

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

MAKELI GARIBOTTI LUSA

**CARACTERIZAÇÃO MORFOANATÔMICA E HISTOQUÍMICA DE
CUPHEA CARTHAGENENSIS (JACQ.) J.F. MACBR. (LYTHRACEAE) E
AVALIAÇÃO EM AMBIENTES HIDROFÍTICO E MESOFÍTICO**

CURITIBA

2010

MAKELI GARIBOTTI LUSA

**CARACTERIZAÇÃO MORFOANATÔMICA E HISTOQUÍMICA DE
CUPHEA CARTHAGENENSIS (JACQ.) J.F. MACBR. (LYTHRACEAE) E
AVALIAÇÃO EM AMBIENTES HIDROFÍTICO E MESOFÍTICO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Botânica, Área de Concentração em Anatomia Ecológica, Departamento de Botânica, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Botânica.

Orientadora: Professora Dra. Cleusa Bona

CURITIBA

2010



Ministério da Educação
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
Setor de Ciências Biológicas
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
BOTÂNICA



**“CARACTERIZAÇÃO MORFOANATÔMICA E
HISTOQUÍMICA DE CUPHEA CARTHAGENENSIS
(JACQ.) J.F. MACBRIDE (LYTHRACEAE) E AVALIAÇÃO
EM AMBIENTES HIDROFÍTICO E MESOFÍTICO”**

por

MAKELI GAROBOTTI LUSA

Dissertação aprovada como requisito parcial
para obtenção do grau de Mestre no Programa de
Pós-Graduação em Botânica, pela Comissão
formada pelos Professores

Prof^a Dr^a Cleusa Bona (UFPR) - PRESIDENTE

Prof^a Dr^a Beatriz Appezzato da Glória (ESALQ/USP)

Prof^a Dr^a Mária do Rocio Duarte (UFPR)

Curitiba, 02 de fevereiro de 2010.

Ao meu amado noivo Marcelo.

Aos meus queridos irmãos Maiquel e Mailiz.

Aos meus pais e eternos mestres, Maximino e Marilda.

Por todo o amor, dedicação e conforto, que tornam meu caminho mais suave e alegre.

AGRADECIMENTOS

A Deus, presente na minha vida das mais diferentes maneiras e através de tantos...

Ao meu amado noivo Marcelo, pelo carinho, atenção e afeto dedicados a mim constantemente; por tornar minha vida mais iluminada e alegre; e por toda ajuda nas coletas, análises estatísticas e demais contribuições.

Aos meus amados pais, Maximino e Marilda, que, diretamente (mãe) ou indiretamente (pai), plantaram em mim as sementes dessa escolha vocacional. Aos meus amados irmãos, Maiquel e Mailiz, pelo incentivo constante. A todos eles, pelo amor, confiança e apoio incondicionais e também, por todo o auxílio “braçal” na presente pesquisa.

À minha mestre e orientadora professora Cleusa. Por todos os ensinamentos, técnicos, científicos e por aqueles que só a convivência íntima pode fornecer. Por confiar em mim, incentivar e iluminar meus passos, durante os nossos seis anos de convivência.

A todos os meus amigos e amigas, pelo carinho e apoio. Especialmente, ao “quarteto fantástico” Jocieli, Jenifer e Elaine, e às minhas companheiras de “ap.”, Gisele, Daniela, Josiane, Carla e Simone. Por todos os ensinamentos, incentivos e por toda a força. À Elaine, especialmente, pelo companheirismo dentro e fora do laboratório, pelos auxílios técnicos, pelos “quebra-galhos” e por estar sempre presente.

Às amigas Mayara e Juliana, pela disponibilidade e incentivo constantes, mesmo a distância, por toda a ajuda enviando publicações e me acolhendo em casa, entre outros.

À amiga Marcela Thadeo, pelo apoio e orientação nos testes histoquímicos.

Aos amigos Nilson Belém Filho e Ana Karolina Ghidini, pelo apoio e auxílio na microtécnica.

Ao professor Valmiqui Costa Lima, pelo auxílio com as análises e perfil dos solos.

Ao professor Henrique Soares Kohler, pela orientação na análise estatística.

Ao Laboratório de Botânica Estrutural do Departamento de Botânica, Setor de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná (UFPR) e ao Centro de Microscopia Eletrônica (CME) da UFPR, pela infraestrutura cedida.

À Dra. Taciana Cavalcanti (CENARGEM), pela identificação dos espécimes.

À Capes, pela concessão da bolsa de mestrado.

RESUMO

Cuphea carthagenensis (Jacq.) J.F. Macbr. é uma planta herbácea, anual, anfíbia, de crescimento espontâneo, que ocorre preferivelmente em locais úmidos. Dentre outras espécies do gênero, *C. carthagenensis* destaca-se pelo grande potencial químico e emprego frequente na medicina popular. A caracterização morfoanatômica de *C. carthagenensis* é fundamental para o reconhecimento da espécie, especialmente em relação ao material rasurado que chega à indústria farmacêutica. A identificação histoquímica da espécie pode se constituir num método rápido e de menor custo para avaliação da sua composição química. Além disso, a identificação dos aspectos relacionados às diferentes condições ambientais, às quais a espécie está submetida é fundamental para compreender a sua plasticidade fenotípica, bem como para subsidiar e indicar o melhor manejo da espécie em hortos medicinais. Portanto, nesse estudo foram identificadas as estruturas morfológicas e anatômicas; as características histoquímicas dos órgãos vegetativos, na fase de desenvolvimento em que a espécie é comercializada; as alterações provocadas pelos ambientes; além de indicado o ambiente mais adequado para manejo de *C. carthagenensis*. As coletas do material botânico incluíram exclusivamente plantas adultas em estado reprodutivo. Tais coletas foram realizadas durante os meses de janeiro de 2008 e janeiro de 2009, no município de Concórdia, Estado de Santa Catarina, em ambientes hidrofítico e mesofítico. A partir de plantas adultas, foram coletadas amostras de raiz, caule e folhas. Esse material foi processado para análise morfoanatômica em microscopia de luz e eletrônica de varredura. Para análise histoquímica foram realizados testes para a detecção de: lipídios totais, esteroides, lactonas sesquiterpênicas, terpenoides com grupo carbonila, compostos fenólicos gerais, taninos, proantocianidinas, lignina, alcaloides, polissacarídeos neutros, amido, mucopolissacarídeos, substâncias pécticas e proteínas totais. Os dados morfométricos foram mensurados a partir de plantas adultas, em ambiente hidrofítico e mesofítico, sendo estes: largura, comprimento e biomassa foliar, diâmetro do caule, comprimento radicular, biomassa radicular e comprimento e biomassa da porção aérea. Considerações morfoanatômicas importantes foram acrescentadas para *C. carthagenensis*, tais como: a ocorrência de felema aerenquimatoso com camadas suberificadas; a identificação dos tipos de tricomas ocorrentes nos órgãos vegetativos, complementando a literatura referente; e a caracterização do tricoma secretor, de seu modo de secreção, bem como do material secretado. Os grupos de metabólitos secundários presentes nos tecidos da raiz, do caule e da folha de *C. carthagenensis* que apresentaram reação histoquímica mais intensa foram: proantocianidinas, compostos fenólicos, mucilagem e lipídios totais. Os ambientes hidrofítico e mesofítico não causaram variação estrutural significativa nas plantas. Dessa forma, os caracteres descritos podem ser considerados estáveis para identificação da espécie. Os valores de dimensão foliar e biomassa variaram em resposta à quantidade de água disponível para a planta e ao estresse causado pelas severas variações climáticas. Assim, ambientes úmidos, imunes à variação de cursos hídricos, podem ser mais indicados para o cultivo da espécie.

Palavras-chave: sete-sangrias, tricomas secretores, tricomas tectores, felema aerenquimatoso.

ABSTRACT

Cuphea carthagenensis (Jacq.) J.F. Macbr. is an herbaceous, annual and amphibian plant with spontaneous growth, which occurs preferably in wet places. Amongst other species of the genus, *C. carthagenensis* is distinguished for its great chemical potential and frequent use in popular medicine. The morpho-anatomical characterization of *C. carthagenensis* is essential for the recognition of this species, especially in relation to the broken material delivered to the pharmaceutical industry. The histochemical identification of the species can consist in a fast and cheap method for evaluation of its chemical composition. Moreover, the identification of the aspects related to the different environmental conditions, to which this species is submitted is basic to understand its phenotypic plasticity, as well as subsidizing and indicating optimum handling of the species in medicinal gardens. Therefore, in this study the morphological and anatomical structures were identified, as well as the histochemical characteristics of the vegetative organs, at the developmental stage in which the species is commercialized. Moreover, the alterations caused by the different environments were shown, and the adequate environment for the handling of *C. carthagenensis* was indicated. The collections of *C. carthagenensis* included exclusively adult plants at the reproductive stage. Such collections were made during the months of January of 2008 and January of 2009, in the city of Concórdia, State of Santa Catarina, in hydrophytic and mesophytic environments. Samples of root, stem and leaves were collected from adult plants. This material was processed for morpho-anatomical analysis in light microscopy and scanning electron microscopy. For histochemical analysis tests were performed to detect: total lipids, steroids, sesquiterpene lactones, terpenoids with carbonyl group, general phenolic compounds, tannins, proanthocyanidins, lignin, alkaloids, neutral polysaccharides, starch, mucopolysaccharides, pectic substances and total proteins. The morphometric data were measured from adult plants, in both environments, being these: leaf width, length and biomass, stem diameter, root length and biomass, and length and biomass of the aerial portion. Important morpho-anatomical considerations were added for *C. carthagenensis*, such as: the occurrence of aerenchymatous phellem with suberized layers; the types of trichomes presents in the vegetative organs, the characterization of secretory trichomes, its secretion way, as well as the secreted substances. The groups of secondary metabolites presents in the root, stem and leaf of *C. carthagenensis* with more intense histochemical reaction were: proanthocyanidins, phenolic compounds, pectic mucilage and total lipids,. The hydrophytic and mesophytic environments did not cause significant structural variation in the plants. Thus, the described characters can be considered steady for identification of the species. The values of leaf dimension and biomass had varied in reply to the amount of available water for the plant and of the stress caused by the severe climatic variations. Thus, wet environments, unsusceptible to the variation of hydric courses can be more indicated for the culture of the species.

Keywords: sete-sangrias, glandular trichomes, nonglandular trichomes, aerenchymatous phellem.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

FIGURA 1 - Caracterização dos locais de coletas de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr. e de seu hábito	16
QUADRO 1 – Caracterização histoquímica dos órgãos e dos tricomas secretores de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr. em ambientes hidrofítico e mesofítico.....	22
FIGURA 2 – Fotomicrografias da raiz de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr.....	26
FIGURA 3 - Fotomicrografias da raiz e caule e eletromicrografias (MEV) do caule de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr.....	27
FIGURA 4 - Fotomicrografias do caule em secção transversal e detalhes do tricoma secretor de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr.....	28
FIGURA 5 - Histoquímica do caule de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr.	29
FIGURA 6 - Fotomicrografias e eletromicrografias (MEV) da folha de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr.....	30
FIGURA 7 - Fotomicrografias das secções transversais da folha e pecíolo de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr.....	31
FIGURA 8 - Precipitação pluviométrica semanal do período agosto de 2007/fevereiro de 2008 e agosto de 2008/fevereiro de 2009, na localidade de Suruvi, Concórdia, SC.....	33
FIGURA 9 - Relação da precipitação pluviométrica semanal e da água sobressalente no solo (coluna d'água) no período de outubro de 2008 a janeiro de 2009, na localidade de Suruvi, Concórdia, SC.....	34
FIGURA 10 - Curva de crescimento anual (2008/2009) de <i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.F. Macbr. em ambientes hidrofítico e mesofítico. 2009.....	36

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – Valores médios e desvio-padrão da radiação fotossinteticamente ativa (PAR), umidade relativa do ar e temperatura nos ambientes hidrofítico e mesofítico 08/2008 – 01/2009

..... 32

TABELA 2 – valores médios e respectivos desvios-padrão das características morfológicas e anatômicas da folha de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J.F. Macbr. em ambientes hidrofítico e mesofítico. 2008

.....35

TABELA 3 – Valores médios e respectivos desvios-padrão das características morfológicas e anatômicas dos órgãos vegetativos de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J.F. Macbr. em ambientes hidrofítico e mesofítico. 2009

.....35

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	10
1.1 OBJETIVO.....	13
1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	13
2 MATERIAL E MÉTODOS	14
2.1 CARACTERIZAÇÃO DO LOCAL DE COLETA.....	14
2.2 ANÁLISE MORFOANATÔMICA E HISTOQUÍMICA	17
2.3 ANÁLISE MORFOMÉTRICA.....	19
3 RESULTADOS	20
3.1 CARACTERIZAÇÃO MORFOANATÔMICA E HISTOQUÍMICA.....	20
3.1.1 Raiz.....	20
3.1.2 Caule.....	21
3.1.3 Folha.....	23
3.2 CARACTERIZAÇÃO DOS AMBIENTES HIDROFÍTICO E MESOFÍTICO.....	32
3.3 ANÁLISE MORFOMÉTRICA DAS PLANTAS EM AMBIENTES HIDROFÍTICO E MESOFÍTICO	34
4 DISCUSSÃO	37
4.1 CARACTERIZAÇÃO MORFOANATÔMICA	37
4.2 CARACTERIZAÇÃO HISTOQUÍMICA	42
4.3 INFLUÊNCIA DO AMBIENTE NAS PLANTAS	46
5 CONSIDERAÇÕES FINAIS	50
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	51
ANEXO I	59

1 INTRODUÇÃO

Lythraceae é caracterizada por ervas, arbustos ou árvores, que possuem, geralmente, folhas opostas, simples, com margens inteiras, venação pinada, estípulas reduzidas ou ausentes e inflorescências variadas; possui distribuição pantropical e inclui, aproximadamente, 30 gêneros e 600 espécies (JUDD *et al.*, 2009). O gênero *Cuphea* P. Browne é endêmico das Américas e compreende mais de 260 espécies de plantas herbáceas anuais e perenes e pequenos arbustos. O grande número de espécies do gênero se divide em dois grandes grupos geográficos: um na América do Norte distribuído especialmente no México e outro na América do Sul, com concentração no Brasil. As espécies do gênero ocorrem em ambientes mesofíticos abertos a ambientes aquáticos ou ainda podem ser anfíbias (GRAHAM; FREUDENSTEIN; LUKER, 2006).

As espécies de *Cuphea* exibem a maior diversidade de tipos de tricomas dentre os gêneros da família (AMARASINGHE; GRAHAM; GRAHAM, 1991). Estes apêndices podem estar distribuídos nas folhas, nos caules e nas flores, sendo que todas as espécies apresentam ao menos um tipo (AMARASINGHE; GRAHAM; GRAHAM, 1991). Aliados a outros caracteres, os tricomas apresentam grande importância taxonômica na identificação das espécies de *Cuphea* (AMARASINGHE; GRAHAM; GRAHAM, 1991).

Conforme Amarasinghe, Graham e Graham (1991), *Cuphea* constitui-se num grande potencial para as indústrias química, alimentícia e farmacêutica, pois as espécies apresentam ácidos graxos de grande importância. Algumas espécies do gênero, conhecidas popularmente no Brasil por sete-sangrias, são utilizadas para fins terapêuticos como diaforéticas, diuréticas, laxativas e, especialmente, no controle da hipertensão arterial e prevenção da arteriosclerose (LORENZI; MATOS, 2002). Para os

fins terapêuticos, são empregadas todas as partes da planta adulta (LORENZI; MATOS, 2002).

Dentre outras espécies, *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J.F. Macbr. destaca-se pelo emprego frequente na medicina popular, com efeitos terapêuticos investigados nos últimos anos. Schuldt *et al.* (2000) observaram o relaxamento da aorta torácica em ratos, resultante da utilização do extrato butanólico das partes aéreas de *C. carthagenensis* e indicaram a espécie como benéfica no tratamento e na prevenção de doenças cardiovasculares. Schuldt *et al.* (2004) constataram a atividade antioxidante das folhas de *C. carthagenensis*, indicando este como provável mecanismo no controle da hipertensão arterial e no tratamento e na prevenção da arteriosclerose. O potencial terapêutico da espécie foi confirmado na atividade antibiótica, sobre bactérias Gram-positivas e Gram-negativas (DUARTE *et al.*, 2002), na redução dos níveis de colesterol em ratos (BIAVATTI *et al.*, 2004), e na atividade antiviral sobre o Herpes simplex vírus tipo I (HSV-1) (ANDRIGHETTI-FRÖHNER *et al.*, 2005).

Dessa maneira, pode-se identificar *Cuphea carthagenensis*, como uma importante fonte de compostos ativos, com grande potencial terapêutico. Ao contrário dos medicamentos químicos, processados em laboratórios, as plantas medicinais são acessíveis para toda a população, especialmente, àquela faixa populacional de baixa renda. Portanto, o cultivo da espécie pode se constituir em alternativa terapêutica e econômica, tanto para hortos medicinais públicos, quanto particulares, especialmente para pequenas propriedades rurais, onde poderia consistir em incremento da renda familiar.

