification of the species using its leaf anatomy. Leaf architecture was determined according Hickey. Transversal cuts of leaf blade and petiole and epidermal peels were mounted in semi-permanent slides with glycerine. Results show that presence of scythe-shaped and bladelike glandular hairs and crystal-sand present in bundle-sheath cells are useful characters for the species identification.

**Key words:** Chenopodiaceae, *Chenopodium ambrosioides*, leaf anatomy, medicinal plants.

### Introdução

A família Chenopodiaceae apresenta grande diversidade de estrutura foliar, com plantas de anatomia Kranz e não-Kranz, com numerosas variações destes dois arranjos anatômicos, sendo que o mesófilo varia de dorsiventral a cêntrico, podendo apresentar parênquima aquífero (Metcalf & Chalk, 1950). Segundo Santos (1925), esta grande diversidade está relacionada ao habitat dos membros da família. Muitas espécies da família são características de regiões marítimas e solos salinos (Metcalf & Chalk, 1950).

*Chenopodium ambrosioides* apresenta hábito herbáceo, com até um metro de altura, caule piloso e sulcado, folhas inteiras e simples, sendo as superiores sésseis e as inferiores pecioladas, de dimensões variadas e providas de pêlos (Paciornik, 1990). Com distribuição ampla pelo mundo, é utilizada em muitos lugares como febrífugo, antiespasmódico, tônico, auxiliar da digestão, anti-reumático e

antipirético, sendo considerada pela Organização Mundial da Saúde como uma das espécies mais utilizadas entre os remédios tradicionais no mundo inteiro (Lorenzi & Matos, 2002). Estudos demonstram que a espécie possui atividades moluscicida (Hmamouchi *et al.*, 2000), fungicida (Vargas *et al.*, 1997; Delespaul *et al.*, 2000), nematocida (Insunza *et al.*, 2001), larvicida (Morsy Tosson *et al.*, 1998), alelopática (Osornio *et al.*, 1996) e antibacteriana (Lall & Meyer, 1999). No Brasil, esta espécie é popularmente conhecida como erva-de-Santa Maria, mastruz ou mastruço, entre outros, sendo seu uso largamente difundido em todo o país. Em Minas Gerais, as folhas e sementes são usadas como anti-helmínticas, repelente de insetos e contra contusões e corrimento vaginal; no Ceará, a infusão das folhas é utilizada contra gripe; em Brasília, as flores são utilizadas como purgante; no Rio Grande do Sul, é útil contra problemas de estômago, vermes, úlceras e para eliminar pulgas e piolhos; no Mato Grosso,

como vermífugo e emoliente; e no Pará, contra vermes e fraturas. *C. ambrosioides* também é utilizada popularmente contra problemas hepáticos, bronquite, tuberculose e hematomas (Di Stasi *et al.*, 1989). Apesar dessa intensa utilização popular a espécie foi retirada da nossa Farmacopéia devido a sua toxidez, podendo causar convulsões, irritação de mucosas, vômitos, vertigens, dores de cabeça, problemas renais e hepáticos e surdez temporária (Paciornik, 1990). Essa toxidez, dependente da dose, como na maioria das drogas, é causada por um monoterpeno constituinte de seu óleo essencial denominado ascaridol, cujo teor no óleo nunca é inferior a 60% (Sousa *et al.*, 1991). No entanto, o estudo de *C. ambrosioides* justifica-se: por suas propriedades moluscicida, fungicida, alelopática e larvicida; por contribuir para um melhor conhecimento desta espécie botânica.

A fabricação de produtos obtidos de plantas é geralmente realizada a partir de material seco, fragmentado e sem órgãos reprodutores, o que torna difícil sua identificação através de morfologia externa. A identificação de tal material pode ser bem sucedida através da anatomia comparada (Metcalf & Chalk, 1979). Esta apresenta, portanto, clara aplicação na identificação de produtos obtidos a partir de drogas vegetais brutas, permitindo, assim, a detecção de adulterantes e substitutos. O estudo anatômico fornece caracteres úteis na separação de famílias e gêneros, ajudando, também, na separação de espécies. Com relação à anatomia de plantas medicinais, embora diversas pesquisas venham sendo feitas ao longo dos anos, existe ainda uma grande lacuna no conhecimento. Observa-se esta lacuna, especialmente, no que se refere às plantas destinadas ao uso da medicina caseira, a maioria utilizada com base na experiência popular como é o caso da espécie a ser estudada.

## MATERIAL E MÉTODO

Mudas de *C. ambrosioides* foram obtidas em mercados populares, onde é feita a comercialização de plantas medicinais. As plantas foram transferidas para o Horto do Departamento de Botânica – UFRJ, onde foram plantadas em um mesmo canteiro, em covas de aproximadamente 20cm de diâmetro, em local parcialmente sombreado, onde foram deixadas crescendo sob rega diária.

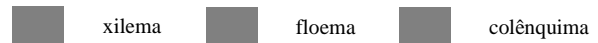
Para as observações anatômicas, foram utilizadas folhas padronizadas de plantas cultivadas no Horto do Departamento de Botânica, que foram separadas em dois lotes. O primeiro destinado a testes histoquímicos e o segundo fixado em álcool 70% e utilizado para a confecção de lâminas histológicas.

Para interpretação do padrão de venação, foi empregada a terminologia de Hickey (1974) em folhas

diafanizadas e coradas segundo Arnott (1959).

