

LAÍSA MARIA DE RESENDE CASTRO

ANATOMIA E HISTOLOCALIZAÇÃO DE ALUMÍNIO EM ESPÉCIES
HERBÁCEAS E SUBARBUSTIVAS DO CERRADO

Dissertação apresentada à Universidade
Federal de Viçosa, como parte das
exigências do Programa de Pós-Graduação
em Botânica, para obtenção do título de
Magister Scientiae.

VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2013

Ficha catalográfica preparada pela Seção de Catalogação e
Classificação da Biblioteca Central da UFV

T

C355a
2013

Castro, Laísa Maria de Resende, 1989-
Anatomia e histolocalização de alumínio em espécies
herbáceas e subarborescentes do Cerrado / Laísa Maria de
Resende Castro. – Viçosa, MG, 2013.
x, 62 f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Orientador: Aristéa Alves Azevedo.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.
Inclui bibliografia.

1. Plantas - Efeito do alumínio. 2. Plantas dos cerrados.
3. Plantas - Anatomia. 4. Histoquímica. 5. Histologia - Técnica.
I. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de Biologia
Vegetal. Programa de Pós-Graduação em Botânica. II. Título.

CDD 22. ed. 580

LAÍSA MARIA DE RESENDE CASTRO

ANATOMIA E HISTOLOCALIZAÇÃO DE ALUMÍNIO EM ESPÉCIES
HERBÁCEAS E SUBARBUSTIVAS DO CERRADO

Dissertação apresentada à Universidade
Federal de Viçosa, como parte das exigências
do Programa de Pós-Graduação em Botânica,
para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

Aprovada: 04 de março de 2013

Prof. Dr. Cleberson Ribeiro
(Coorientador)

Prof. Dr. João Marcos de Araújo

Prof^a. Dr^a. Aristéia Alves Azevedo
(Orientadora)

*À minha família, aos meus amigos e
a todos os professores que fizeram
parte da minha vida acadêmica.*

Dedico

"Sentir, olhar, observar. Valem mais que mil páginas lidas ou mais de mil teses escritas." (Autor desconhecido)

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, por toda serenidade, força, proteção e a cima de tudo por ter colocado pessoas especiais que se tornaram bem mais que amigos, foram verdadeiros anjos da guarda.

Fico muito grata e honrada por ser orientada pela prof.^a Aristéa Alves Azevedo. Obrigada pelos ensinamentos, compreensão, exigência, e pelo amor a profissão que contagia a todos.

Ao prof. Cleberson Ribeiro, pela co-orientação, sugestões no trabalho, ajuda com equipamentos e interpretações dos dados.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa concedida.

À Fundação de Amparo a Pesquisa de Minas Gerais (FUNARBE) pelo auxílio financeiro concedido ao projeto “Influência de fatores abióticos na diversidade e na morfologia de espécies do estrato subarbustivo - herbáceo na FLONA de Paraopeba, MG”.

À FLONA de Paraopeba, em especial a Rosângela, pelo auxílio ao acesso ao local de coleta e apoio à pesquisa.

Aos taxonomistas, Pedro Viana, Hilda Longwagner e Elnatan Bezerra, pela ajuda na identificação das espécies estudadas.

Agradeço a Karla, Gilmar Valente e Artur do Núcleo de Microscopia e Microanálise (NMM) da UFV, pelas dicas e auxílio na confecção do material em Microscopia Eletrônica de Varredura e EDS. A técnica Fernanda do Herbário VIC pelo auxílio na organização de material e envio para os especialistas.

Agradeço também, aos outros técnicos dos laboratórios que tive prazer em trabalhar por alguns dias, como, Mario e Carlinhos pelo carinho, ajuda com os materiais e amizade.

A todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Botânica da UFV, pelo conhecimento transmitido, ajuda quando necessária, pela oportunidade de conhecer profissionais competentes e de ótima qualidade.

Um agradecimento todo especial a todos os professores que fizeram parte da minha vida acadêmica por todos os ensinamentos, que me ajudaram a chegar até aqui, apoiando-me e “dando asas” aos meus sonhos, alguns mais diretamente, como o prof. Francisco Borges, a prof.^a Divamélia e a Prof.^a Tânia.

À Nívia Viera, a primeira viçosense que conheci. Um agradecimento mais que especial pela excelente receptividade, carinho e preocupação, desde a entrevista até hoje. Não tenho palavras para descrever toda minha gratidão por você.