Cuphea carthagenensis é uma planta herbácea, anual, anfibia, de crescimento espontâneo, que ocorre preferivelmente em locais úmidos, habitando campos, bordos de mata, beiras de estradas, beiras de rios e locais alagados. De acordo com Lorenzi e Matos (2002), a espécie é nativa de toda a América do Sul e mede de 20 a 50 cm; seu caule é avermelhado, totalmente coberto por tricomas; as folhas são simples e opostas, e as flores, lilases, dispostas nas axilas foliares.

A caracterização morfoanatômica de *C. carthagenensis* é fundamental para o reconhecimento da espécie, bem como, para subsidiar o controle de qualidade dessa espécie medicinal sobre o material rasurado que chega à indústria farmacêutica. A identificação histoquímica da espécie pode se constituir num método rápido e de menor custo para avaliação presuntiva da sua composição química.

A identificação dos aspectos relacionados às diferentes condições ambientais, às quais a espécie está submetida, é fundamental para compreender a sua adaptação, bem como para subsidiar e indicar o melhor manejo da espécie em hortos medicinais. Plantas anfíbias submetidas à inundação podem mostrar várias adaptações, as quais são frequentemente associadas à alta plasticidade fenotípica (SCULTHORPE, 1967; MOMMER; VISSER, 2005; ETNIER; VILLANI, 2007). Algumas dessas adaptações são: alongamento do caule (VOESENEK *et al.*, 2006), heterofilia (MOMMER; VISSER, 2005), formação de raízes secundárias ou adventícias e aerênquima (EVANS, 2003; VISSER; VOESENEK, 2005). Quando presentes, as variações podem dificultar a identificação da espécie, também em relação ao material rasurado que chega à indústria farmacêutica.

Neste estudo pretende-se responder as seguintes indagações: a) Quais as características morfológicas e anatômicas de *Cuphea carthagenensis* que podem ser utilizadas para identificação de material rasurado? b) Quais compostos secundários apresentam-se mais evidentes pelas reações histoquímicas? c) Existem alterações morfológicas, anatômicas e histoquímicas significativas entre as plantas de ambientes mesofítico e hidrofítico? d) E quais as condições ambientais que se traduzem no melhor desenvolvimento das plantas?

1.1 OBJETIVO

Identificar as estruturas morfológicas, anatômicas e as características histoquímicas dos órgãos vegetativos de *Cuphea carthagenensis*, na fase de desenvolvimento em que a espécie é comercializada e identificar possíveis alterações provocadas pelos ambientes, bem como, indicar o melhor ambiente para manejo da espécie.

1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Descrever a morfoanatomia da folha, do caule e da raiz de *Cuphea carthagenensis*.
- b) Localizar, histoquimicamente, os metabólitos secundários nos órgãos e tecidos de *C. carthagenensis*.
- c) Identificar possíveis alterações anatômicas e histoquímicas, decorrentes da influência dos ambientes hidrofítico e mesofítico.
- d) Identificar e avaliar as possíveis alterações morfológicas e de produção de biomassa nos ambientes mesofítico e hidrofítico.
- e) Identificar o melhor ambiente (mesofítico ou hidrofítico) para manejo da espécie.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 CARACTERIZAÇÃO DO LOCAL DE COLETA

As coletas do material botânico de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J.F. Macbr. incluíram exclusivamente plantas adultas em estado reprodutivo. Tais coletas foram realizadas durante os meses de janeiro de 2008 e janeiro de 2009, no município de Concórdia, Estado de Santa Catarina, em ambientes hidrofítico (FIGURAS 1A e 1B) e mesofítico (FIGURAS 1C e 1D), ambos sob as coordenadas 27°17'27" S e 52°01'17" W, a 520 m de altitude. As exsicatas foram enviadas para especialista, para a confirmação da espécie e estão tombadas sob o registro CEN 68528 (Herbário CENARGEN).

Alguns fatores ambientais foram mensurados mensalmente nos locais de coleta (de agosto de 2008 a janeiro de 2009), a saber: radiação fotossinteticamente ativa – PAR (Photosynthetic Active Radiation); umidade relativa do ar – UR; e temperatura. A PAR foi mensurada com o aparelho LI-250A Light Meter LI-COR®, a UR e a temperatura com o aparelho Q-401BHT Termo-higrômetro Digital Quimis®. Tais dados foram coletados durante três dias seguidos (três vezes no mesmo horário), seguindo-se o horário oficial de Brasília às 12h, sendo coletados às 13h, nos meses com horário brasileiro de verão.

Em ambos os locais foram realizadas coletas de solo para análise. As amostras foram coletadas com trado holandês a cada 10 cm, até 1 m de profundidade. Em seguida foram enviadas para análise no Laboratório de Fertilidade do Solo do Departamento de Solos e Engenharia Agrícola da Universidade Federal do Paraná.

Dados climatológicos do local de coleta, referentes ao período de agosto de 2007 a março de 2009, foram obtidos na Estação Climatológica do Centro Nacional de Pesquisa de Suínos e Aves (EMBRAPA – CNPSA), Concórdia, SC. Tal estação está

localizada na mesma localidade rural onde os dados para essa pesquisa foram colhidos. O clima da região é classificado como subtropical úmido (Cfa), de acordo com a classificação de Köppen-Geiger atualizada por Kottek *et al.* (2006). De acordo com o histórico da estação climatológica, os meses mais frios (maio, junho, julho, agosto e setembro) apresentam temperaturas médias em torno de 15°C, enquanto que os meses mais quentes (dezembro, janeiro, fevereiro e março) apresentam temperaturas em torno de 24°C. As chuvas são, geralmente, regulares e bem distribuídas, sem estação seca definida e com precipitações totais anuais acima de 1.500mm (EMBRAPA – CNPSA).

Para acompanhamento da variação da coluna d'água no solo, foram instalados dois poços hídricos, de acordo com Barddal (2006), um em cada local de coleta. Os poços foram escavados com trado holandês, e revestidos com um tubo de PVC de 5 cm de diâmetro, com 110 cm de comprimento, sendo que desses, 10 cm ficaram para fora da superfície do solo. O tubo de PVC foi perfurado a cada 10 cm, com quatro furos em sentidos opostos, para permitir a entrada da água. A extremidade superior do tubo foi fechada com uma tampa para evitar a entrada de resíduos, ou de água durante chuvas e possíveis cheias. A mensuração da profundidade da água subterrânea foi realizada com fita métrica, sendo as medidas obtidas a partir da superfície do solo até a lâmina de água. Para inferir o valor da coluna d'água no solo, essa medida foi subtraída de 100 cm (profundidade do poço). O acompanhamento da variação da coluna d'água no solo foi realizado no período de outubro de 2008 a janeiro de 2009, com intervalos de 15 dias, aproximadamente.

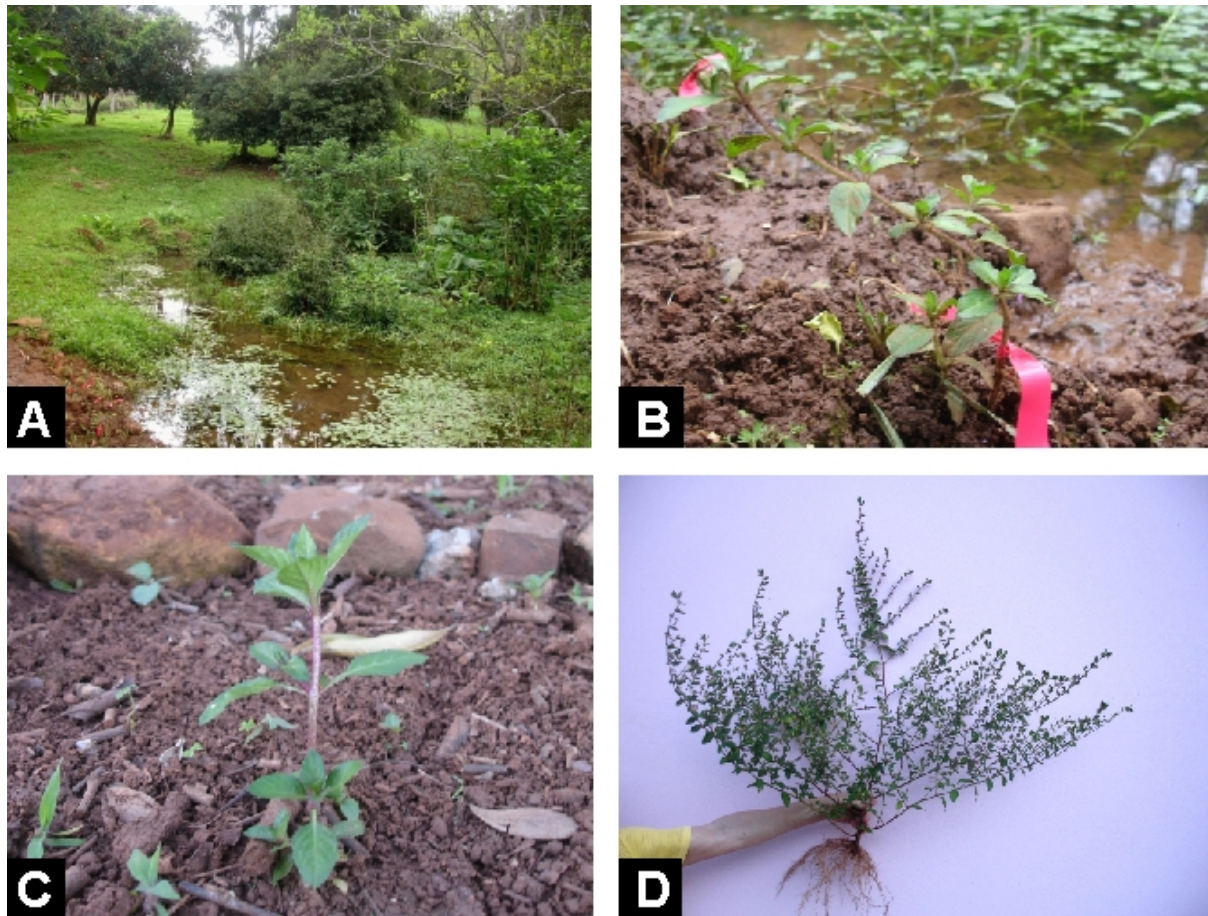


FIGURA 1. A - Ambiente hidrofítico. B - Detalhe de planta jovem de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J. F. Macbr. em ambiente hidrofítico. C – Indivíduo jovem em ambiente mesofítico. D – Indivíduo adulto coletado em ambiente mesofítico.

2.2 ANÁLISE MORFOANATÔMICA E HISTOQUÍMICA

Para análise morfoanatômica e histoquímica foram realizadas coletas nos meses de janeiro de 2008 e janeiro de 2009. A partir de 10 plantas adultas (em cada ambiente) foram coletadas amostras de raiz (próximo ao ápice, na região mediana e próximo ao colo), de caule (do primeiro ao quinto nós) e de folhas adultas (a partir do quinto nó, na porção mediana da lâmina). As amostras foram fixadas em F.A.A. 50 (formol, ácido acético glacial e etanol 50% na proporção de 1:1:18) (JOHANSEN, 1940) ou em glutaraldeído 1% e formaldeído 4%, em tampão fosfato de sódio 0,1M, pH 7,2 (MCDOWELL; TRUMP, 1976) e, posteriormente, conservadas em etanol 70%.

Para análise morfológica dos tricomas, estômatos e cutícula foram realizadas análises da superfície da folha e do caule, em microscopia eletrônica de varredura (MEV). As amostras de folhas jovens e caules, do primeiro ao quarto nós (10 indivíduos) foram fixadas em F.A.A. 50, desidratadas em série etílica crescente até etanol absoluto (JOHANSEN, 1940) e secas via ponto crítico com CO₂, em equipamento BAL-TEC CPD 030 – Critical Point Dryer. Essas amostras foram fixadas em suporte metálico com fita adesiva de cobre, metalizadas com ouro, em equipamento SCD 030 Balzers Union FL 9496. As observações e eletromicrografias foram realizadas em Microscópio Eletrônico de Varredura JEOL JSM - 6360LV. A terminologia para a tipificação dos tricomas foi a adotada por Amarasinghe, Graham e Graham (1991).

Para análise anatômica, foram montadas lâminas semipermanentes e permanentes. As lâminas semipermanentes foram confeccionadas segundo técnicas convencionais de corte à mão livre. A coloração foi realizada com Azul de Toluidina (O'BRIEN; FEDER; MCCULLY, 1964), ou Azul de Astra e fucsina básica (ALVES DE BRITO; ALQUINI, 1996). As lâminas foram, em seguida, montadas em gelatina glicerinada (KAISER¹ apud KRAUS; ARDUIN, 1997) e vedadas com esmalte de unha

¹ KAISER, E. Verfahren zur Herstellung einer tadellosen Glycerin-Gelatine. **Botanisch Zentralb.** v.180, p. 25-26, 1880.

incolor. As amostras para confecção de lâminas permanentes foram incluídas em historresina, seccionadas em micrótomo de rotação, coradas com Azul de Toluidina (O'BRIEN; FEDER; MCCULLY, 1964) e montadas em resina sintética (Permout®).

Testes histoquímicos foram realizados nas raízes (próximo ao ápice em início de crescimento secundário e na região mediana), nos caules (do primeiro ao quinto nós) e nas folhas (a partir do quinto nó, na porção mediana), em material fresco, fixado e/ou incluído em historresina. Para detecção de lipídios totais, utilizou-se Sudan III (PEARSE, 1980); para esteroides, tricloreto de antimônio (HARDMAN; SOFOWORA, 1972; MACE; BELL; STIPANOVIC, 1974); para lactonas sesquiterpênicas, ácido sulfúrico (GEISSMAN; GRIFFIN, 1971); para terpenoides com grupo carbonila, 2,4-dinitrofenil-hidrazina (GANter; JOLLÉS, 1969); para compostos fenólicos gerais, cloreto férrico (JOHANSEN, 1940); para taninos, vanilina clorídrica (MCMANUS, 1948); para proantocianidinas, vanilina sulfúrica - vanilina a 2% em ácido sulfúrico a 50%, adaptado de Price, Van Scoyoc e Butler (1978) e de Scalbert (1992); para lignina, floroglucinol-HCl (JOHANSEN, 1940); para alcaloides, reagente de Wagner (FURR; MAHLBERG, 1981); para polissacarídeos neutros, PAS - Ácido Periódico/Reagente de Schiff (MCMANUS, 1948); para amido, lugol (BERLYN; MIKSCHE, 1976); para mucopolissacarídeos, Azul de Alcian (PEARSE, 1980); para substâncias pécticas, Vermelho de Rutênio (JOHANSEN, 1940); e para proteínas totais, Azul Brilhante de Comassie (FISCHER, 1968). Seções controle foram realizadas simultaneamente aos testes histoquímicos, conforme procedimento padrão. Para a verificação do aspecto natural dos órgãos e das secreções, foram montadas e observadas algumas seções sem tratamento.

As análises microscópicas e registros fotográficos foram realizados em microscópio fotônico ou estereoscópico da marca ZEISS® (Axiolab LR 66239C) com câmera fotográfica (Sony® Cyber-shot DSC-P200) acoplada. As mensurações microscópicas foram realizadas em microscópio Olympus® CBA com ocular micrometrada.

2.3 ANÁLISE MORFOMÉTRICA

Os dados morfométricos foram mensurados a partir de plantas adultas coletadas nos meses de janeiro de 2008 e janeiro de 2009. Os dados de largura, comprimento e biomassa (peso seco) foliar, diâmetro do caule, comprimento radicular, biomassa radicular e comprimento e biomassa da porção aérea, foram obtidos através do uso de régua milimetrada, paquímetro e balança analítica. Para a aferição da biomassa foliar, radicular e da porção aérea, foram montadas exsiccatas, para secagem do material em temperatura ambiente. Para a obtenção da área foliar, as folhas foram digitalizadas em scanner e mensuradas através do programa Sigma Scan Pro (version 5.0, SPSS Inc., Chicago IL, USA). Também foram obtidas: a espessura do limbo, espessura dos parênquimas clorofilianos paliçádico e lacunoso e espessura total do mesofilo, através de mensurações em microscópio fotônico Olympus CBA, com ocular micrometrada. A contagem de células mucilaginosas por milímetro linear foi realizada em seções transversais do terço médio da folha, na epiderme da face adaxial de 10 folhas. A área específica foliar foi aferida através do cálculo área foliar/peso foliar. Para avaliação do crescimento foram marcados 10 indivíduos em cada ponto de coleta, os quais foram mensurados mensalmente, quanto à altura da parte aérea, durante a temporada de crescimento anual das plantas 2008/2009. As variáveis foram mensuradas em 10 plantas de cada ambiente, em 2008. Nas plantas coletadas em 2009, as variáveis foram obtidas de 10 plantas no ambiente mesofítico e 5 plantas no ambiente hidrofítico (devido à alta mortalidade ocasionada pelas enxurradas e pela estiagem que ocorreram no final de 2008). Para a análise estatística, foram calculados as médias e o desvio padrão de todas as variáveis. Os dados foram submetidos ao Teste t de Student, com um nível de probabilidade de 5%.