A epiderme foi dissociada com auxílio de lâmina de aço e corada com safranina hidroalcoólica (Johansen, 1940). Cortes transversais foram efetuados, com auxílio de micrótomo de Ranvier, nas regiões proximal, mediana e distal do pecíolo e nas regiões apical, mediana e basal da lâmina foliar. O material foi corado com Safrablau (Bukatsch, 1972), montado em glicerina 50% e lutado com esmalte incolor. Cortes transversais foram efetuados também em material embocado em historresina (Kraus & Arduin, 1997), nas mesmas regiões citadas acima. Este material foi corado com azul de toluidina (O' Brien *et al.*, 1965). As observações e ilustrações foram feitas em fotomicroscópio Olympus e em microscópio Zeiss equipado com câmara clara.

Nos desenhos foram utilizadas as seguintes legendas:



Testes histoquímicos foram realizados em secções de material fresco, empregando-se os seguintes reagentes: cloreto de zinco iodado (Strasburguer, 1924), para amido; floroglucina clorídrica para lignina (Jensen, 1962); solução de nitrito de sódio, uréia e ácido acético (Reeve, 1951), para compostos fenólicos; Sudan III para lipídios (Sass, 1951); ácido clorídrico 10% para verificar a natureza dos cristais (Chamberlain, 1932).

## RESULTADO

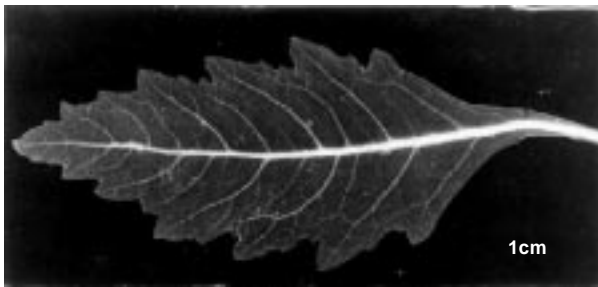
### Arquitetura foliar

O eixo básico de orientação da folha é apical (Figura 1). A lâmina foliar é simétrica e tem forma ovada estreita, com ápice e base agudos, sendo a base decorrente. A margem é revoluta na face abaxial e apresenta serrações convexas, as quais possuem sinus em curva. O pecíolo é alado.

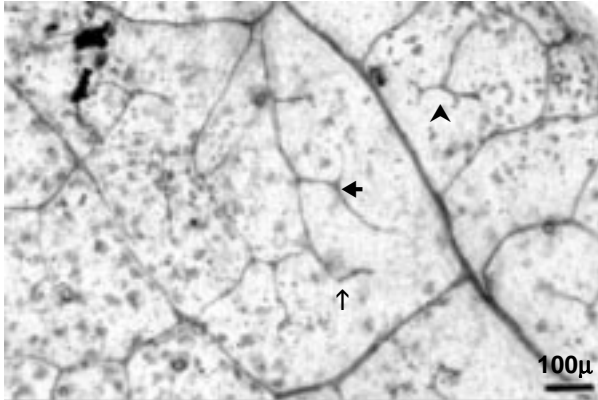
O tipo de venação é pinado craspedódromo simples. A nervura primária segue um curso reto. As nervuras secundárias têm ângulo de divergência agudo moderado, em torno de 50°, curso uniformemente curvado e possuem ramificações de ordem secundária, formam áreas intercostais (Figura 1). As nervuras terciárias apresentam-se aleatoriamente reticuladas e seu arranjo é fechado, sendo a distância entre elas menor que 0,5cm.

As aréolas são incompletamente fechadas, o que nos permite observar tamanhos e formas anômalos. Encontram-se em arranjo aleatório. As terminações vasculares podem ser simples ou ramificadas uma ou duas vezes (Figura 2).

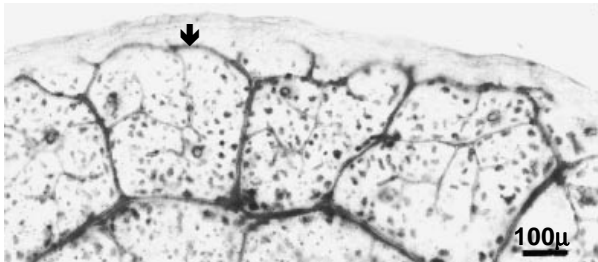
A venação última marginal é curva (Figura 3).



**FIGURA 1.** Folha diafanizada de *C. ambrosioides*. Notar a forma ovada estreita, as serrações, o padrão de venação craspedódromo e as alas do pecíolo.



**FIGURA 2.** Terminações vasculares simples (↑) e ramificadas uma (◄) e duas vezes (▲). Notar o formato irregular das aréolas.



**FIGURA 3.** Venação última marginal curva (▼).

### Pecíolo

O pecíolo apresenta alas laterais nas três regiões observadas (Figuras. 1 e 4a, b, c). Em corte transversal, observa-se que as células da epiderme são aproximadamente isodiamétricas, com paredes levemente espessadas em toda sua extensão (Figuras 4d, e), revestidas por cutícula fina e ornamentada. Na epiderme são observados tricomas semelhantes aos posteriormente descritos para a lâmina foliar. O tecido de sustentação é colênquima do tipo angular, observado em posição sub-epidérmica, nos arcos abaxial e adaxial e no bordo das alas laterais (Figuras 4a, b, c), assim como no feixe vascular, adjacente ao tecido floemático (Figuras. 4f, g). O pecíolo encontra-se preenchido por parênquima fundamental, onde podem ser observados idioblastos contendo cristais de areia de oxalato de cálcio (Figura 4h).