Agradeço também, aos companheiros de campo, Sonielle Paro, Wesley Silva, Izabela Ferreira, Prímula Viana, Benevides Moreira, Priscila Malta e a Deborah Soares, pela ajuda na coleta do material, amizade e alegria em campo.

A todos os amigos do laboratório de Anatomia Vegetal, que me escutaram, alegraram-me e ajudaram na construção dessa dissertação, mesmo que indiretamente. Mas da família laboratorial, tenho que citar algumas pessoinhas especiais, como as duas técnicas, Aurora e Patrícia. Muito obrigada por me escutarem, pelas palavras de consolo, por me acompanharem em outros laboratórios, por sugestões, pelas risadas no cafezinho, massagens, preocupação, amizade e carinho.

Além delas, não posso deixar de falar da minha família viçosense. Quando se mora longe de casa os laços de amizade são mais fortes e intensos, e acabam se tornando uma família, e a minha é maravilhosa, linda, e muito especial, pela presença da Sara Galvão, Lays Nery, Tiago Augusto, Andrea Lanna, Narah Vitarelli, Mariana Machado, Guilherme Andrade, Thaline Pimenta e Carol Antunes, que choraram e riram junto comigo, que me escutavam, e que me deram muita força nos momentos mais difíceis de minha vida. Sou muito grata e honrada em tê-los como amigos, estarão para sempre em meu coração.

Um agradecimento, mais que especial, para as minhas duas filhas, mães, amigas, irmãs, parceiras, queridas, Eliza Louback e Deborah Soares, que foram anjinhos na minha vida. Em todos os momentos, em todos os lugares, nesses 2 anos (Deborah) e 1 ano e meio (Eliza), sempre estivemos juntas na alegria e na tristeza, na saúde e na doença. Muito obrigada por todos os momentos maravilhosos que passamos juntas, dos almoços que se tornavam jantares, das inúmeras surpresas que organizaram pra mim toda vez que chegava a Viçosa, da nossa primeira viagem juntas (de muitas que virão), dentre milhares de momentos marcantes que ficarão para sempre na memória. Sentirei imensas saudades de vocês, minhas queridas.

Agradeço também, aos meus “escudeiros” fieis que sempre estiveram comigo nos bons e maus momentos de toda a minha vida. Luiza, Suzianne, Raissa, Lucas, Taciana, muito obrigada pelas ligações aos domingos e nas madrugadas (não é Raissa?!), pelas palavras de carinho, pelos reencontros sempre divertidos e pelas conversas engraçadas e futuristas nas redes sociais. Eu sou muito grata, também, pelos anos de amizade, por todo o amor, preocupação e compreensão de vocês.

Aos meus pais, agradeço por todo o apoio, carinho, paciência, compreensão e amor, que mesmo longe estiveram presente em todos os momentos, sempre com uma palavra doce, amiga e de confiança. Ao meu irmão, agradeço, pelo incentivo, apoio e carinho que sempre teve comigo, além de ser meu conselheiro e meu amigo. À minha cunhada, Leila, pela amizade e incentivo. À minha avó, Maria Ester, por todo o carinho

e amor, pelas ligações rotineiras aos domingos, com conversas sempre divertidas e bons conselhos. Muito obrigada.

Não poderia deixar de agradecer, ao meu namorado e amigo, Marlon Filho, pela paciência, compreensão, companheirismo, amor e incentivo. Foi difícil, mas nós conseguimos. Essa vitória também é sua.

Muito obrigada a todos!