3 RESULTADOS

3.1 CARACTERIZAÇÃO MORFOANATÔMICA E HISTOQUÍMICA

3.1.1 Raiz

O sistema radicular de *Cuphea carthagenensis* é do tipo primário fibroso, onde a raiz principal é pouco desenvolvida, mas apresenta muitas ramificações de 2ª ordem bastante desenvolvidas, com intensa ramificação lateral. Na estrutura anatômica, em início de crescimento secundário, as raízes apresentam epiderme e exoderme unisseriadas (sendo a exoderme com paredes pouco espessadas), aerênquima, e endoderme evidente, com paredes delgadas (FIGURA 2A). As células corticais, alinhadas radialmente, se separam radialmente e sofrem colapso, originando lacunas de aerênquima (FIGURA 2A). Internamente à endoderme, o cilindro vascular é composto por periciclo descontínuo, onde os elementos de tubo crivado podem estar em contato direto com a endoderme. Em início de crescimento secundário, a raiz se encontra com os elementos de vaso do xilema envoltos por fibras de natureza gelatinosa. Com o crescimento secundário, a epiderme é substituída pela exoderme e a endoderme divide-se, anticlinalmente para acompanhar o aumento em espessura (FIGURA 2B). Junto ao aerênquima, a endoderme se mantém funcional, mesmo após a instalação do felogênio (na região pericíclica) e a formação de várias camadas de felema (FIGURA 2C). A periderme é formada por uma camada de feloderme e felema aerenquimatoso (FIGURA 2C). O felema possui camadas unisseriadas de células achatadas, justapostas, com paredes suberizadas, alternadas por três ou quatro camadas de células não suberizadas, dispostas frouxamente, delimitando espaços intercelulares conspícuos (FIGURAS 2C e 2D). O floema secundário é contínuo por

todo o cilindro vascular. O xilema secundário é composto de vasos de diâmetros variados, predominantemente solitários ou em séries radiais, raios parenquimáticos estreitos (FIGURA 2D) e muitas fibras – libriformes gelatinosas na raiz em crescimento (FIGURA 2B) e libriformes não-gelatinosas na raiz madura (FIGURA 2D).

Os testes histoquímicos (QUADRO 1) evidenciaram na raiz a presença de: lipídios no córtex e floema e células com paredes suberizadas no felema (FIGURA 2E); lactonas sesquiterpênicas no conteúdo dos vasos do xilema; compostos fenólicos gerais no córtex, felema, floema e nos raios parenquimáticos do xilema (FIGURA 2F); proantocianidinas em idioblastos do córtex e felema e no conteúdo dos vasos e nos raios parenquimáticos do xilema (FIGURA 3A); polissacarídeos neutros nas células achatadas do felema aerenquimatoso (FIGURA 3B) e na endoderme; e amido na endoderme.

3.1.2 Caule

A vista frontal da epiderme evidencia células retangulares alongadas que se tornam arredondadas na base dos tricomas secretores (FIGURA 3C). Os tricomas são de três tipos: tipo 1 - tricomas secretores longos, multicelulares, multisseriados, com base bulbosa expandida (FIGURAS 3C e 3D); tipo 2c - tricomas tectores curtos, unicelulares, espiniformes, com paredes ornamentadas (FIGURA 3E); e tipo 4 - tricomas tectores curtos, com uma a três células, com paredes não ornamentadas, (FIGURA 3E). Os tricomas tectores, ornamentados e não ornamentados, apresentam-se mais concentrados em algumas regiões, formando faixas descontínuas sobre a superfície caulinar (FIGURA 3D). Os tricomas secretores possuem na sua base expandida, células com citoplasma denso, vacúolos pequenos e núcleo proeminente, característicos de células secretoras (FIGURA 3F). A camada externa que envolve as células secretoras se estende formando um estreitamento ('gargalo') multicelular que se afila em direção

ao ápice do tricoma, delimitando um ducto central (FIGURA 3F detalhe). A secreção é exsudada na extremidade afilada, através de um poro entre as células apicais (FIGURA 3C detalhe) ou, após a lise dessas células, a secreção é eliminada diretamente do ducto para o exterior, formando gotículas (FIGURA 3C). O exsudato tem aparência resinosa, com brilho intenso na presença de luz e com consistência pegajosa. Quando observado sem a secreção, o tricoma secretor se assemelha a um tricoma tector (FIGURA 3D).

Grupo de Metabólitos	Teste	Folha	Caule	Raiz	Tr. secretor
Lipídios totais	Sudan III	+	+	++	++
Esteroides	Tricloreto de Antimônio	-	-	-	-
Lactonas Sesquiterpênicas	Ácido sulfúrico	+	+	+	+
Terpenoides com grupo carbonila	2,4-dinitrofenil-hidrazina	-	-	-	-
Compostos fenólicos gerais	Cloreto Férrico	++	++	+++	+
Taninos	Vanilina Clorídrica	-	-	-	-
Proantocianidinas (Taninos condensados)	Vanilina Sulfúrica	++	+++	++	+++
Lignina	Fluoroglucina Ácida	+	+	+	-
Alcaloides	Reagente de Wagner	-	-	-	-
Polissacarídeos neutros	PAS	+	+	+	++
Amido	Lugol	+	+	+	-
Polissacarídeos ácidos (mucopolissacarídeos e substâncias pécticas)	Azul de Alcian	+	+	+	+
	Vermelho de Rutênio	+++	++	+	+
Proteínas totais	Azul de Comassie	-	-	-	-

QUADRO 1 – Caracterização histoquímica dos órgãos e dos tricomas secretores de *Cuphea carthagenensis*.

Fonte: O autor (2009)

Nota: (+) indica resultado positivo e (-) resultado negativo. Número de cruces indica intensidade de metabólitos no órgão. Tr. secretor = tricoma secretor.

A epiderme do caule é unisseriada (FIGURA 4A). O córtex é parenquimático, com as primeiras camadas tipicamente clorenquimatosas (FIGURA 4A). Algumas regiões do caule podem conter células epidérmicas e corticais com pigmentos

avermelhados, provavelmente antocianinas (FIGURA 4B). As camadas mais internas podem ou não apresentar células colapsadas formando aerênquima lisígeno, independentemente do ambiente em que se encontram (FIGURAS 4A e 4C). O felogênio, quando presente, instala-se no periciclo (FIGURA 4C). No caule em crescimento secundário ocorre uma faixa contínua de floema secundário externo, seguida interiormente pelo câmbio, xilema e floema interno (FIGURAS 4A e 4C). As fibras xilemáticas são mais comumente libriformes, podendo ocorrer fibras gelatinosas. A medula é parenquimática e pode formar lacunas de aerênquima (FIGURA 4C). Idioblastos drusíferos ocorrem dispersos na medula, individualmente ou em grupos, geralmente envolvidos por mucilagem (FIGURA 4D).

No caule, os testes histoquímicos (QUADRO 1) evidenciaram a presença de: lipídios na cutícula, no exsudato dos tricomas secretores (FIGURA 4E) e nas células secretoras da base do tricoma (FIGURA 4F); lactonas sesquiterpênicas no conteúdo dos vasos do xilema (FIGURA 4G) e nas células secretoras do tricoma; compostos fenólicos na epiderme, nas camadas mais externas e internas do córtex, no floema, no conteúdo dos vasos do xilema (FIGURA 5A), e nas células secretoras da base dos tricomas (FIGURA 5B); proantocianidinas no córtex e por todo o sistema vascular do caule (FIGURA 5C), na secreção (FIGURA 5D) e nas células secretoras dos tricomas (FIGURA 5E); polissacarídeos neutros em idioblastos do córtex externo e da epiderme (FIGURA 5F) e nas células secretoras dos tricomas (FIGURA 5G); amido no córtex interno do caule; e substâncias pécticas nas paredes celulares e cutícula e, em idioblastos drusíferos do caule (FIGURA 4D).

3.1.3 Folha

Em vista frontal, as células epidérmicas possuem paredes anticlinais sinuosas, em ambas as superfícies (FIGURAS 6A e 6C), com estrias epicuticulares

mais pronunciadas na face abaxial do que na adaxial (FIGURA 6B e 6C). Os estômatos são dos tipos diacíticos e anomocíticos (FIGURA 6A). Os tricomas estão presentes em ambas as faces, sendo de três tipos: a) tipo 1 - secretores longos, multicelulares, multisseriados, (idênticos àqueles observados no caule), principalmente concentrados sobre as nervuras (FIGURA 6D); b) tipo 2a - tectores curtos, unicelulares, espiniformes, com parede com ornamentação verrucosa e oblíquos em relação à base (FIGURAS 6D e 6E); e c) tipo 4 - tricomas tectores curtos, com uma a três células, com paredes lisas ou levemente estriadas (FIGURA 6E). Os tricomas tectores tipo 2a são bem distribuídos por toda a epiderme, mais concentrados nos bordos (FIGURA 6F) e direcionados ao ápice foliar. Os tricomas tectores do tipo 4 se concentram, especialmente, sobre as nervuras (FIGURA 6E). A venação apresenta areolas poligonais, com as veias de menor porte terminando livremente na aréola (FIGURA 7A). Cristais em forma de drusa estão dispersos por todo o limbo (detalhe da FIGURA 7A).

Em secção transversal, a epiderme apresenta-se unisseriada, com células mucilaginosas (FIGURA 7B). As células epidérmicas são, em geral, maiores na superfície adaxial. A folha é anfi-hipoestomática e os estômatos se encontram, geralmente, no mesmo nível das demais células epidérmicas. O mesofilo é composto, em geral, por uma camada de parênquima clorofiliano paliçádico, podendo ocorrer também duas camadas, e cerca de quatro camadas de parênquima clorofiliano lacunoso (FIGURA 7B). Idioblastos contendo drusas são visíveis, especialmente, no parênquima lacunoso. A nervura central, transversalmente, é plano-convexa e apresenta colênquima predominantemente angular, em posição subepidérmica, em ambas as faces. Esse é seguido, internamente, por parênquima clorofiliano regular e parênquima de preenchimento; o feixe vascular é único, bicolateral e em forma de "C" (FIGURA 7C). O mesofilo, na margem foliar, não apresenta modificações, sendo arredondado.

O pecíolo, em secção transversal, apresenta estrutura bastante semelhante àquela descrita para a nervura central. No entanto, ocorre a formação de espaços de ar

mais evidentes entre as células do parênquima de preenchimento, devido à separação das paredes celulares (FIGURAS 7D e 7E) ou por lise celular (FIGURA 7D).

Na folha, os testes histoquímicos (QUADRO 1) evidenciaram a presença de: lipídios na cutícula e nas células secretoras e exsudato dos tricomas secretores; lactonas sesquiterpênicas no conteúdo dos vasos dos feixes vasculares e nas células secretoras do tricoma; compostos fenólicos no mesofilo da folha e nas células secretoras dos tricomas; proantocianidinas no mesofilo foliar (FIGURA 7F) e nas células secretoras e exsudato dos tricomas secretores; polissacarídeos neutros em idioblastos da epiderme e nas células secretoras dos tricomas; amido no mesofilo associado aos cloroplastos; substâncias pécticas nas paredes celulares e na cutícula da folha, bem como mucilagem da epiderme foliar (FIGURA 7G).

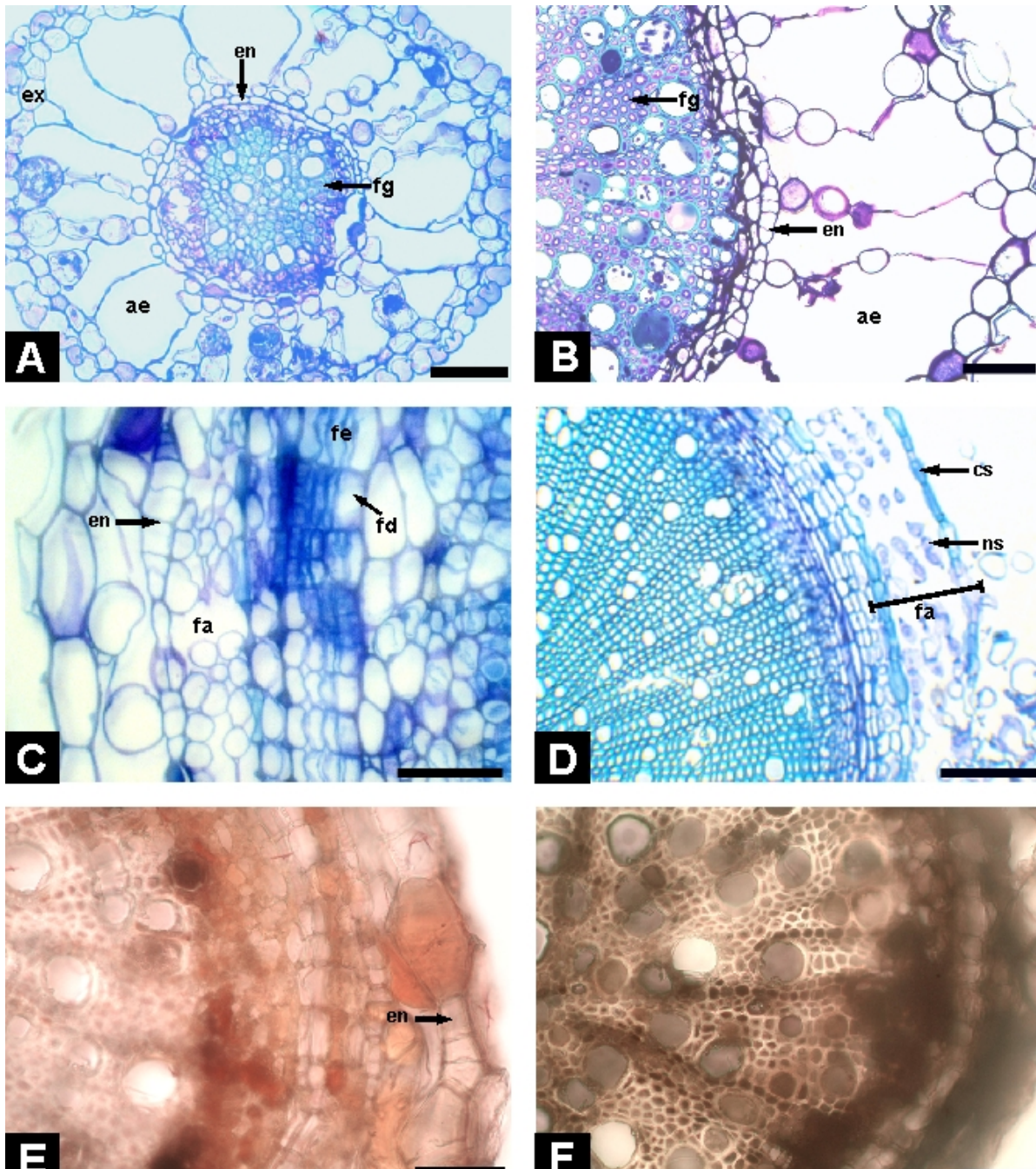


FIGURA 2. Fotomicrografias da raiz de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J. F. Macbr. A. Raiz de segunda ordem evidenciando exoderme (ex), aerênquima (ae), endoderme (en) e fibras gelatinosas (fg) no xilema. B. Raiz em crescimento secundário evidenciando divisões anticlinais na endoderme (en). C e D. Raízes em crescimento secundário avançado. Em C, observar formação do felema aerênquimatoso (fa) a partir do felogênio (fe), a feloderme (fd) e a endoderme (en). Em D, notar células suberizadas (cs) e não suberizadas (ns) alternadas no felema (fa). E. Detecção de lipídios totais no floema, súber e córtex. F. Detecção de compostos fenólicos no floema, súber, córtex e nos raios parenquimáticos do xilema. Fig. A, B, C, E e F escala = 50 μ m. Fig. D, escala = 150 μ m.