O sistema vascular é constituído por feixes colaterais distribuídos formando de um arco central nas regiões proximal e mediana (Figuras 4a, b). Na região distal, o arco encontra-se parcialmente fechado por um feixe colateral voltado para a face adaxial (Figura 4c).

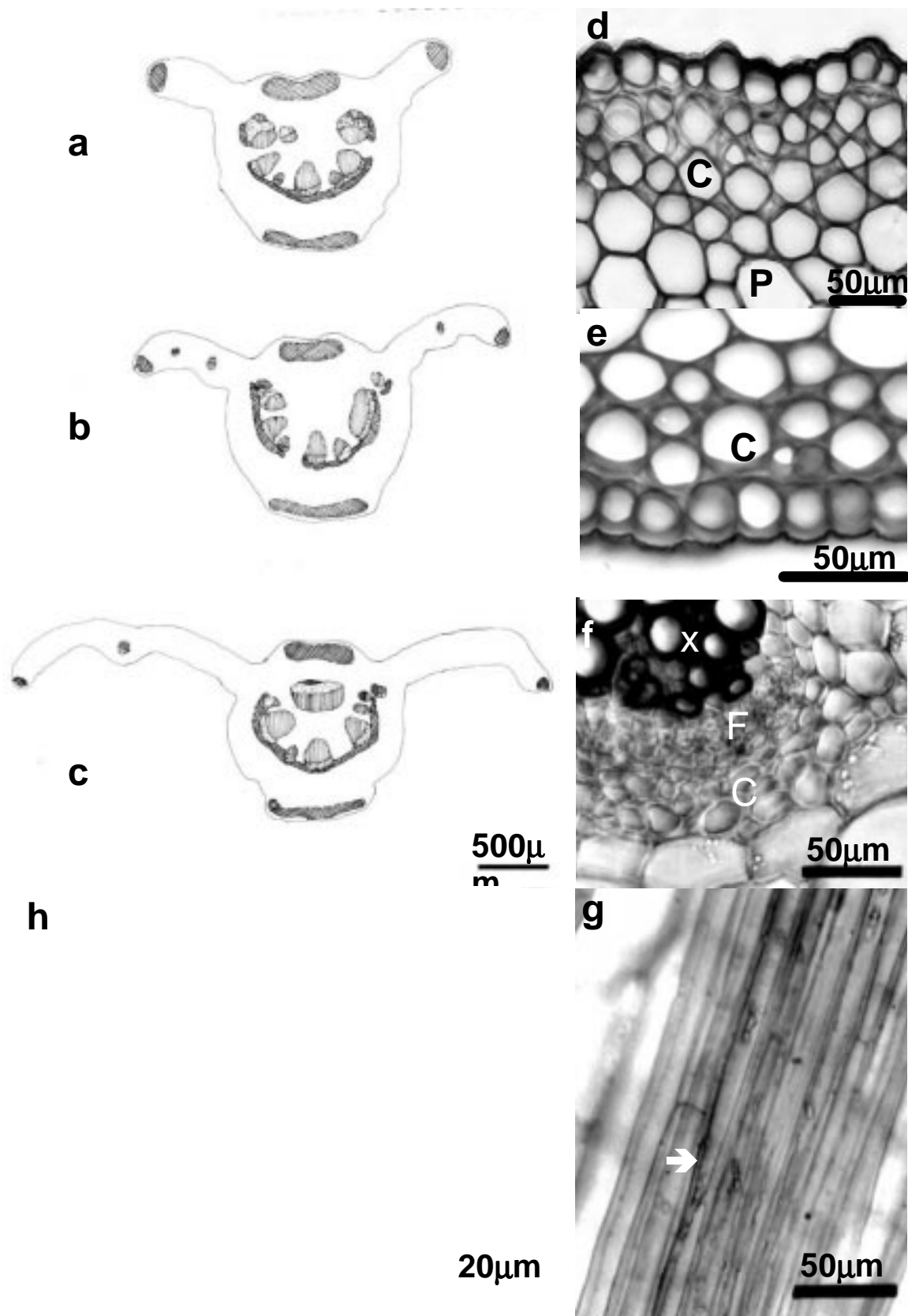
### Lâmina foliar

A epiderme, em vista frontal, apresenta células com paredes anticlinais sinuosas, sendo este caráter mais acentuado na face abaxial (Figuras 5a, b). Estômatos do tipo anomocítico são observados nas duas faces (Figuras 5g, h).

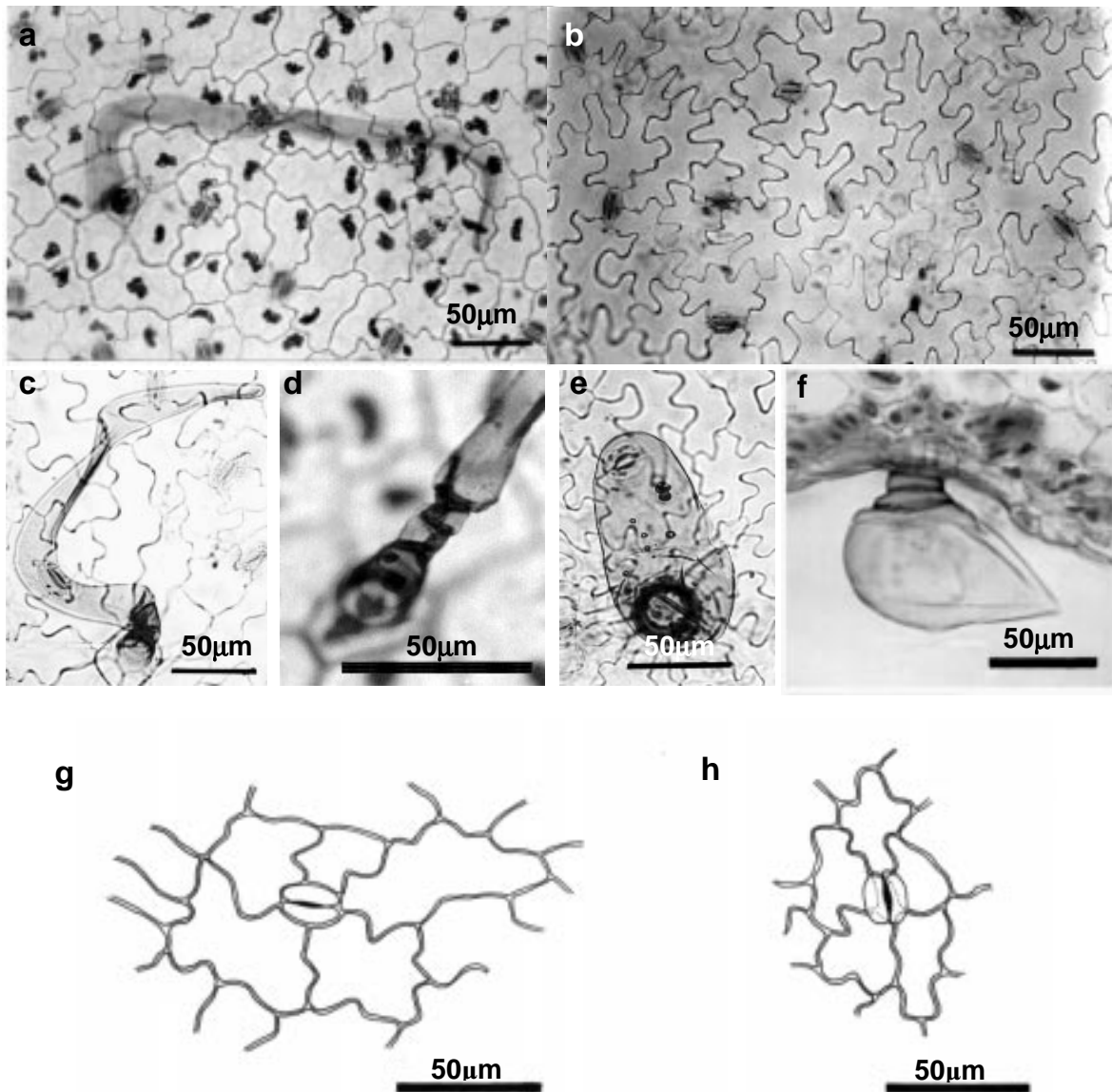
Tricomas tectores (Figura 5c) ocorrem nas duas faces. São multicelulares unisseriados, sendo a célula da base arredondada (Figura 5d) e a terminal alongada, com a forma de uma foice (Figura 7c). Tricomas glandulares vesiculosos (Figura 5e) estão restritos à face abaxial localizados em depressões da lâmina foliar (Figura 5f). Estes são compostos por uma célula basal elíptica, duas ou mais células intermediárias achatadas no sentido periclinal e uma cabeça glandular (Figura 5f). Nestes tricomas, foram detectadas substâncias de natureza lipídica e fenólica.

Em corte transversal da lâmina foliar, na região entre a nervura principal e o bordo, nota-se que a epiderme na face adaxial possui células de maiores dimensões que na face abaxial (Figuras 6a, b). O mesofilo possui organização dorsiventral (Figuras 6a, b). O parênquima paliádico apresenta de uma a duas camadas de células, as quais tornam-se arredondadas próximas às câmaras sub-estomáticas e aos feixes vasculares de pequeno calibre (Figura 6b). As bainhas dos feixes acham-se conectadas lateralmente por uma camada de células aclorofiladas, alongadas paralelamente à superfície do órgão, no interior das quais observam-se cristais de areia em abundância (Figura 6b). O parênquima lacunoso é constituído de células de tamanhos e formas irregulares (Figuras 6a, b). Drusas podem ser encontradas tanto em células do parênquima paliádico como do lacunoso (Figuras 6a<sub>1</sub>, a<sub>2</sub>). Na região do bordo, as células da epiderme bem como as do parênquima clorofiliano são isodiamétricas.