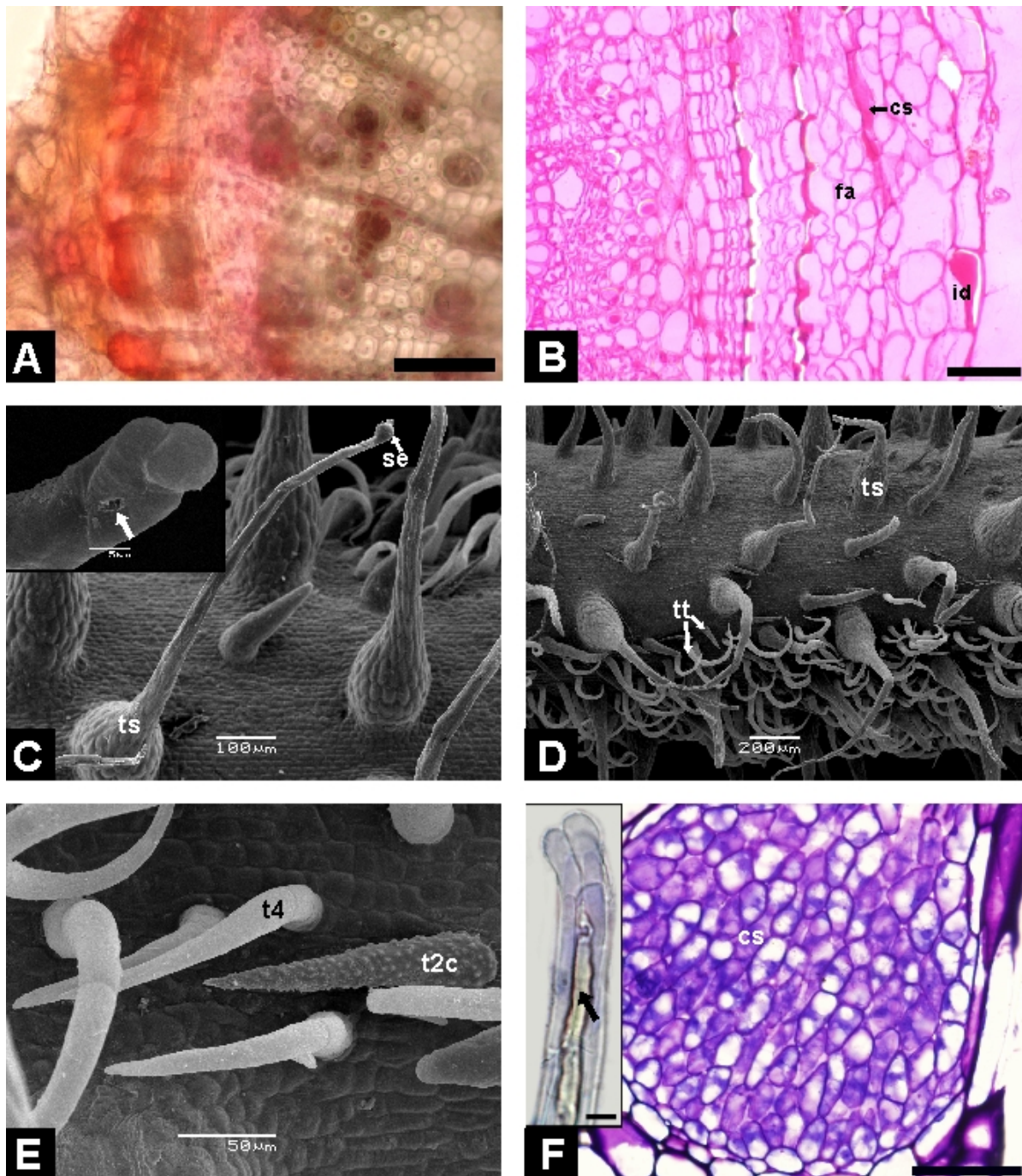


FIGURA 3. Fotomicrografias da raiz (A e B) e do caule (F) e eletromicrografias (MEV) do caule (C-E) de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J. F. Macbr. A. Reação positiva para proantocianidinas (cor vermelha) no córtex, floema e xilema da raiz. B. Detecção de polissacarídeos neutros (cor vermelha) nas células suberificadas (cs) do felema (fa) e em idioblastos (id) do córtex da raiz. C. Superfície caulinar com detalhe da secreção (se) na extremidade do tricoma secretor (ts); observar poro (seta) na extremidade do tricoma secretor (detalhe). D. Superfície caulinar com tricomas secretores (ts) e faixa descontínua de tricomas tectores (tt). E. Tricomas tectores no caule, tipo 2c (t2c) e tipo 4 (t4). F. Secção longitudinal da base do tricoma secretor, evidenciando células secretoras (cs) e no detalhe, extremidade do tricoma com ducto (seta) contendo secreção. Fig. A, B e F, escala = 50 μm e no detalhe da Fig. F, escala = 10 μm .

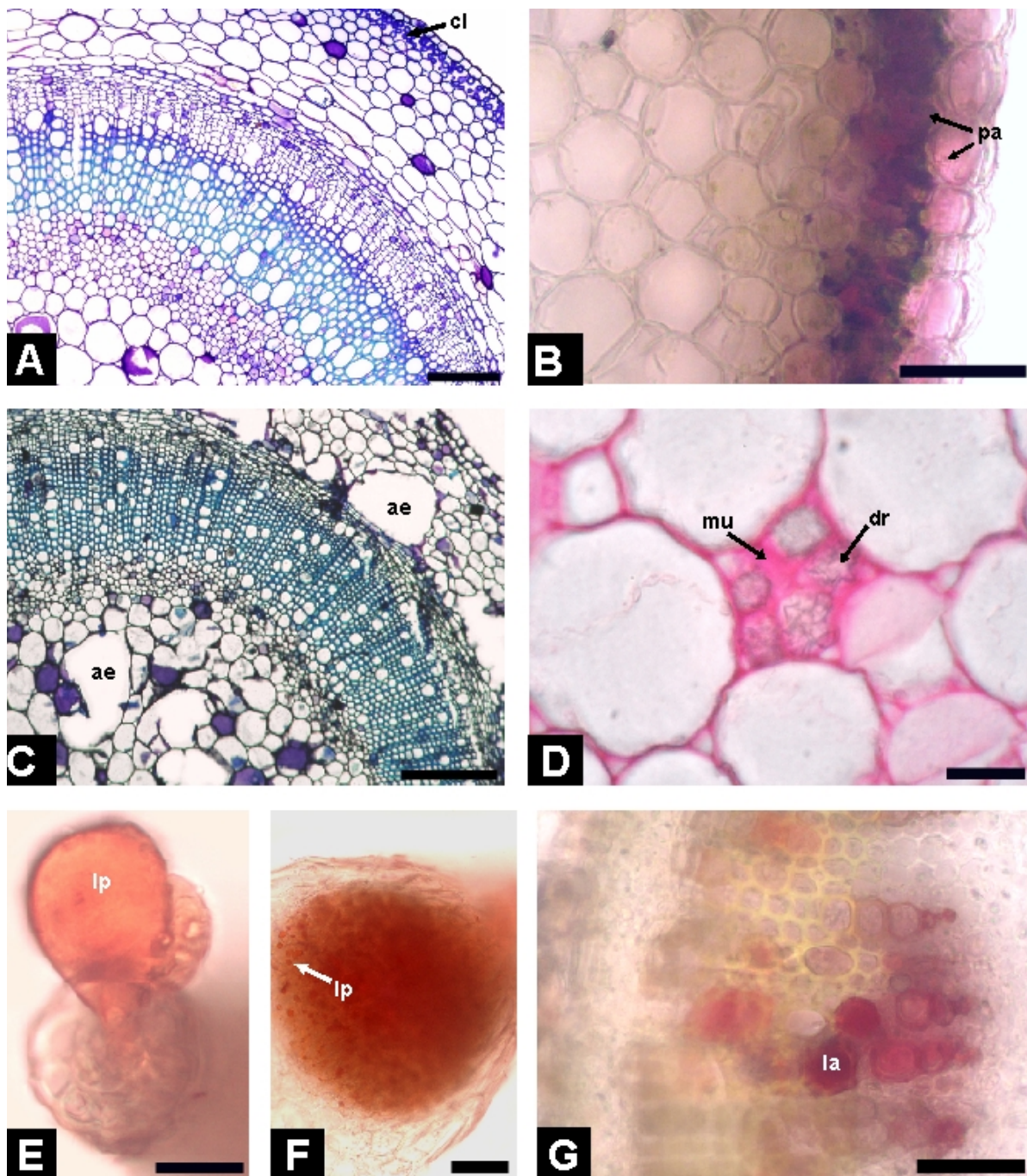


FIGURA 4. Fotomicrografias do caule em secção transversal e detalhes do tricoma secretor de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J. F. Macbr. A. Vista geral do caule evidenciando camadas clorênquimatosas (cl) no córtex externo. B. Material fresco sem coloração, com pigmentos avermelhados (pa) no córtex externo e epiderme. C. Caule apresentando lacunas de aerênquima (ae). D. Medula com grupo de drusas (dr) envolvido por mucilagem (mu). E. Extremidade do tricoma secretor evidenciando gotícula de material lipídico (lp) no exsudado. F. Base secretora do tricoma com gotículas lipídicas (lp). G. Reação positiva para lactonas sesquiterpênicas (la) no conteúdo dos vasos do xilema. Fig. A e C, escala = 100 μ m. Fig. B escala = 50 μ m. Fig. D, E, F e G, escala = 20 μ m.

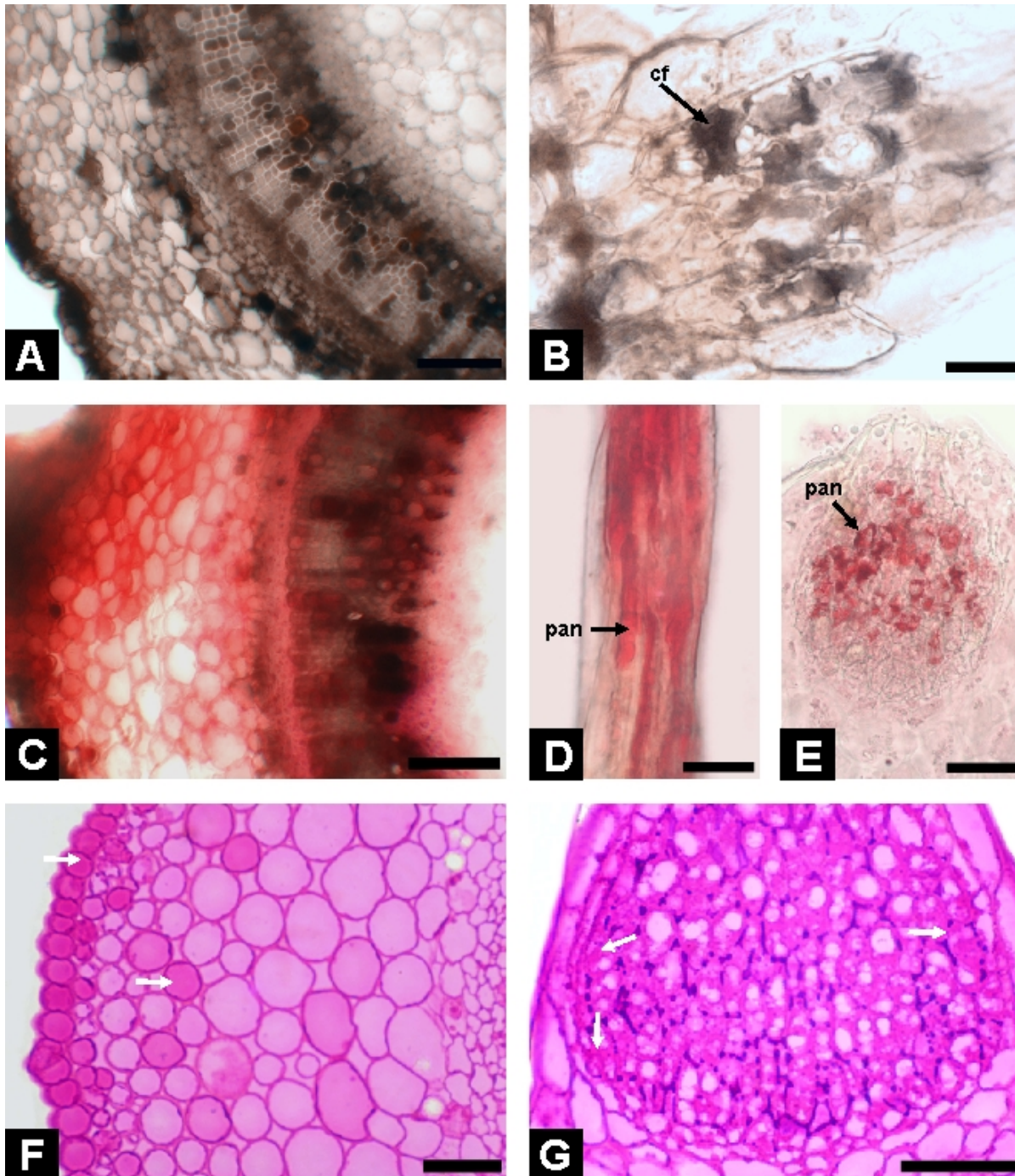


FIGURA 5. Histoquímica do caule de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J. F. Macbr. A. Reação positiva para compostos fenólicos na epiderme, no córtex e no sistema vascular. B. Detalhe da base do tricoma secretor evidenciando compostos fenólicos (cf). C. Reação positiva para proantocianidinas (cor vermelha) no córtex e tecido vascular. D. Detalhe das células afiladas do tricoma secretor evidenciando proantocianidinas (pan). E. Células secretoras da base do tricoma indicando conteúdo com proantocianidinas (pan). F e G. Polissacarídeos neutros (setas) em idioblastos (do córtex externo e da epiderme) e nas células secretoras dos tricomas, respectivamente. Fig. A e C, escala = 100 μ m. Fig. F e G, escala = 50 μ m. Fig. B, D e E, escala = 20 μ m.

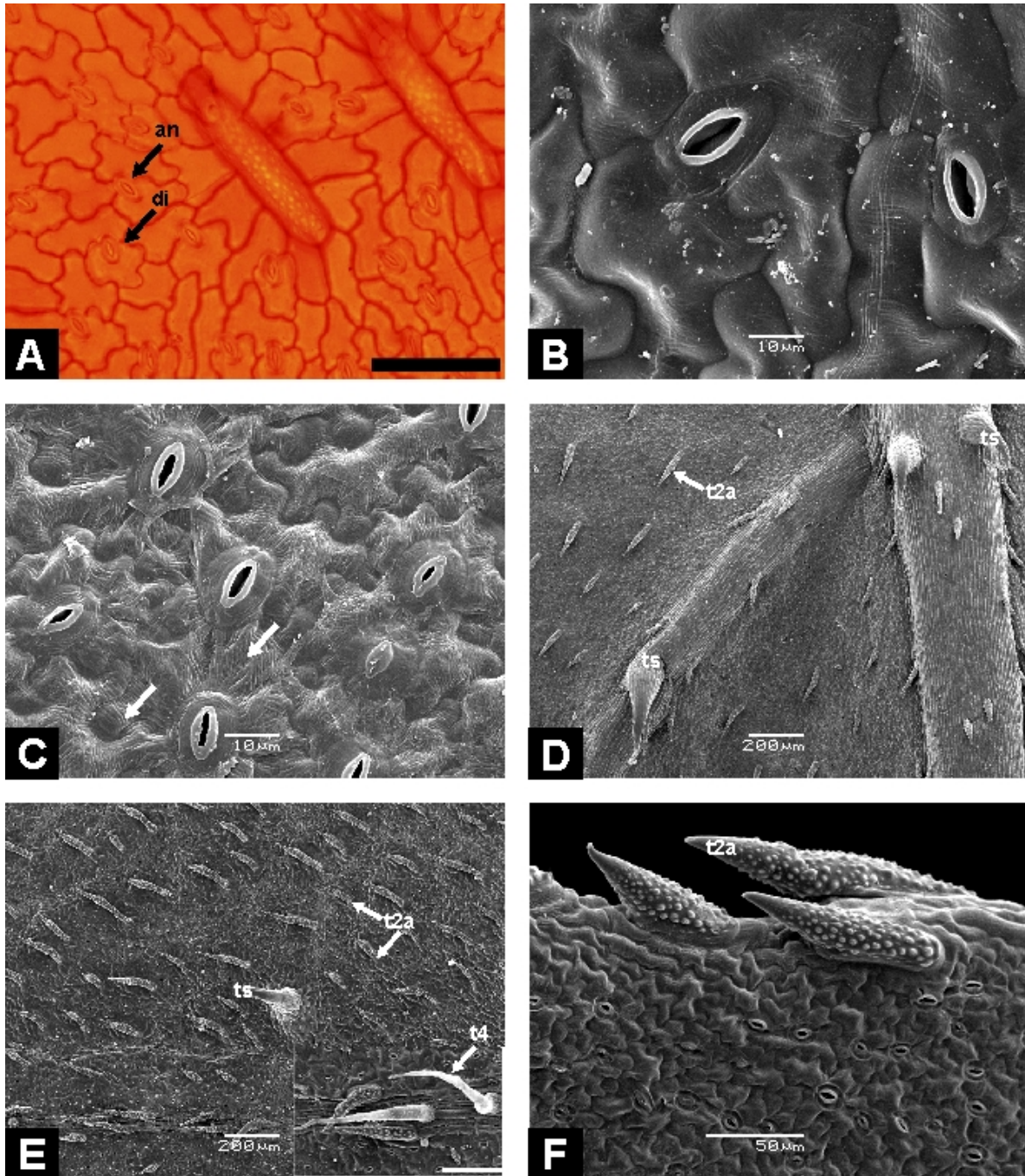


FIGURA 6. Fotomicrografias e eletromicrografias (MEV) da folha de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J. F. Macbr. A. Secção paradérmica da superfície adaxial com tricomas tectores e estômatos diacíticos (di) e anomocíticos (an). B e C. Superfície foliar adaxial e abaxial, respectivamente; estrias epicuticulares (setas). D. Superfície abaxial com tricomas secretores (ts) sobre a nervura e tricomas tectores tipo 2a (t2a). E. Superfície adaxial com tricomas tectores tipo 2a (t2a) direcionados ao ápice foliar, tricomas do tipo 4 (t4) sobre a nervura e tricomas secretores (ts) sobre o limbo. F. Bordo foliar com tricomas do tipo 2a (t2a). Fig. A, escala = 50 µm. Detalhe em E, escala = 100 µm.