A nervura principal apresenta secção transversal convexo-convexa em toda a lâmina foliar (Figuras 7a, b, c). As células da epiderme possuem secção isodiamétrica. O parênquima clorofiliano encontra-se em posição sub-epidérmica, sendo interrompido na região mais proeminente dos arcos adaxial e abaxial pelo colênquima do tipo angular (Figuras 7f, g). Este tecido também pode ser observado adjacente ao floema, externamente ao feixe vascular (fig. 7d, e). O sistema vascular é constituído por feixes colaterais (figura 7d). Na base da lâmina, feixes de dimensões diferentes estão organizados na



**FIGURA 4.** a – c - diagrama das secções transversais do pecíolo nas regiões proximal, mediana e distal; d e e - secções transversais do pecíolo na região mediana: detalhe do colênquima angular na face adaxial (d) e abaxial (e); f – detalhe da secção transversal do sistema vascular mostrando feixe colateral; g – secção longitudinal do pecíolo mostrando células alongadas e com paredes primárias irregularmente espessadas (seta) do colênquima que acompanha o feixe vascular; h – idioblasto com cristais. C = colênquima angular, P = parênquima fundamental, X = xilema, F = floema.



**FIGURA 5.** a - e – epiderme da lâmina foliar em vista frontal: a - face adaxial, b - face abaxial; c e d - detalhes de tricomas tectores evidenciando célula apical falciforme (c) e base arredondada (d); e e f - detalhes de tricomas glandulares: e – cabeça glandular unicelular, f – localização em depressão da lâmina foliar, célula da base elíptica e células intermediárias achatadas no sentido periclinal; g e h – detalhe de estômatos nas faces adaxial (g) e abaxial (h) da epiderme foliar.

forma de um arco parcialmente fechado por um grande feixe voltado para a face adaxial (fig. 7a). No terço médio, ocorre a fusão dos feixes do arco e permanece um pequeno feixe adaxial (fig. 7b), o qual desaparece no ápice da lâmina (fig. 7c).

#### Testes histoquímicos

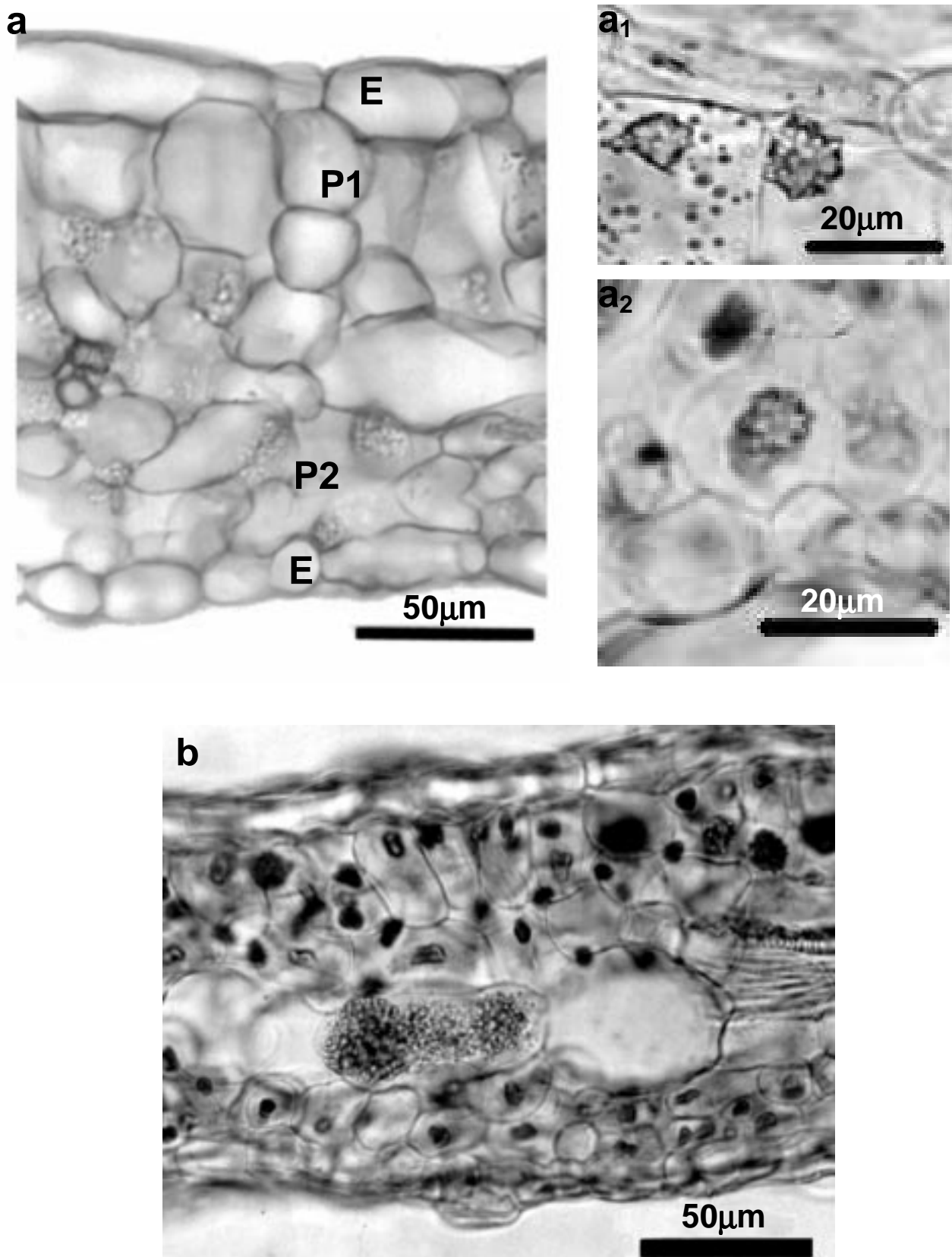
O cloreto de zinco iodado deu reação positiva em inclusões de grãos de amido em células da nervura principal que formam meia bainha exterior ao floema, proporcionando uma cor negra azulada. A floroglucina clorídrica não revelou nenhuma estrutura lignificada, salvo os elementos condutores do xilema. Compostos fenólicos foram evidenciados em tricomas glandulares e em células parenquimáticas do mesófilo. O Sudan III revelou presença de substâncias lipídicas

no interior dos tricomas glandulares e das células epidérmicas que ficam em torno destes tricomas. O ácido clorídrico revelou que os cristais são de oxalato de cálcio.

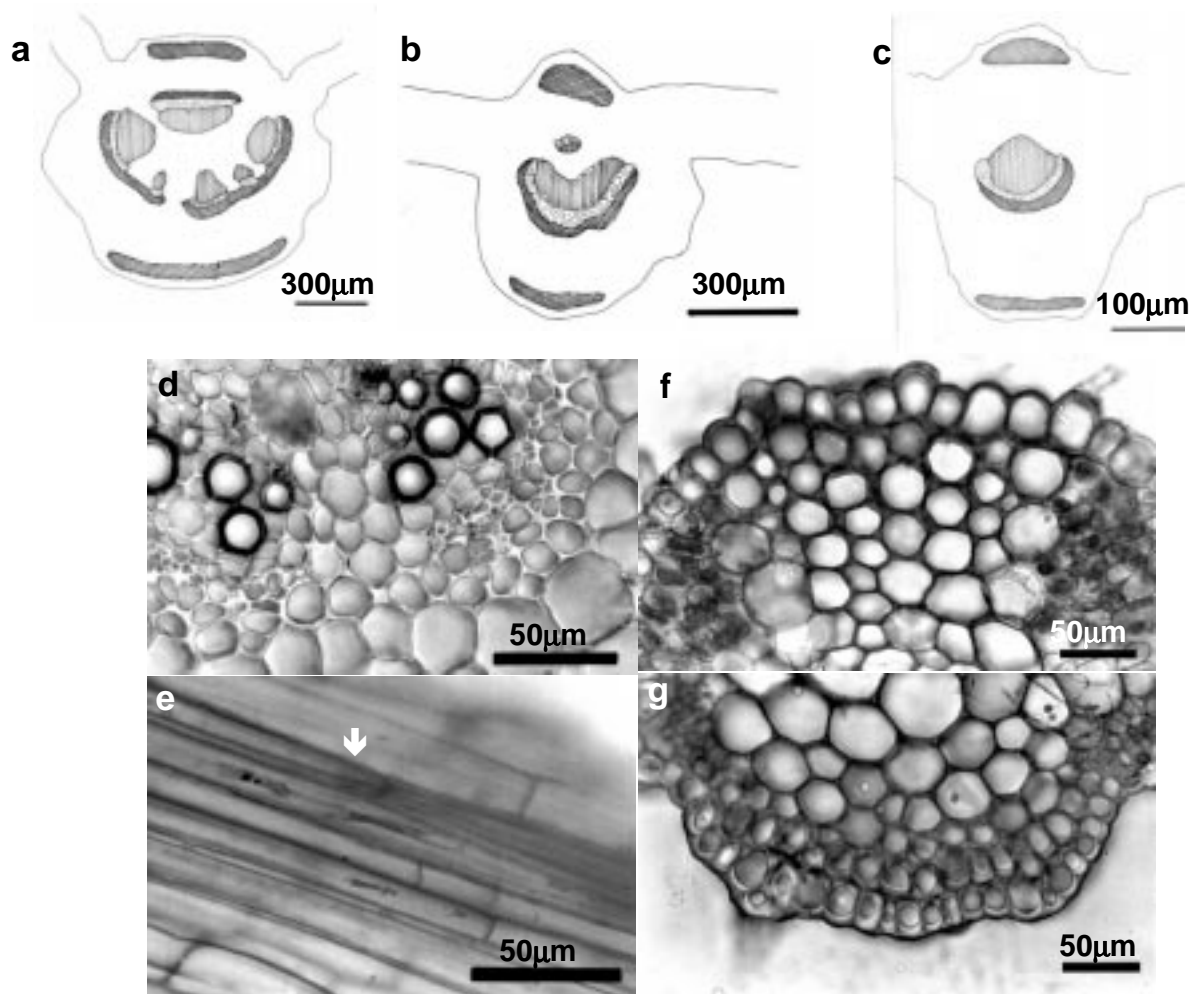
#### DISCUSSÃO E CONCLUSÃO

##### Pecíolo e nervura principal

O padrão de organização do sistema vascular do pecíolo de *C. ambrosioides* encontra-se de acordo com as observações de Metcalfe & Chalk (1979). Segundo os referidos autores, secções transversais tomadas nas regiões proximal, mediana e distal do pecíolo revelam variações do tecido vascular e o padrão vascular do pecíolo forma um contínuo com a lâmina foliar em plantas sem pulvino superior. Os



**FIGURA 6.** Secção transversal da lâmina foliar entre a nervura principal e o bordo.  $a_1$  e  $a_2$  - drusas nos parênquimas paliçádico e lacunoso, respectivamente;  $b$  - notar o acúmulo de cristais de areia em célula da bainha (seta). P1 = parênquima paliçádico, P2 = parênquima lacunoso, E = epiderme.