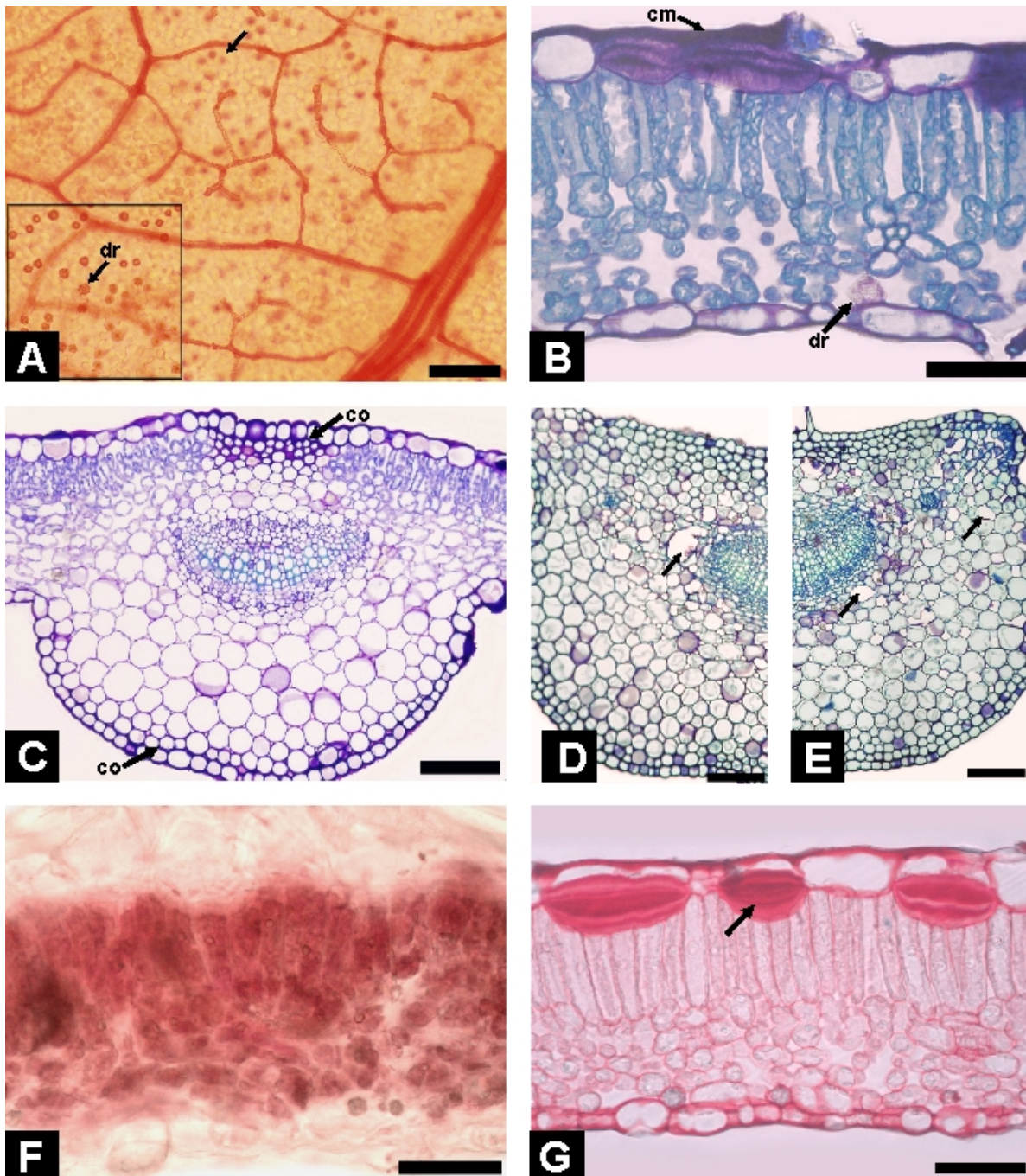


FIGURA 7. Fotomicrografias das secções transversais da limbo e pecíolo de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J. F. Macbr. A. Vista frontal da superfície abaxial evidenciando venação com aréolas poligonais (seta) e no detalhe, drusas (dr) dispersas no limbo. B. Limbo com células epidérmicas mucilaginosas (cm) e drusas (dr) dispersas no parênquima clorofiliano lacunoso. C. Nervura central com feixe bicolateral e colênquima em ambas as faces (co). D e E. Pecíolo evidenciando o parênquima cortical com espaços de ar (setas); plantas de ambiente hidrofítico e mesofítico, respectivamente. F. Reação positiva para proantocianidinas no mesofilo (cor vermelha). G. Limbo com células epidérmicas evidenciando polissacarídeos ácidos (mucilagem) (seta). Fig. B, D, E, F e G, escala = 50 μ m. Fig. A e C, escala = 100 μ m.

3.2 CARACTERIZAÇÃO DOS AMBIENTES HIDROFÍTICO E MESOFÍTICO

Na análise estatística das variáveis ambientais, a temperatura e a radiação solar não apresentaram diferenças significativas para os locais de coleta, embora a umidade relativa do ar tenha sido significativamente maior na beira da água (TABELA 1).

TABELA 1 – Valores médios e desvios-padrão (DP) da radiação fotossinteticamente ativa (PAR), umidade relativa do ar (UR) e temperatura nos ambientes hidrofítico e mesofítico 08/2008 - 01/2009

		Ago/08	Set/08	Out/08	Nov/08	Dez/08	Jan/09	Média±DP
PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$)	Hidrofítico	153,73	173,97	179,32	-	195,51	-	175,63±17,23 ^a
	Mesofítico	152,08	171,24	179,85	-	196,16	-	174,83±18,36 ^a
UR (%)	Hidrofítico	79,00	69,33	90,00	72,67	75,00	80,00	77,67±7,22 ^a
	Mesofítico	67,33	62,67	85,00	56,67	69,67	67,00	68,06±9,49 ^b
Temperatura (°C)	Hidrofítico	27,67	24,50	29,60	29,87	30,37	28,73	28,46±2,16 ^a
	Mesofítico	28,37	25,60	31,70	32,57	30,50	28,20	29,48±2,60 ^a

Fonte: O autor (2009)

Nota: Letras diferentes representam médias significativamente diferentes (Teste t-Student, $p < 0,05$).

A análise do perfil do solo (ANEXO I) revelou que ambos os locais apresentam o tipo Argissolo, sendo que, no ambiente hidrofítico, o solo foi identificado como Argissolo Vermelho-Amarelo distrófico típico e no ambiente mesofítico, como Argissolo Vermelho-Amarelo típico. De acordo com as características físicas obtidas na análise, o Argissolo do ambiente hidrofítico apresenta classe textural argilosa nas porções superiores do perfil e textura muito argilosa nas inferiores. Já, o Argissolo no ambiente mesofítico pôde ser classificado, inteiramente, na classe textural muito argilosa.

Os dados climatológicos obtidos no período de desenvolvimento anual de *Cuphea carthagenensis* (agosto/março) mostraram um regime de chuvas diferenciado na temporada 2007/2008, em relação à temporada 2008/2009 (FIGURA 8). O primeiro período, 2007/2008, apresentou um clima regular, com chuvas bem distribuídas, com alta precipitação de setembro a novembro, porém sem cheias e com poucas e curtas

estiagens. Em contrapartida, o período 2008/2009 apresentou variações bruscas do clima, especialmente devido às cheias ocorridas em outubro e início de novembro de 2008, seguidas de estiagem prolongada no mês de novembro e em dezembro do mesmo ano (FIGURA 8).

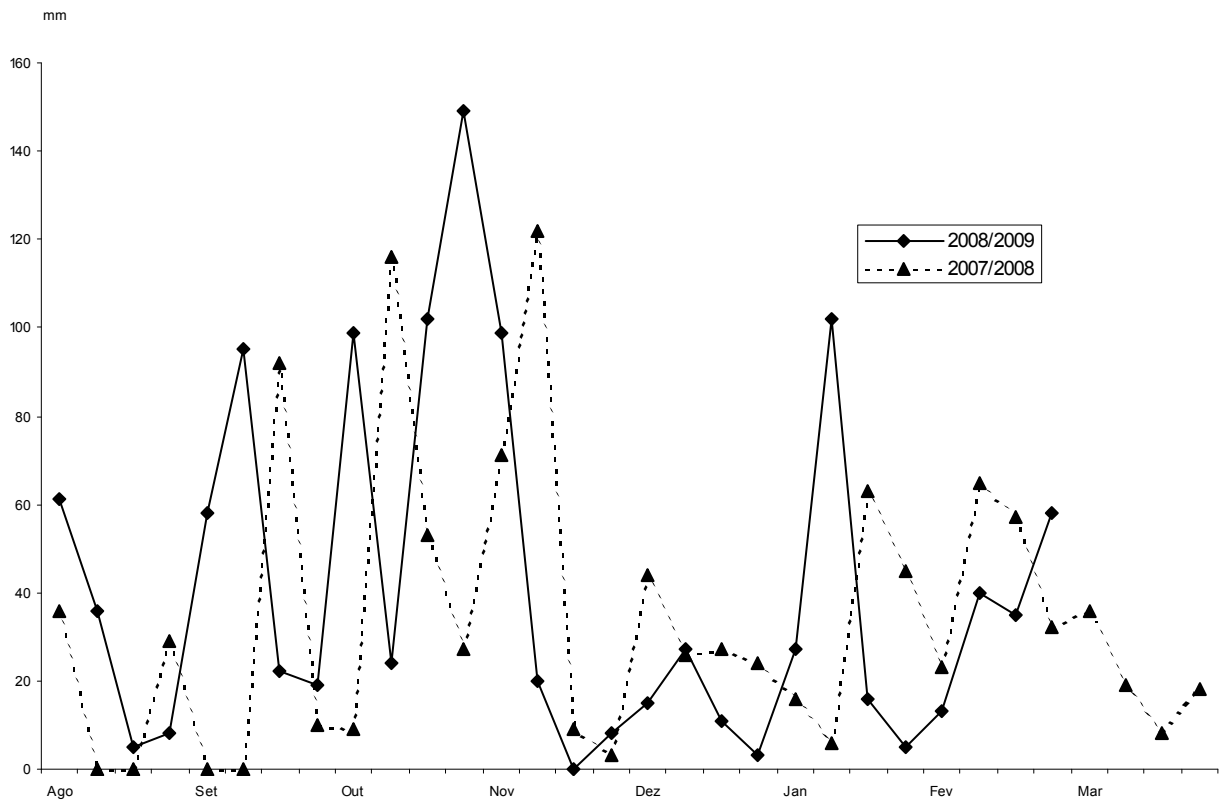


FIGURA 8. Precipitação pluviométrica semanal do período agosto de 2007/fevereiro de 2008 e agosto de 2008/fevereiro de 2009 na localidade de Suruvi, Concórdia, SC.

Fonte: O autor.

Nota: Dados obtidos pela Estação Climatológica da Embrapa-CNPSA, Suruvi, Concórdia, SC.

O acompanhamento da variação da coluna d'água no solo está ilustrado na FIGURA 9. A análise estatística não revelou diferenças significativas de retenção de água nos macroporos, entre os ambientes hidrofítico e mesofítico.

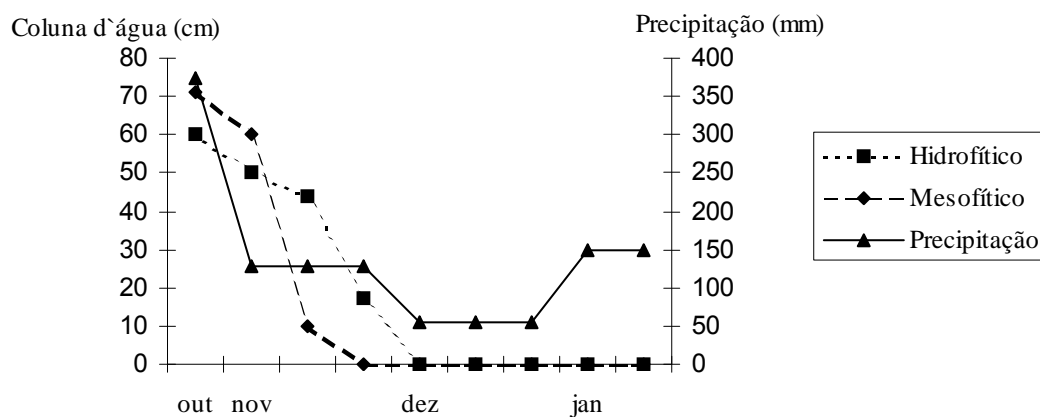


FIGURA 9. Relação da precipitação pluviométrica semanal e da água sobressalente no solo (coluna d'água) no período de outubro de 2008 a janeiro de 2009, na localidade de Suruvi, Concórdia, SC.

Fonte: O autor.

Nota: Valores da profundidade de água no solo (coluna d'água), obtidos pela mensuração em poços hídricos. Valores de precipitação, obtidos pela Estação Climatológica da Embrapa-CNPSA, Suruvi, Concórdia, SC.

3.2 ANÁLISE MORFOMÉTRICA DAS PLANTAS EM AMBIENTES HIDROFÍTICO E MESOFÍTICO

Em relação às variáveis morfométricas, no ano de 2008, as plantas ocorrentes no ambiente hidrofítico apresentaram largura, área e área específica foliares, significativamente, maiores em relação às plantas localizadas no ambiente mesofítico (TABELA 2). Já no ano de 2009, as plantas em ambiente hidrofítico apresentaram biomassa da porção aérea, comprimento, largura, área e biomassa foliares, significativamente menores que nas plantas do ambiente mesofítico (TABELA 3). As mensurações realizadas nos tecidos do mesofilo das plantas coletadas em 2008 e 2009 (TABELAS 2 e 3) não revelaram diferenças significativas entre os ambientes hidrofítico e mesofítico, com exceção do parênquima clorofiliano paliádico. Esse foi maior para as

plantas do ambiente mesofítico, coletadas em 2008. No entanto, tal diferença não foi observada nas plantas coletadas no ano seguinte.

TABELA 2 – Valores médios e respectivos desvios-padrão das características morfológicas e anatômicas da folha de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J.F. Macbr. em ambientes hidrofítico e mesofítico. 2008

	Ambiente Hidrofítico	Ambiente Mesofítico
Comprimento foliar (cm)	3,05±0,44 ^a	2,85±0,33 ^a
Largura foliar (cm)	1,37±0,22 ^a	1,15±0,13 ^b
Área foliar (cm ²)	2,70±0,58 ^a	2,11±0,41 ^b
Biomassa foliar (g)	0,0137±0,0028 ^a	0,0117±0,0020 ^a
Área específica foliar (cm ² /g)	199,82±16,32 ^a	183,01±23,55 ^b
Espessura foliar (µm)	151,19±11,93 ^a	148,30±7,07 ^a
Parênquima paliçádico (µm)	58,05±5,29 ^b	64,51±2,67 ^a
Parênquima lacunoso (µm)	52,18±7,40 ^a	54,03±9,14 ^a
Espessura do mesofilo (µm)	110,22±14,19 ^a	118,54±10,14 ^a

Letras diferentes representam médias significativamente diferentes (Teste t-Student, p < 0,05). n = 10 (indivíduos).

TABELA 3 – Valores médios e respectivos desvios-padrão das características morfológicas e anatômicas dos órgãos vegetativos de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J.F. Macbr. em ambientes hidrofítico e mesofítico. 2009

	Ambiente Hidrofítico	Ambiente Mesofítico
Altura da planta (cm)	78,80±17,71 ^a	71,05±5,46 ^a
Comprimento radicular (cm)	28,90±13,17 ^a	35,40±8,75 ^a
Biomassa – porção aérea (g)	16,40±4,90 ^b	25,44±6,50 ^a
Biomassa – porção radicular (g)	1,45±0,63 ^a	2,06±0,91 ^a
Diâmetro do caule (cm)	0,60±0,15 ^a	0,53±0,10 ^a
Comprimento foliar (cm)	2,51±0,21 ^b	2,99±0,15 ^a
Largura foliar (cm)	1,12±0,06 ^b	1,28±0,05 ^a
Área foliar (cm ²)	1,84±0,35 ^b	3,21±1,41 ^a
Biomassa foliar (g)	0,0127±0,0029 ^b	0,0206±0,0029 ^a
Área específica foliar (cm ² /g)	143,22±14,09 ^a	165,34±71,51 ^a
Espessura foliar (µm)	153,60±5,24 ^a	143,12±16,76 ^a
Parênquima paliçádico (µm)	63,69±2,76 ^a	58,09±8,48 ^a
Parênquima lacunoso (µm)	54,41±3,73 ^a	49,42±6,46 ^a
Espessura do mesofilo (µm)	118,10±5,98 ^a	107,51±14,88 ^a
Nº de células mucilaginosas/mm	13,38±0,78 ^a	13,95±1,37 ^a

Letras diferentes representam médias significativamente diferentes (Teste t-Student, p < 0,05). Ambiente hidrofítico, n = 5 (indivíduos); ambiente mesofítico, n = 10.

As curvas de crescimento anual revelaram um desenvolvimento uniforme em altura, para ambos os ambientes (FIGURA 10). Com exceção da primeira mensuração,

em setembro/2008, que apresentou altura maior para os indivíduos do ambiente hidrofítico, as demais mensurações não foram significativamente diferentes. A diferença na primeira avaliação se explica pelo fato de que as plantas em ambiente hidrofítico germinaram, aproximadamente, um mês antes daquelas em ambiente mesofítico.