**FIGURA 7.** a, b e c: Diagramas da secção transversal da nervura principal nas regiões basal, mediana e apical, respectivamente; d, e e f: Cortes transversais da nervura mediana mostrando detalhes do feixe vascular (d), e do colênquima que acompanha o feixe vascular (d e e) e nos arcos adaxial (e) e abaxial (f), em posição sub-epidérmica. Em e, célula alongada com parede primária espessada irregularmente (seta).

autores referem também que a quantidade de tecido vascular é maior na base da lâmina, diminuindo progressivamente à medida que divergem os vasos de primeira ordem. *C. ambrosioides* exibe este padrão comum de organização, não representando característica de importância diagnóstica.

### Epiderme

A epiderme mostra o padrão comum na família Chenopodiaceae: fina cutícula e estômatos anomocíticos presentes em ambas as faces (Metcalf & Chalk, 1950). Tricomas tectores falciformes foram observada por Santos (1925) em folhas de *C. ambrosioides*. Metcalfe e Chalk (1950) descrevem três tipos de tricomas glandulares vesiculosos como sendo próprios da espécie. Por outro lado, o presente trabalho, assim como o de Santos (1925), revelou apenas um tipo de tricoma glandular vesiculoso. Provavelmente, os tipos descritos por Metcalfe & Chalk (1950) referem-se a estágios de desenvolvimento diferentes da mesma estrutura, ou

diferentes fases de desenvolvimento da folha.

### Mesofilo

O mesofilo de *C. ambrosioides* é do tipo dorsiventral. Carolin et al. (1975) classificou os tipos anatômicos foliares de Chenopodiaceae em duas categorias: que possuem estrutura Kranz e que não possuem estrutura Kranz, sendo estas subdivididas em diferentes tipos denominados de acordo com o padrão observado nos gêneros da família em que são característicos. De acordo com esta classificação, as folhas de *C. ambrosioides* são do tipo não-Kranz axyroide, o qual corresponde ao mesofilo dorsiventral onde as nervuras de pequeno calibre encontram-se envolvidas por bainha parenquimática. Este padrão é o mais freqüentemente observado em dicotiledôneas, sendo um dos tipos associados às plantas  $C_3$ . O padrão descrito por Carolin et al. (1975) para *C. ambrosioides* e para várias outras espécies do gênero é o mesmo descrito por Morris et al. (1996) para *C. album* L. e *C. hircinum* Schrad. No entanto, Santos

(1925) em seu trabalho com *C. ambrosioides* nas Filipinas relata um mesofilo de arranjo isobilateral. Pyykö (1966), Chazdon & Kaufmann (1993) e Vieira (1994) atribuem alterações na organização do mesofilo, tais como maior ou menor espessura do mesofilo, maior ou menor tamanho das células do parênquima paliçádico, a respostas a diferentes intensidades luminosas. Pyykö (1966) sugere que folhas expostas a alta luminosidade tendem a assumir posição vertical, o que serviria para proteger as células fotossintéticas. A posição vertical das folhas expõe a face abaxial a radiação solar, induzindo a formação de células paliçádicas e conferindo-lhes o arranjo isobilateral. Estes dados podem ser elucidativos no que se refere aos diferentes arranjos observados por Santos (1925) e no presente trabalho para o mesofilo de *C. ambrosioides*.

Segundo Voznesenskaya et al. (2001), a família Chenopodiaceae possui o maior número de espécies  $C_4$  entre as dicotiledôneas, sendo possível encontrar grande diversidade na evolução da fotossíntese  $C_4$ , incluindo cinco tipos diferentes de anatomia Kranz e duas variantes bioquímicas. No entanto, sabe-se que a anatomia Kranz não é essencial para haver fotossíntese  $C_4$  (Voznesenskaya et al., 2001; Rowan, 2002). Sendo assim, apesar de não ser identificada em *C. ambrosioides* nenhuma variante da anatomia Kranz que nos permitiria classificá-la como sendo uma planta  $C_4$ , mostram-se necessárias futuras investigações sobre o tipo de mecanismo de assimilação de  $CO_2$  por ela utilizado.

Segundo Metcalfe & Chalk (1979), a ocorrência de cristais de areia é bastante restrita entre as dicotiledôneas, ao contrário de drusas e outros tipos de cristal. Esta ocorrência restrita lhes confere valor diagnóstico. A espécie estudada apresenta idioblastos com cristais de areia no pecíolo, nervura principal e mesofilo (células da bainha de feixe), o que torna esta característica extremamente importante ao seu diagnóstico.

Concluindo, a comparação dos resultados obtidos no presente estudo com a bibliografia analisada nos permite selecionar presença de tricomas falciformes e os glandulares vesiculosos, bem como a presença de cristais de areia em células do pecíolo, nervura principal e da bainha de feixe como caracteres anatômicos de *C. ambrosioides* úteis para identificação da espécie.

## REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

- ARNOTT, H.J. Leaf clearings. **Turtox News**, v.37, n.8, p.192-4. 1959.
- BUKATSCH, F. Bemerkungen Zur Doppelfärbung Astrablau-Safranin. **Mikrokosmos**, v.61, n.8, p.255, 1972.
- CAROLIN, R.C.; JACOBS, S. W. L.; VESK, M. Leaf structure in Chenopodiaceae. **Botanische Jahrbücher für Systematik**, v.95, n.2, p.226-55, 1975.
- CHAMBERLAIN, M.E. **Methods in plant histology**. 5. ed. Chicago: The University of Chicago Press, 1932. 416p.
- CHAZDON, R.L.; KAUFMANN, S. Plasticity of leaf of two rain forest shrubs in relation to photosynthetic light acclimation. **Functional Ecology**, v.7, p.385-94, 1993.
- DELESPAUL, Q. et al. The antifungal activity of oils as determined by different screening methods. **Journal of Essential Oil Research**, v.12, n.2, p.256-66, 2000.
- DI STASI, L.C. et al. **Plantas medicinais da Amazônia**. São Paulo: Editora UnESP, 1989. 194p.
- HICKEY, L.J. Clasificación de la arquitectura de las hojas de dicotiledoneas. **Boletim de la Sociedad Argentina de Botânica**, v.16, n.1 e 2, p.1-26, 1974.
- HMAMOUCHE, M.; LAHLOU, M.; AGOUMI, A. Molluscicidal activity of some Moroccan medicinal plants. **Fitoterapia**, v.71, p.308-14, 2000.
- INSUNZA, V.; ABALLAY, E.; MACAYA, J. *In vitro* nematocidal activity of aqueous extracts on Chilean populations of *Xiphinema americanum sensu lato*. **Nematropica**, v.31, n.1, p.47-54, 2001.
- INSUNZA, V.; ABALLAY, E.; MACAYA, J. Nematocidal activity of aqueous plant extracts on *Xiphinema index*. **Nematologia Mediterranea**, v.29, n.1, p.35-40, 2001.
- JENSEN, W.A. **Botanical histochemistry**. San Francisco: H.H. Freeman and Co., 1962. 480p.
- JOHANSEN, D.A. **Plant microtechnique**. New York: McGraw-Hill Book Co. Inc., 1940. 523p.
- KRAUS, J.E.; ARDUIN, M. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Seropédica, RJ.: Editora Universidade Rural, 1997. p.96-7.
- LALL, N.; MEYER, J.J.M. *In vitro* inhibition of drug-resistant and drug-sensitive strains of *Mycobacterium tuberculosis* by ethnobotanically selected South African plants. **Journal of Ethnopharmacology**, v.66, p.347-54, 1999.
- LORENZI, H.; MATOS, F.J.A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas**. Nova Odessa – SP: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2002. 542p.
- METCALFE, C.R.; CHALK, L. **Anatomy of dicotyledons**. Oxford: Oxford Press, 1950. v.2
- METCALFE, C.R.; CHALK, L. **Anatomy of dicotyledons**. Oxford: Oxford Press, 1979. v.2.
- MORIS, M. et al. Anatomical and functional differences and nyctinastic leaf movements in *Chenopodium album* L. and *Chenopodium hircinum* Schrad. (Chenopodiaceae). **Botanical Journal of Linnean Society**, v.121, p.133-41. 1996.
- MORSY TOSSON, A.M. et al. The effect of the volatile oils of *Chenopodium ambrosioides* and *Thymus vulgaris* against the larvae of *Lucilia sericata* (Meigen). **Journal of the Egyptian Society of Pharmacology**, v.28, n.2, p.503-10. 1998.
- O'BRIEN, T.P.; FEDER, N.; MCCULLY, M. E. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma**, v.59, n.2, p.368-73, 1965.
- OSORNIO, J.J.; KUMAMOTO, J.; WASSER, C. Allelopathic activity of *Chenopodium ambrosioides* L. **Biochemical Systematics and Ecology**, v.24, n.3, p.195-205, 1996.
- PACIORNIK, E.F. **A planta nossa de cada dia: plantas medicinais : descrição e uso**. 2.ed. Curitiba: Gráfica Copygraf, 1990. 92p.
- PYYKKÖ, M. The leaf anatomy of East Patagonian



- xerophytic plants. **Annales Botanici Fennici**, v.3, p.453-622, 1966.
- REEVE, R.M. Histochemical tests for polyphenols in plants tissues. **Stain Technology**, v.26, n.2, p.91-6, 1951.
- ROWAN, F S. C<sub>4</sub> photosynthesis in terrestrial plants does not require Kranz anatomy. **Trends in Plant Science**, v.7, n.7, p.283-5, 2002.
- SANTOS, J.K.A pharmacognostical study of *Chenopodium ambrosioides* Linn. from Philippines. **The Philippine Journal of Science**, v.31, p.529-43, 1925.
- SASS, J.E. **Botanical microtechnique**. 2.ed. Ames: The Iowa State College Press, 1951. 391p.
- SOUSA, M.P. et al. **Constituintes químicos ativos de plantas medicinais brasileiras**. Edições UFC, 1991. 416p.
- STRASBURGER, E. **Handbook of practical botany**. 8. ed. London: George Allen & Unwin, 1924. 533p.
- VARGAS, I. A. et al. Effect of plant extracts on the growth and aflatoxin production of *Aspergillus flavus* and *Aspergillus parasiticus*. **Revista Mexicana de Fitopatologia**, v.15, n.2, p.91-5. 1997.
- VIEIRA, R.C. Anatomia da folha de *Bauhinia radiata* Vell. Em diferentes ambientes. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, v.38, n.1, p.63-107, 1995.
- VOZNESENSKAYA, E.V. et al. Kranz anatomy is not essential for terrestrial C<sub>4</sub> plant photosynthesis. **Nature**, v.414, n.29, p.543-6, 2001.