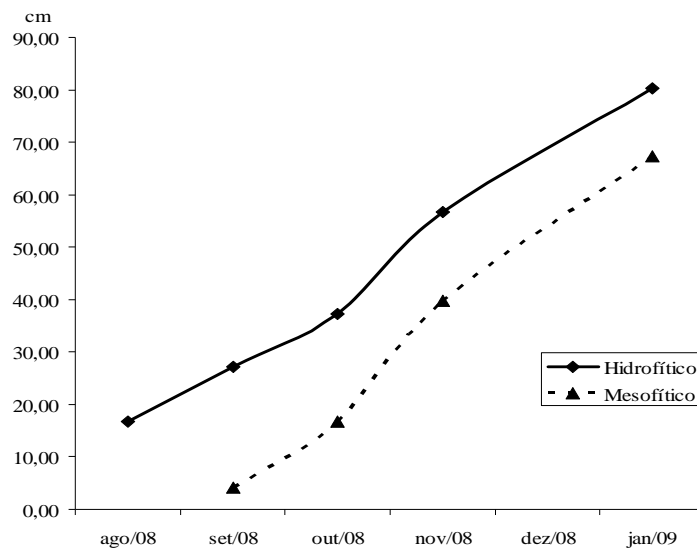


FIGURA 10. Curva de crescimento anual (2008/2009) de *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J.F.Macbr. em ambientes hidrofítico e mesofítico. 2009.

FONTE: O autor.

4 DISCUSSÃO

4.1 CARACTERIZAÇÃO MORFOANATÔMICA

As observações de campo e mensurações dos indivíduos permitiram constatar que a altura dos mesmos pode alcançar até 102 cm. Em relação ao hábito, Lorenzi e Matos (2002) consideram *Cuphea carthagenensis* como uma planta herbácea que pode atingir de 20 a 50 cm de altura. No entanto, pela altura registrada, assim como pelo porte intensamente ramificado, incluindo ramos lignificados basalmente, *C. carthagenensis* pode ser claramente definida como uma planta herbáceo-arbustiva, de acordo com a descrição para o gênero *Cuphea* de Graham; Freudenstein; Luker (2006). Hirsinger e Knowles (1984) consideram *C. carthagenensis* uma exceção dentro da seção *Brachyandra*, devido ao seu maior porte em relação às demais espécies e por esse motivo, além da característica perene e da rápida reprodução, elegem a espécie como agronomicamente promissora dentre todo o gênero.

Em relação à estrutura das raízes, a característica mais marcante observada em *C. carthagenensis* foi a formação de aerênquima de origem primária (córtex) e secundária (felema). De acordo com a definição clássica da função do aerênquima, as lacunas de ar facilitam a difusão dos gases atmosféricos para as partes submersas da planta (JACKSON; ARMSTRONG, 1999; COLMER, 2003; VOESENEK *et al.*, 2006). No presente estudo, observou-se que em *C. carthagenensis* a formação desse tecido tem origens distintas: a partir do meristema fundamental na fase de crescimento primário e a partir do felogênio, na fase de crescimento secundário, formando um felema aerenquimatoso. Stevens, Peterson e Reader (2002) evidenciaram que o felema aerenquimatoso providencia uma via para trocas gasosas entre raiz e caule em plantas submetidas a ambientes aquáticos portadoras de crescimento secundário, ou seja, plantas que perdem o aerênquima cortical formado primariamente. A presença do

aerênquima, tanto na estrutura primária como na secundária, está diretamente relacionada ao hábito anfíbio desta espécie e reforça a habilidade desta em sobreviver em ambientes com variáveis níveis de água.

O aerênquima formado no felema é ainda pouco conhecido e investigado, apesar de ter sido descrito já em 1889 por Schenk² (*apud* LEMPE; STEVENS; PETERSON, 2001). De acordo com Stevens, Peterson e Reader (2002), isso talvez se deva ao fato de que a maioria das plantas investigadas, portadoras de aerênquima, não possui capacidade de crescimento secundário ou ainda, porque podem ter sido analisadas em estágio jovem.

Em *Cuphea carthagenensis* o felema aerenquimatoso foi observado somente nas raízes. Provavelmente, essa característica ocorra em virtude de que *C. carthagenensis* não apresentou as partes aéreas submetidas ao contato direto com a água, nos locais em que foi acompanhada e coletada. Conforme as investigações de Lempe, Stevens e Peterson (2001) a capacidade de formar felema aerenquimatoso pode ser um fenômeno comum para a família Lythraceae. Os autores descrevem a ocorrência do tecido no caule de *Lythrum salicaria* L., *L. hyssopifolia* L., *L. alatum* Pursh., *Decodon verticillatum* (L.) Elliot., *Pleurophora anomala* A. St. Hil. e *Heimia myrticifolia* Cham. e Schlechtd. Stevens, Peterson e Stephenson (1997) e Stevens, Peterson e Reader (2002) descrevem a presença de felema aerenquimatoso para o caule e também para a raiz de *L. salicaria*. Além de tais espécies, o tecido foi igualmente descrito para três espécies de *Cuphea* por Schenk² (1889 *apud* LEMPE; STEVENS; PETERSON, 2001).

Além de origens distintas, o processo de formação dos dois tipos de aerênquima (no córtex e no felema) em *Cuphea carthagenensis* também é distinto. No aerênquima cortical da raiz de *C. carthagenensis* o processo é esquizolisígeno, enquanto que no felema aerenquimatoso, é esquizógeno, pelo menos em grande parte. No aerênquima esquizolisígeno as lacunas aeríferas são resultantes do afastamento e

² SCHENCK, H. Ueber das Aerenchym, ein dem Krok homologes Gewebe bei Sumpfpflanzen. *Jahrbuecher fuer wissenschaftliche Botanik*, v.20, p. 526-574,1889.

colapso celular ao passo que na formação do aerênquima esquizógeno ocorre somente a separação das células, as quais se mantêm intactas (EVANS, 2003; SEAGO *et al.*, 2005; VISSER; VOESENEK, 2005; JUNG; LEE; CHOI, 2008). A estrutura do aerênquima secundário de *C. carthagenensis* é semelhante àquela descrita para o felema do caule de *Pleurophora anomala* e *Heimia myrticifolia* (LEMPE; STEVENS; PETERSON, 2001).

A presença de suberina nas células achatadas e justapostas do felema aerenquimatoso de *Cuphea carthagenensis* pode evidenciar uma função semelhante à da endoderme. Stevens, Peterson e Stephenson (1997) e Lempe, Stevens e Peterson (2001), registraram modificações de parede semelhantes aquelas das células endodermais, (paredes finas com estrias de Caspary) no felema aerenquimatoso de espécies de Lythraceae. Uma função análoga à da endoderme e da exoderme parece imprescindível para plantas submetidas a estresse hídrico, uma vez que a suberificação isola os órgãos, protegendo-os contra a entrada de água, patógenos, microrganismos e da perda de água, solutos e oxigênio para o ambiente externo.

A formação de aerênquima em *C. carthagenensis* pode ser relacionada à sua afinidade a ambientes com alto suprimento de água e não necessariamente, a uma resposta à inundação ao hábito aquático, como é relatado para *Lythrum salicaria* (STEVENS; PETERSON; STEPHENSON, 1997; STEVENS; PETERSON; READER, 2002). Em *C. carthagenensis* a formação de aerênquima cortical e no felema foi observada tanto nas plantas que cresciam junto à água, quanto naquelas que cresciam em solo argiloso, em ambiente mesofítico.

No caule e na folha de *Cuphea carthagenensis* foram registrados quatro tipos de tricomas: tipo 1, 2a, 2c e 4. Amarasinghe, Graham e Graham (1991) relatam sete tipos de tricomas para as espécies do gênero *Cuphea*. Destes, descrevem para *C. carthagenensis* também quatro tipos: tipo 1 – tricomas secretores longos e multisseriados, com base bulbosa expandida; tipo 2a - tricomas curtos, unicelulares, com parede espessa “tuberculada” (ornamentada) e oblíquos em relação a uma base expandida; tipo 4 - tricomas unisseriados, com uma a quatro células, com paredes lisas,

geralmente delgadas; e tipo 5 – tricomas unicelulares alongados com paredes moderadamente espessadas e “tuberculadas”, encontrados nos filamentos dos estames. De acordo com as observações realizadas neste estudo, pode-se concordar com os autores quanto à presença dos tricomas dos tipos 1, 2a e 4. Resultados preliminares sobre a morfologia da flor (LUSA; BONA, com. pessoal), indicam a presença do tricoma do tipo 5 na parede interna do hipanto e nos filetes. Além disso, no presente estudo, foi observado outro tipo de tricoma não descrito para *C. carthagenensis* por Amarasinghe, Graham e Graham (1991). Este corresponde ao tipo 2c (FIGURA 3E): tricoma unicelular, espiniforme, com parede espessa “tuberculada”, ereto e sem uma base alargada distinta.

O tricoma do tipo 2c foi aqui registrado somente no caule (FIGURA 3E). Conforme Amarasinghe, Graham e Graham (1991), esse tipo de tricoma é comum em caules e na superfície exterior das flores. Ainda, pela descrição dos autores, o tricoma do tipo 2a é comum em folhas, enquanto o tipo 4, em caules, o que está de acordo com as observações realizadas neste estudo. Sobre a ocorrência dos tricomas secretores, Amarasinghe, Graham e Graham (1991) relatam que esse tipo aparece em 92% das espécies de *Cuphea*, sendo abundante nas flores, porém menos comum nas folhas. Nesse estudo, o tricoma secretor foi registrado tanto na superfície da folha, quanto sobre as suas nervuras, onde aparece de maneira mais frequente.

Os tricomas secretores apresentam base e não cabeça glandular, embora a observação a olho nu, em lupa e microscópio fotônico, sugira este fato, já que a secreção se acumula na extremidade do tricoma. A base bulbosa possui células com características tipicamente secretoras (DELL; MCCOMB, 1974; FAHN, 1988). Tal tricoma constitui-se, portanto, numa das estruturas secretoras ocorrentes em *Cuphea carthagenensis*, junto às células mucilaginosas (idioblastos) da epiderme foliar e a idioblastos com diferentes conteúdos, dispersos no caule e na raiz da planta.

As células da região afilada, acima da base secretora, reagiram positivamente aos testes para lipídios e proantocianidinas em *Cuphea carthagenensis*. Amarasinghe, Graham e Graham (1991) também registraram a presença de conteúdo denso nessas

células. O exsudato produzido nas células secretoras é conduzido por um canal até a extremidade do tricoma. Nessa extremidade, a secreção é expelida ao meio externo, provavelmente, por meio de poros.

Além de serem estruturalmente diferentes dos tricomas glandulares típicos das angiospermas, por não possuírem cabeça glandular, os tricomas secretores presentes em *Cuphea carthagenensis* diferem pelo modo de secreção, cuja substância é produzida na base do tricoma, transportada e secretada por poros no ápice. O processo de liberação da secreção, através de poros, é comumente registrado em tricomas glandulares típicos (ASCENSÃO; MOTA; CASTRO, 1999; CORSI; BOTTEGA, 1999). O exsudato em *C. carthagenensis* parece ser produzido e eliminado num processo contínuo, visto que, *in vivo* os tricomas secretores dispersos por toda a extensão do caule e sobre as folhas são ininterruptamente dotados de gotículas de consistência resinosa.

O material secretado pelos tricomas pode estar relacionado a funções ecológicas tais como: proteger a planta contra herbívoros e patógenos, e reduzir a perda de água pela transpiração cuticular, além de diminuir a temperatura da planta, já que a presença do exsudato pode resultar num aumento da reflectância no órgão em que o tricoma se insere (DELL; MCCOMB, 1974; TATTINI *et al.*, 2000; MONTEIRO *et al.*, 2001).

As células mucilaginosas presentes na epiderme foliar de *Cuphea carthagenensis* são compartilhadas por outras espécies de Lythraceae e consideradas diagnósticas para tal família, dentro de Myrtales (KEATING, 1984; LITTLE; STOCKEY; KEATING, 2004). Um dos papéis ecológicos relacionados à mucilagem é o de auxiliar na distensão do órgão em que ocorrem (ANDREUCCI *et al.*, 2008). A mucilagem, pelas suas características físicas, também pode estar relacionada à retenção de água (NOBEL; CAVELIER; ANDRADE, 1992; CLIFFORD *et al.*, 2002; CHAPOTIN *et al.*, 2003). Assim, essa característica pode ser fundamental no hábito anfíbio de *C. carthagenensis*, uma vez que pode atuar com a finalidade de armazenar água e auxiliar

na distensão da folha nos momentos de estresse hídrico, já que esta espécie cresce em ambientes aquáticos que podem sofrer rápida redução do nível d'água.

Como características comuns para Lythraceae, as folhas de *Cuphea carthagenensis*, além de células mucilaginosas, possuem transversalmente o feixe vascular da nervura central em forma de "C", células epidérmicas arredondadas a retangulares e uma a duas camadas de parênquima paliçádico. Feixe vascular bicolateral e drusas no parênquima da nervura central, e também no mesofilo da folha de *C. carthagenensis*, são igualmente comuns para Lythraceae (METCALFE; CHALK, 1950; KEATING, 1984; LITTLE; STOCKEY; KEATING, 2004). O mesofilo, na margem foliar de *C. carthagenensis*, não apresenta modificação, sendo semelhante à maioria das espécies da família (KEATING, 1984). O tipo de venação foliar em *C. carthagenensis* - com aréolas poligonais e veias de menor porte terminando livremente na aréola - também foi observado para o gênero *Decodon* (J.F.Gmel.) (LITTLE; STOCKEY; KEATING, 2004), pertencente à Lythraceae. Além dessas características foliares, o caule de *C. carthagenensis* apresenta floema interno, drusas na medula (geralmente agrupadas) e felogênio formado a partir do periciclo, como características comuns à família (METCALFE; CHALK, 1950).

4.2 CARACTERIZAÇÃO HISTOQUÍMICA

Na caracterização histoquímica dos órgãos (raiz, caule e folha) e tricomas secretores de *Cuphea carthagenensis* (TABELA 4), verificou-se reação positiva para substâncias lipofílicas e hidrofílicas e reação negativa para esteroides, taninos, alcaloides e proteínas totais.

Em *C. carthagenensis* as reações histoquímicas evidenciaram a presença de: lipídios, terpenoides (lactonas sesquiterpênicas), compostos fenólicos, lignina, proantocianidinas (taninos condensados), polissacarídeos neutros, amido,

mucopolissacarídeos, polissacarídeos ácidos, substâncias pécticas e mucilagem. Duarte *et al.* (2002) relatam o perfil fitoquímico da espécie, descrevendo a presença de esteroides, saponinas, polifenóis, taninos condensados, proantocianidinas e flavonoides, para as partes aéreas. No perfil fitoquímico de *Cuphea aequipetala* Cav., Waizel-Bucay *et al.* (2003) detectaram a presença de alcaloides, flavonoides, polissacarídeos e lactonas sesquiterpênicas. Andrighetti-Fröner *et al.* (2005) identificaram no perfil fitoquímico de *C. carthagenensis* compostos polifenólicos e flavonoides, sendo negativa a reação para taninos e saponinas. As saponinas não foram testadas neste estudo, em decorrência da ausência de testes histoquímicos específicos para este grupo químico. Comparando-se os resultados obtidos nos testes histoquímicos, com os perfis fitoquímicos relatados para *C. carthagenensis*, foram detectadas divergências em relação aos grupos químicos: taninos, esteroides e flavonoides. Contudo, não se pode afirmar a sua ausência, já que tais compostos não são detectáveis na histoquímica, na maioria das vezes, senão por microscopia de fluorescência em luz ultravioleta (SANT'ANNA-SANTOS *et al.*, 2006).

É possível concordar com Duarte *et al.* (2002) quanto à presença de taninos condensados e flavonoides na espécie, apesar da negatividade do teste para taninos. As proantocianidinas são consideradas taninos condensados, pelas suas propriedades adstringentes, ou seja, pela capacidade de precipitarem proteínas (HASLAM, 1998). O metabólito também possui estreita relação com a classe dos flavonoides, pois consiste em oligômeros e polímeros de flavonoides (HASLAM, 1998). Assim, as moléculas de flavonoides se organizam para formar as moléculas de proantocianidinas (HASLAM, 1998; RUBANZA *et al.*, 2008), as quais, por sua vez, participarão da formação das antocianinas (pigmentos), junto a outros compostos como açúcares e ácidos (JAAKOLA *et al.*, 2002). Uma pigmentação avermelhada pode ser observada em faixas do caule, bem como em porções da epiderme foliar de *Cuphea carthagenensis*. Pela coincidente histolocalização de proantocianidinas nessas regiões, acredita-se que estes pigmentos sejam as antocianinas resultantes do processamento metabólico das proantocianidinas.

Os testes histoquímicos permitem evidenciar a localização dos metabólitos nos diferentes órgãos das plantas analisadas. Portanto, possibilitam identificar quais são as partes do vegetal mais promissoras para a pesquisa química, para o uso medicinal popular e para o desenvolvimento de tecnologias de propagação das plantas de interesse medicinal e econômico. De acordo com a histolocalização realizada, todas as classes de compostos identificadas em *Cuphea carthagenensis* estiveram presentes na raiz, no caule e nas folhas (embora com intensidades diferentes) (QUADRO 1), com exceção de polissacarídeos neutros na raiz. Os tricomas secretores dispersos no caule e na folha apresentaram exsudato e células secretoras com constituição química semelhante àquela dos tecidos do mesmo órgão.

Além da localização precisa dos metabólitos, os testes histoquímicos permitiram definir, em *Cuphea carthagenensis*, a natureza complexa do conteúdo dos raios parenquimáticos e idioblastos da raiz; do conteúdo dos vasos na raiz e no caule; de idioblastos do córtex e da epiderme do caule; do exsudato resinoso e do conteúdo das células secretoras da base dos tricomas secretores. A natureza complexa de metabólitos foi igualmente observada em tricomas glandulares de *Salvia aurea* L. (SERRATO-VALENTI *et al.*, 1997); em tricomas glandulares de *Salvia officinalis* L. (CORSI; BOTTEGA, 1999); no exsudado dos canais secretores e em idioblastos de *Spondias dulcis* (SANT'ANNA-SANTOS *et al.*, 2006); em tricomas glandulares de *Cordia verbenacea* DC. (VENTRELLA; MARINHO, 2008); em laticíferos de *Mandevilla atrovioleacea* (Stadelm) Woodson (LOPES *et al.*, 2009); e no secretado dos ductos e cavidades de *Casearia decandra* Jacq. (THADEO *et al.*, 2009).

A secreção do tricoma de *Cuphea carthagenensis* tem aparência brilhosa e consistência pegajosa. Tais características podem estar relacionadas à presença de polissacarídeos não celulósicos, como foi indicado por Ascensão *et al.* (1999) para *Plectranthus ornatus* Codd e visualizado em *C. carthagenensis* através dos testes histoquímicos aqui demonstrados. Dell & McComb (1974) também observaram a complexidade da resina em *Beyeria viscosa* (Labill.) Miq. (Euphorbiaceae) e afirmam que as resinas das plantas são geralmente uma mistura de terpenoides, flavonoides e

substâncias lipídicas. Tais informações sobre resina condizem com os resultados dos testes realizados em *C. carthagenensis*, que indicaram a presença de lipídios e proantocianidinas na secreção dos tricomas e compostos fenólicos e polissacarídeos neutros (não celulósicos) nas células secretoras da base dos tricomas.

O resultado positivo para lipídios na secreção e nas células secretoras do tricoma de *Cuphea carthagenensis* está de acordo com as observações de Amarasinghe, Graham e Graham (1991) para espécies de *Cuphea*. A ultraestrutura das células secretoras do tricoma glandular de *Cuphea hookeriana* Walp. demonstra a complexidade metabólica do conteúdo celular pela presença de lipídios e grãos de amido ocorrendo simultaneamente a outros materiais granulares não identificados (AMARASINGHE; GRAHAM; GRAHAM, 1991). Apesar de muito frequente, essa complexidade de metabólitos não foi observada como regra geral em *Cuphea carthagenensis*. Nas folhas foram observados polissacarídeos neutros, polissacarídeos ácidos, mucilagem e proantocianidinas distribuídos independentemente.

De acordo com os testes realizados (QUADRO 1), os grupos químicos que apresentaram reação histoquímica mais intensa foram: proantocianidinas, compostos fenólicos, polissacarídeos ácidos e lipídios totais. Lee *et al.* (2008) conferem às proantocianidinas e antocianinas presentes nos frutos de cereja (*Vaccinium macrocarpon* Ait.) efeitos antibacterianos observados sobre a urina humana. Schuldt *et al.* (2004) verificaram atividade antioxidante nos extratos das folhas de *Cuphea carthagenensis* e referem esses efeitos aos compostos fenólicos e flavonoides identificados nas frações extrativas. Duarte *et al.* (2002) associam a atividade antibacteriana de *C. carthagenensis*, observada sobre bactérias Gram-positivas e Gram-negativas, às classes de metabólitos descritas. Portanto, os metabólitos mais frequentes identificados nos tecidos da raiz, do caule e da folha de *C. carthagenensis* parecem estar relacionados às propriedades terapêuticas condizentes com os usos tradicionais da planta.

4.3 INFLUÊNCIA DO AMBIENTE NAS PLANTAS

Analisando-se os testes histoquímicos nota-se que os grupos de metabólitos não variaram de um ambiente para o outro, para todos os órgãos estudados de *Cuphea carthagenensis*. A estrutura morfoanatômica das raízes não apresentou diferenças entre os ambientes hidrofítico e mesofítico. De forma geral, a estrutura caulinar não apresentou diferenças marcantes entre os ambientes, embora tenha havido algumas diferenças em relação à formação de aerênquima nas plantas coletadas no ano de 2008. Na maioria dos indivíduos coletados em ambiente hidrofítico, no ano de 2008, o córtex interno apresentou células colapsadas formando aerênquima, enquanto que as células corticais se mostraram íntegras, na sua maior parte, nos indivíduos do ambiente mesofítico. Além disso, em alguns indivíduos do ambiente hidrofítico, que apresentaram aerênquima cortical, a medula parenquimática também apresentou colapso celular. A formação de aerênquima também pôde ser observada em alguns indivíduos coletados no ano de 2009. No entanto, não houve diferenças em relação aos ambientes, ou seja, alguns indivíduos apresentaram aerênquima irregular em ambos os ambientes. Quanto à folha, não foram observadas variações estruturais, relacionadas aos ambientes.

As principais diferenças observadas entre as plantas que se desenvolveram em ambiente hidrofítico e mesofítico se relacionaram às dimensões foliares (comprimento, largura e área) e a biomassa foliar e da porção aérea (TABELA 2 e 3). Tais dados, correlacionados com as condições climáticas observadas nos períodos de crescimento anual da planta, demonstraram forte influência da disponibilidade de água para a planta e do estresse causado por intempéries sobre os indivíduos. Foi observada uma grande vulnerabilidade das plantas sujeitas à variação do curso hídrico – no ambiente hidrofítico – comparando-se com aquelas isentas dos efeitos de cheias, em ambiente mesofítico.

De acordo com Lima, Lima e Melo (2007), a quantidade de argila está diretamente relacionada com a capacidade de armazenamento de água nos microporos

do solo, já que a argila é composta, quase totalmente, por minerais secundários que se apresentam em estado coloidal, com cargas na superfície que permitem a adsorção de íons. Dessa forma, quanto maior a quantidade de argila, maior a retenção de água e, portanto, pode-se deduzir que o solo em ambiente mesofítico, sendo mais argiloso, apresenta maior capacidade de retenção de água nos microporos, justificando o sucesso das plantas nesse local (TABELA 3).

A intensa emissão de raízes laterais e a presença de aerênquima são características comuns em plantas anfíbias (VISSER; VOESENEK, 2005), conforme registrado para *Cuphea carthagenensis*, independente do local em que a planta se desenvolveu (hidrofítico ou mesofítico). Lynn e Waldren (2003), analisando a espécie anfíbia *Ranunculus repens* L., também observaram a ausência de variação na proporção de aerênquima em raízes submersas, em ambiente inundado e drenado, apesar da diferenciada disponibilidade de água. Como as plantas anfíbias têm uma afinidade clara por locais com suprimento de água considerável, o caráter aerênquima pode ter sido selecionado para tais espécies, não ocorrendo necessariamente como resposta plástica às condições ambientais. A formação irregular de espaços de ar no caule das plantas, tanto do ambiente hidrofítico quanto mesofítico, pode estar relacionada à boa capacidade de armazenamento de água no solo do ambiente mesofítico.

As médias das alturas dos indivíduos de *Cuphea carthagenensis* foram estatisticamente semelhantes para os dois ambientes, o que pode ser resultado do bom suprimento de água, tanto para as plantas localizadas na beira da água (ambiente hidrofítico), quanto para aquelas localizadas em solo argiloso, com boa capacidade de retenção de água (ambiente mesofítico). Sob condições submersas, o alongamento dos pecíolos, pedúnculos ou entrenós permite que a planta restabeleça o contato com a atmosfera para realizar as trocas gasosas (ARMSTRONG; BRÄNDLE; JACKSON, 1994; BLOM, 1999). Esse estímulo pode ocasionar aumento na altura da planta e conseqüente aumento de peso. De acordo com Lempe, Stevens e Peterson (2001), espécies de Lythraceae parcialmente submetidas à inundação demonstraram este

comportamento, embora mantivessem folhas e caules emersos. O menor peso seco apresentado por *Cuphea carthagenensis* em ambiente hidrofítico foi, provavelmente, consequência dos danos causados pelas cheias (no ano de 2009) que ocasionaram a quebra e perda de ramos e folhas, e não pela redução no crescimento em altura.

A folha foi o órgão que apresentou maior plasticidade entre os indivíduos dos ambientes hidrofítico e mesofítico. Essa plasticidade se relacionou especialmente às dimensões foliares. De acordo com Mommer *et al.* (2007), a plasticidade fenotípica estrutural da folha está principalmente relacionada a fatores como diminuição da luz e alta umidade. Apesar de ter sido observada taxa de umidade relativa do ar diferente entre os ambientes, a radiação solar e a temperatura foram semelhantes (TABELA 4) e portanto, não houve determinantes físicos suficientemente diferentes para uma modificação na estrutura foliar. As maiores dimensões foliares observadas nas plantas coletadas no ambiente hidrofítico (TABELA 2), no ano de 2008, provavelmente são decorrentes da maior disponibilidade de água nesse ambiente, durante um período contínuo do desenvolvimento da planta. O resultado oposto para as plantas coletadas no ano de 2009, ou seja, as menores dimensões foliares e biomassa foliar observadas nas plantas de ambiente hidrofítico, (TABELA 4) pode corresponder a menor disponibilidade de água durante as secas, já que o solo apresenta menos argila do que aquele do ambiente mesofítico e ao estresse causado pelas cheias. Por esse motivo, a longevidade das plantas no ambiente hidrofítico também foi menor e muitas folhas sofreram abscisão anteriormente às plantas em ambiente mesofítico.

A distância do curso da água no ambiente mesofítico e a consequente imunidade aos efeitos das cheias também foram refletidas na biomassa da planta inteira, que neste ambiente apresentou-se significativamente maior (TABELA 4). Conforme já explicitado, em boas condições de suprimento de água, os indivíduos superaram a altura média descrita para a espécie. Estes podem ser bons indicadores de produtividade para fins de cultivo de *Cuphea carthagenensis*.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Considerações morfoanatômicas importantes foram acrescentadas para *Cuphea carthagenensis*, tais como: a ocorrência de felema aerenquimatoso com camadas suberificadas, a identificação dos tipos de tricomas ocorrentes nos órgãos vegetativos, complementando a literatura referente; e a caracterização do tricoma secretor, de seu modo de secreção, bem como do material secretado. Os dados revelados sobre o felema e sobre os tipos de tricomas podem ser úteis na identificação dessa espécie. Novos trabalhos acerca da caracterização dos tipos de tricomas de outras espécies de *Cuphea* podem ser de grande valor no esclarecimento das relações filogenéticas do gênero.

Os grupos de metabólitos secundários presentes nos tecidos da raiz, do caule e da folha de *Cuphea carthagenensis* que apresentaram reação histoquímica mais intensa foram: proantocianidinas, compostos fenólicos, polissacarídeos ácidos e lipídios totais. Tais grupos parecem estar relacionados às propriedades terapêuticas condizentes com os usos tradicionais da planta e são bons indicativos do potencial químico da espécie.

Os ambientes hidrofítico e mesofítico não ocasionaram variação estrutural significativa nas plantas observadas. Dessa forma, os caracteres descritos podem ser considerados estáveis para identificação de *Cuphea carthagenensis*, apesar de hábitos diferenciados. Os valores de dimensão foliar e biomassa variaram em resposta à quantidade de água disponível para a planta e ao estresse causado pelas variações climáticas. Assim, ambientes úmidos, imunes à variação de cursos hídricos, podem ser mais indicados para o cultivo da espécie.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVES DE BRITO, C. J. F.; ALQUINI, Y. A new method for staining botanical material embedded in glycol methacrylate (GMA). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 39, n. 4, p. 949-950, 1996.

AMARASINGHE, V.; GRAHAM, S. A.; GRAHAM, A. Trichome morphology in the genus *Cuphea* (Lythraceae). **Botanical Gazette**, Chicago, v. 152, n. 1, p. 77-90, 1991.

ANDREUCCI, A. C.; CICCARELLI, D.; DESIDERI, I.; PAGNI, A. M. Glandular hairs and secretory ducts of *Matricaria chamomilla* (Asteraceae): morphology and histochemistry. **Annales Botanici Fennici**, Helsinki, v. 45, p. 11-18, 2008.

ANDRIGHETTI-FRÖHNER, C. R.; SINCERO, T. C. M.; DA SILVA, A. C.; SAVI, L. A.; GAIDO, C. M.; BETTEGA, J. M. R.; MANCINI, M.; DE ALMEIDA, M. T. R.; BARBOSA, R. A.; FARIAS, M. R.; BARARDI, C. R. M.; SIMÕES, C. M. O. Antiviral evaluation of plants from Brazilian Atlantic Tropical Forest. **Fitoterapia**, Milano, v. 76, p. 374-378, 2005.

ARMSTRONG, W.; BRÄNDLE, R.; JACKSON, M. B. Mechanisms of flood tolerance in plants. **Acta Botanica Neerlandica**, Amsterdam, v. 43, p. 307-358, 1994.

ASCENSÃO, L.; MOTA, L.; CASTRO, M. M. Glandular trichomes on the leaves and flowers of *Plectranthus ornatus*: morphology, distribution and histochemistry. **Annals of Botany**, Oxford, v. 84, p. 437-447, 1999.

BARDDAL, M. L. **A influência da saturação hídrica na distribuição de oito espécies arbóreas da floresta ombrófila mista aluvial do Rio Iguaçu, Paraná, Brasil**. 114 f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006. Disponível em: <http://www.floresta.ufpr.br/pos-graduacao/defesas/pdf_dr/2006/t204_0223-D.pdf>. Acesso em: 16/12/2009.

BERLYN, G. P.; MIKSCHE, J. P. **Botanical microtechnique and cytochemistry**. Ames: Iowa State Press, 1976.

BIAVATTI, M. W.; FARIAS, C.; CURTIUS, F.; BRASIL, L. M.; HORT, S.; SCHUSTER, L.; LEITE, S. N.; PRADO, S. R. T. Preliminary studies on *Campomanesia xanthocarpa* (Berg.) and *Cuphea carthagenensis* (Jacq.) J.F. Macbr. aqueous extract: weight control

and biochemical parameters. **Journal of Ethnopharmacology**, Lausanne, v. 93, n. 2/3, p. 385–389, 2004.

BLOM, C. W. P. M. Adaptations to flooding stress: from plant community to molecule. **Plant Biology**, Stuttgart, v. 1, p. 261-273, 1999.

CHAPOTIN, S. M.; HOLBROOK, N. M.; MORSE, S. R.; GUTIERREZ, M. V. Water relations of tropical dry forest flowers: pathways for water entry and the role of extracellular polysaccharides. **Plant Cell and Environment**, Oxford, v. 26, p. 623–630, 2003.

CLIFFORD, S. C.; ARNDT, S. K.; POPP, M.; JONES, H. G. Mucilages and polysaccharides in *Ziziphus* species (Rhamnaceae): localization, composition and physiological roles during droughtstress. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 53, p.131–138, 2002.

COLMER, T. D. Long-distance transport of gases in plants: a perspective on internal aeration and radial oxygen loss from roots. **Plant Cell and Environment**, Oxford, v. 26, p. 17–36, 2003.

CORSI, G.; BOTTEGA, S. New data on morphology and histochemistry in relation to function. **Annals of Botany**, Oxford, v. 84, p. 657-664, 1999.

DELL, B.; MCCOMB, A. J. Resin production and glandular hairs in *Beyeria viscosa* (Labill.) Miq. (Euphorbiaceae). **Australian Journal of Botany**, Melbourne, v. 22, p. 195-210, 1974.

DUARTE, M. G. R.; SOARES, I. A. A.; BRANDÃO, M.; JÁCOME, R. L. R. P.; FERREIRA, M. D.; SILVA, C. R. F.; OLIVEIRA, A. B. Perfil fitoquímico e atividade antibacteriana in vitro de plantas invasoras. **Revista Lecta**, Bragança Paulista, v. 20, n. 2, p. 177-182, jul./dez. 2002.

EMBRAPA – CNPSA. Centro Nacional de Pesquisa em Suínos e Aves. Concórdia – SC. Dados Agrometeorológicos. Disponível em: <<https://intranet.cnpsa.embrapa.br/macuco/meteor/phpmet.php>>. Acesso em: 16/03/2009.

ETNIER, S. A.; VILLANI, P. J. Differences in mechanical and structural properties of surface and aerial petioles of the aquatic plant *Nymphaea odorata* ssp. *tuberosa* (Nymphaeaceae). **American Journal of Botany**, Columbus, v. 94, n. 7, p. 1067–1072, 2007.

EVANS, D. E. Aerenchyma formation. **New Phytologist**, Cambridge, v. 161, p. 35–49. 2003.

FAHN, A. Secretory tissues in vascular plants. **New Phytologist**, Cambridge, v. 108, p. 229-257, 1988.

FISCHER, D. B. Protein staining of ribboned epon sections for light microscopy. **Histochemie**, Berlin, v. 16, p. 92-96, 1968.

FURR, M.; MAHLBERG, P. G. Histochemical analyses of laticifers and glandular trichomes in *Cannabis sativa*. **Journal of Natural Products**, Cincinnati, v. 44, p. 153-159, 1981.

GANTER, P.; JOLLÉS, G. **Histochemie normale et pathologique**. Gauthier-Villars, Paris, v. 1, 1969.

GEISSMAN, T. A.; GRIFFIN, T. S. Sesquiterpene lactones: acid-catalyzed color reactions as an aid in structure determination. **Phytochemistry**, New York, v. 10, p. 2475-2485, 1971.

GRAHAM, S. A.; FREUDENSTEIN, J.; LUKER, M. A phylogenetic study of *Cuphea* (Lythraceae) based on morphology and nuclear rDNA ITS sequences. **Systematic Botany**, Kent, v. 31, p.764–778, 2006.

HAMMAN, J. H. Composition and applications of Aloe vera leaf gel. **Molecules**, Basel, v. 13, n. 8, p. 1599-616, 2008.

HARDMAN, R.; SOFOWORA, E. A. Antimony trichloride as test reagents for steroids, especially diosgenin and yamogenin, in plant tissues. **Stain Technology**, Baltimore, v. 47, p. 205-208, 1972.

HASLAM, E. **Practical Polyphenolics: from structure to molecular recognition and physiological action**. Cambridge University Press, Cambridge, 1998.

HIRSINGER, F.; KNOWLES, P. F. Morphological and agronomic description of selected *Cuphea* germplasm. **Economic Botany**, New York, v. 38, n. 4, p. 439-451, 1984.

JAAKOLA, L.; MAATTA, K.; PIRTTILA, A. M.; TORRONEN, R.; KARENLAMPI, S.; HOHTOLA, A. Expression of genes involved in anthocyanin biosynthesis in relation to anthocyanin, proanthocyanidin, and flavonol levels during bilberry fruit development. **Plant Physiology**, Minneapolis, v. 130, p. 729–739, 2002.

JACKSON, M. B.; ARMSTRONG, W. Formation of aerenchyma and the processes of plant ventilation in relation to soil flooding and submergence. **Plant Biology**, Stuttgart, v.1, p. 274–287, 1999.

JACKSON, M. B.; ATTWOOD, P. A.; BRAILSFORD, R. W.; COUPLAND, D.; ELSE, M. A.; ENGLISH, P. J.; SUMMERS, J. E. Hormones and root-shoot relationships in flooded plants: an analysis of methods and results. **Plant and Soil**, Hague, v.167, p. 99-107, 1994.

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. New York: Mc Graw Hill Book, 1940.

JUDD, W. S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOGG, E. A.; STEVENS, P. F.; DONOGHUE, M. J. **Sistemática vegetal: um enfoque filogenético**. Porto Alegre: Artmed, 2009.

JUNG, J.; LEE, S. C.; CHOI, H. K. Anatomical patterns of aerenchyma in aquatic and wetland plants. **Journal of Plant Biology**, Seul, v. 51, n. 6, p. 428-439, 2008.

KEATING, R. Leaf histology and its contribution to relationships in the Myrtales. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, Saint Louis, v. 71, n. 3, p. 801-823, 1984.

KOTTEK, M.; GRIESER, J.; BECK, C.; RUDOLF, B.; RUBEL, F. World map of Köppen-Geiger climate classification updated. **Meteorologische Zeitschrift**, Berlin, v. 15, n. 3, p. 259-263, 2006.

KRAUS, J. E.; ARDUIN, M. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Seropédica: Edur, 1997.

LEE, Y. L.; NAJM, W. I.; OWENS, J.; THRUPP, L.; BARON, S.; SHANBROM, E.; CESARIO, T. Anti-microbial activity of urine after ingestion of cranberry: a pilot study. **eCAM: Evidence-based Complementary and Alternative Medicine, Advance Access**, Oxford, January, p. 1-6, 2008. Disponível em: <http://ecam.oxfordjournals.org/cgi/reprint/nem183v1>. Acesso em: 16/12/2009

LEMPE, J.; STEVENS, K. J.; PETERSON, R. L. Shoot responses of six Lythraceae species to flooding. **Plant Biology**, Stuttgart, v. 3, p. 186-193, 2001.

LIMA, V. C.; LIMA, M. R. de; MELO, V. de F. **O solo no meio ambiente**. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 2007.

LITTLE, A. A.; STOCKEY, R. A.; KEATING, R. C. *Duabanga*-like leaves from the Middle Eocene Princeton chert and comparative leaf histology of Lythraceae sensu lato. **American Journal of Botany**, Columbus, v. 91, n. 7, p. 1126–1139, 2004.

LOPES, K. L. B.; THADEO, M.; AZEVEDO, A. A.; SOARES, A. A.; MEIRA, R. M. S. A. Articulated laticifers in the vegetative organs of *Mandevilla atrovioleacea* (Apocynaceae, Apocynoideae). **Botany**, Guelph, v. 87, n. 2, p. 202-209, 2009.

LORENZI, H.; MATOS, F. J. de A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas cultivadas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002.

LYNN, D. E.; WALDREN, S. Survival of *Ranunculus repens* L. (creeping buttercup) in an amphibious habitat. **Annals of Botany**, Oxford, v. 91, p. 75–84, 2003.

MACE, M. E.; BELL, A. A.; STIPANOVIC, R. D. Histochemistry and isolation of gossypol and related terpenoids in roots of cotton seedlings. **Phytopathology**, Corvallis, v. 64, p. 1297-1302, 1974.

MCDOWELL, E. M.; TRUMP, B. Histological fixatives for diagnostic light and electron microscopy. **Archives of Pathology and Laboratory Medicine**, Northfield, v. 100, p. 405-414, 1976.

MCMANUS, J. F. A. Histological and histochemical uses of periodic acid. **Stain Technology**, Baltimore, v. 23, p. 99-108, 1948.

METCALFE, C. R.; CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**. v. 1, Oxford: Clarendon Press, 1950.

MOMMER, L.; VISSER, E. J. W. Underwater photosynthesis in flooded terrestrial plants: a matter of leaf plasticity. **Annals of Botany**, Oxford, v. 96, p. 581–589, 2005.

MOMMER, L.; WOLTERS-ARTS, M.; ANDERSEN, C.; VISSER, E. J. W.; PEDERSEN, O. Submergence-induced leaf acclimation in terrestrial species varying in flooding tolerance. **New Phytologist**, Cambridge, v. 176, p. 337–345, 2007.

MONTEIRO, W. R.; DE MORAES CASTRO, M.; MAZZONI-VIVEIROS, S. C.; MAHLBERG, P. G. Development and some histochemical aspects of foliar glandular trichomes of *Stevia rebaudiana* (Bert.) Bert. – Asteraceae. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 24, p. 349–357, 2001.

NOBEL, P. S.; CAVALIER, J.; ANDRADE, J. L. Mucilage in cacti: its apoplastic capacitance, associated solutes, and influence on tissue water relations. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 43, p. 641–648, 1992.

O'BRIEN, T. P.; FEDER, N.; MCCULLY, M. E. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma**, New York, v. 59, p. 368-373, 1964.

PEARSE, A. G. E. **Histochemistry theoretical and applied: preparative and optical technology**. 4. ed. Edinburgh: Churchill Livingstone, 1980.

PRICE, M. L.; VAN SCOYOC, S.; BUTLER, L. G. A critical of evaluation of the vanillin reaction as an assay for tannin in sorghum grain. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 26, p. 1214-1218, 1978.

RUBANZA, C. D. K.; SHEM, M. N.; ICHINOHE, T.; FUJIHARA, T. Quantification and characterisation of condensed tannin of selected indigenous browse tree species leaves of north-western Tanzania. **Journal of Food, Agriculture and Environment**, Helsinki, v. 6, n. 2, p. 145-149, 2008.

SANT'ANNA-SANTOS, B. F.; THADEO, M.; MEIRA, R. M. S. A.; ASCENSÃO, L. Anatomia e histoquímica das estruturas secretoras do caule de *Spondias dulcis* Forst. (Anacardiaceae). **Revista Árvore**, Viçosa, v. 30, n. 3, p. 481-489, 2006.

SCALBERT, A. Quantitative methods for the estimation of tannins in plant tissues. *In*: HEMINGWAY, R. W.; LAKS, P. E. (Ed.) **Proceedings of the Second North American Tannin Conference on Plant Polyphenols: synthesis, properties, significance**. New York: Plenum Press, 1992.

SCHULDT, E. Z.; CKLESS, K.; FARIAS, M. R.; RIBEIRO-DO-VALLE, R. M. Butanolic fraction from *Cuphea carthagenensis* Jacq. McBride relaxes rat thoracic aorta through endothelium-dependent and endothelium-independent mechanisms. **Journal of Cardiovascular Pharmacology**, Philadelphia, v. 35, n. 2, p. 234-329, 2000.

SCHULDT, E. Z.; FARIAS, M. R.; RIBEIRO-DO-VALLE, R. M.; CKLESS, K. Comparative study of radical scavenger activities of crude extract and fractions from *Cuphea carthagenensis* leaves. **Phytomedicine**, Cologne, v. 11, p. 523–529, 2004.

SCULTHORPE, C. D. **The biology of aquatic vascular plants**. New York: St. Martins Press, 1967.

SEAGO, J. L. J.; MARSH, L. C.; STEVENS, K. J.; SOUKUP, A.; VOTRUBOVÁ, O.; ENSTONE, D. E. A re-examination of the root cortex in wetland flowering plants with respect to aerenchyma. **Annals of Botany**, Oxford, v. 96, p. 565–579, 2005.

SERRATO-VALENTI, G.; BISIO, A.; CORNARA, L.; CIARALLO, G. Structural and histochemical investigation of the glandular trichomes of *Salvia aurea* L. leaves and chemical analysis of the essential oil. **Annals of Botany**, Oxford, v. 79, p. 329-336, 1997.

STEVENS, K. J.; PETERSON, R. L.; READER, R. J. The aerenchymatous phellem of *Lythrum salicaria* (L.): a pathway for gas transport and its role in flood tolerance. **Annals of Botany**, Oxford, v. 89, p. 621-625, 2002.

STEVENS, K. J.; PETERSON, R. L.; STEPHENSON, G. R. Morphological and anatomical responses of *Lythrum salicaria* L. (purple loosestrife) to an imposed water gradient. **International Journal of Plant Sciences**, Chicago, v. 158, p. 172-183, 1997.

TATTINI, M.; GRAVANO, E.; PINELLI, P.; MULINACCI, N.; ROMANI, A. Flavonoids accumulate in leaves and glandular trichomes of *Phillyrea latifolia* exposed to excess solar radiation. **New Phytologist**, Cambridge, v. 148, p. 69-77, 2000.

THADEO, M.; MEIRA, R. M. S. A.; AZEVEDO, A. A.; ARAÚJO, J. M. Anatomia e histoquímica das estruturas secretoras da folha de *Casearia decandra* Jacq. (Salicaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 32, n. 2, p. 329-338, 2009.

VENTRELLA, V. C.; MARINHO, C. R. Morphology and histochemistry of glandular trichomes of *Cordia verbenacea* DC. (Boraginaceae) leaves. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 31, n. 3, p. 457-467, 2008.

VISSER, E. J. W.; VOESENEK, L. A. C. J. Acclimation to soil flooding – sensing and signal-transduction. **Plant and Soil**, Hague, v. 254, n. 1/2, p. 197–214, 2005.

VOESENEK, L. A. C. J.; COLMER, T. D.; PIERIK, R.; MILLENAAR, F. F.; PEETERS, A. J. M. How plants cope with complete submergence. **New Phytologist**, Cambridge, v. 170, p. 213–226, 2006.

WAIZEL-BUCAY, J.; MARTÍNEZ-PORCAYO, G.; VILLARREAL-ORTEGA, M. L.; ALONSO-CORTÉS, D.; PLIEGO-CASTAÑEDA, A. Estudio preliminar etnobotánico, fitoquímico, de la actividad citotóxica y antimicrobiana de *Cuphea equipetala* Cav. (Lythraceae). **Polibotánica**, Distrito Federal, v. 15, p. 99-108, 2003.

ANEXO I



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE SOLOS E
ENGENHARIA AGRÍCOLA

Solicitante: CLEUSA BONA

Tel 1626

Endereço: SURUVI-CONCORDIA

Cidade: CONCORDIA

Estado: PR

Cep:

CERTIFICADO N 11360

LAUDO DE ANÁLISE DE SOLO-ROTINA+FRAÇÃO ARGILA

Data: 19/11/2008

Nº LAB	Identificação da Amostra	pH		Al ⁺³	H ⁺ +Al ⁺³	Ca ⁺²	Mg ⁺²	K ⁺	SB	T	P	S	C	V	m	Ca/Mg	Argila
		CaCl ₂	SMP	cmolc/dm ³										mg/dm ³	g/dm ³	%	%
51138	SA2	5,30	5,90	0,00	5,40	9,60	4,50	0,97	15,07	20,47	22,50	-	28,7	74	0	2,1	300,0
51139	SA3	5,20	5,70	0,00	6,20	11,40	4,10	1,22	16,72	22,92	47,60	-	35,9	73	0	2,8	250,0
51140	SA4	4,90	5,60	0,10	6,70	9,80	4,20	1,40	15,40	22,10	43,60	-	45,0	70	1	2,3	375,0
51141	SA5	4,40	5,20	0,70	9,00	4,70	1,70	0,71	7,11	16,11	9,70	-	22,0	44	9	2,8	500,0
51142	SA6	4,40	5,10	0,80	9,70	4,90	1,70	0,69	7,29	16,99	14,90	-	32,9	43	10	2,9	375,0
51143	SA7	4,40	5,40	0,70	7,80	4,60	2,20	0,72	7,52	15,32	10,10	-	26,9	49	9	2,1	400,0
51144	SA8	4,80	5,80	0,10	5,80	4,10	2,10	0,58	6,78	12,58	4,20	-	20,8	54	1	2,0	400,0
51145	SA9	4,50	5,70	0,40	6,20	3,00	1,30	0,32	4,62	10,82	3,20	-	13,6	43	8	2,3	575,0
51146	SS1	5,10	5,90	0,00	5,40	5,30	2,60	0,53	8,43	13,83	3,00	-	22,0	61	0	2,0	475,0
51147	SS2	5,10	6,20	0,00	4,30	5,20	2,70	0,24	8,14	12,44	1,90	-	17,2	65	0	1,9	500,0
51148	SS3	5,10	6,20	0,00	4,30	4,70	2,40	0,15	7,25	11,55	1,00	-	13,6	63	0	2,0	700,0
51149	SS4	5,30	6,40	0,00	3,70	3,80	1,90	0,07	5,77	9,47	1,00	-	10,6	61	0	2,0	800,0

Resultados restritos às amostras recebidas. Neste laudo não constam recomendações.


 Prof. Antonio C.V. Motta, PhD., CREA-PR 18725-D
 Coord. Lab. de Fertilidade do Solo




 Prof. Nerilde Favaretto, PhD., CREA-PR 70640-D
 Coord. Lab. de Física do Solo

Rua dos Funcionários, 1540 - Curitiba, PR - CEP 80035-050 - Fone (041) 350 5673 - E-mail: depsolos@ufpr.br



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
 SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
 DEPARTAMENTO DE SOLOS E
 ENGENHARIA AGRÍCOLA

Solicitante: CLEUSA BONA

Tel 1626

Endereço: SURUVI-CONCORDIA

Cidade: CONCORDIA

Estado: PR

Cep:

CERTIFICADO N 11360


LAUDO DE ANÁLISE DE SOLO-ROTINA+FRAÇÃO ARGILA


Data: 19/11/2008

Nº LAB	Identificação da Amostra	pH		Al ⁺³	H ⁺ +Al ⁺³	Ca ⁺²	Mg ⁺²	K ⁺	SB	T	P	S	C	V	m	Ca/Mg	Argila
		CaCl ₂	SMP	cmol/dm ³										mg/dm ³	g/dm ³	%	%
51150	SS5	5,60	6,60	0,00	3,20	4,20	1,80	0,07	6,07	9,27	1,50	-	7,5	65	0	2,3	750,0
51151	SS6	5,50	6,60	0,00	3,20	3,20	1,50	0,06	4,76	7,96	1,90	-	6,3	60	0	2,1	800,0
51152	SS7	5,00	6,50	0,00	3,40	2,20	0,90	0,05	3,15	6,55	1,90	-	5,1	48	0	2,4	800,0



Resultados restritos às amostras recebidas. Neste laudo não constam recomendações.


 Prof. Antonio C.V. Motta, PhD., CREA-PR 18725-D
 Coord. Lab. de Fertilidade do Solo


 Profa. Nerilde Favaretto, PhD., CREA-PR 70640-D
 Coord. Lab. de Física do Solo

Rua dos Funcionários, 1540 - Curitiba, PR - CEP 80035-050 - Fone (041) 350 5673 - E-mail: depsolos@ufpr.br