SUMÁRIO

RESUMO.....	viii
ABSTRACT	x
INTRODUÇÃO GERAL.....	1
REFERÊNCIAS	4
CAPÍTULO I: ANATOMIA DAS PARTES AÉREAS VEGETATIVAS DAS ESPÉCIES HERBÁCEAS E SUBARBUSTIVAS DO CERRADO	
RESUMO.....	8
ABSTRACT.....	9
1. INTRODUÇÃO	10
2. MATERIAL E MÉTODOS	11
2.1 Área de estudo.....	11
2.2 Análises anatômica	14
3. RESULTADOS.....	15
3.1 Descrição anatômica das lâminas foliares das Monocotiledôneas.....	16
3.2 Descrição anatômica dos caules das Monocotiledôneas.....	17
3.3 Descrição anatômica das lâminas foliares das Eudicotiledôneas.....	18
3.4 Descrição anatômica do caule das Eudicotiledôneas.....	20
4. DISCUSSÃO	21
5. REFERÊNCIAS.....	26
CAPÍTULO II: HISTOLOCAÇÃO DE ALUMÍNIO EM ESPÉCIES HERBÁCEAS E SUBARBUSTIVAS DO CERRADO	
RESUMO.....	40
ABSTRACT.....	41
1. INTRODUÇÃO	42
2. MATERIAL E MÉTODOS	44
2.1 Área de Coleta.....	44
2.2 Análise Química e Física do Solo.....	44
2.4 Histolocalização	45
2.5 Microanálise de Raios-X.....	46
2.6 Determinação de alumínio na matéria seca.....	46
3. RESULTADOS.....	47
4. DISCUSSÃO	49
5. REFERÊNCIAS.....	52

RESUMO

CASTRO, Laísa Maria de Resende, M.sc., Universidade Federal de Viçosa, março de 2013. **Anatomia e histolocalização de alumínio em espécies herbáceas e subarbustivas do Cerrado.** Orientadora: Aristéa Alves Azevedo. Coorientador: Cleberson Ribeiro.

A flora do Cerrado é constituída pelo estrato herbáceo-subarbustivo e o estrato arbustivo-arbóreo. O componente herbáceo-subarbustivo é uma flora sensível a variações de clima, solo e déficit hídrico, sendo dominante em vários tipos fitofisionômicos do Cerrado. Os solos deste bioma são ácidos, pobres em nutrientes e possuem elevados teores de alumínio. As plantas nativas utilizam estratégias de exclusão ou de absorção e desintoxicação do alumínio, de modo que não há efeito prejudicial deste metal para o crescimento vegetativo, reprodução e para as funções metabólicas dessas espécies. Algumas espécies do Cerrado são acumuladoras de alumínio com teores acima de 1g kg^{-1} de matéria seca. Esse trabalho teve como objetivos: caracterizar anatomicamente espécies herbáceas e subarbustivas do Cerrado da Floresta Nacional de Paraopeba, MG; verificar se as estratégias adaptativas são semelhantes nas espécies desses dois estratos e; histolocalizar os sítios de acúmulo de alumínio visando fornecer subsídios para entender os mecanismos de tolerância ao Al. Amostras foliares e caulinares foram coletadas, fixadas em Karnovsky ou FAA₅₀, e processadas de acordo com técnicas usuais de anatomia vegetal e micromorfologia. Para a caracterização anatômica, foram analisadas doze espécies, dividindo-se em dois grupos: monocotiledôneas com quatro espécies pertencentes às famílias: Iridaceae, Cyperaceae e Poaceae; e eudicotiledôneas com oito espécies pertencentes às famílias Asteraceae, Malvaceae e Rubiaceae. Para a histolocalização de alumínio foram analisadas apenas nove espécies: *Aristida riparia* (Poaceae); *Rhynchospora* sp (Cyperaceae); *Trimezia juncifolia* (Iridaceae); *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp, *Ichthyothere mollis* (Asteraceae); *Coccocypselum aureum*, *Borreria latifolia* (Rubiaceae) e *Waltheria* sp (Malvaceae), sendo realizados testes com Chrome Azurol e Aluminon. Além da histoquímica foram realizadas a microanálise de raio-X e a determinação de Al na matéria seca. As espécies do estrato herbáceo-subarbustivo apresentaram estrutura semelhante, em vários aspectos a das espécies do estrato arbóreo do bioma Cerrado. As espécies *Borreria latifolia* e *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae) foram consideradas hiperacumuladora e acumuladora de alumínio, respectivamente,

junto com *Aristida riparia* (Poaceae) e *Ichthyothere mollis* (Asteraceae). As espécies herbáceas e subarbustivas estudadas, apesar de terem ciclo de vida curto, apresentam mecanismos de resistência ao Al semelhante às arbóreas. Segundo os testes histoquímicos para detecção de Al, os três grupos de plantas (hiperacumuladora, acumuladora e não acumuladora) apresentaram locais semelhantes de acúmulo ou inativação deste metal das espécies arbóreas, ou seja, as estratégias de imobilização do Al^{3+} independem do hábito vegetal.

ABSTRACT

CASTRO, Laísa Maria de Resende, M. Sc., Universidade Federal de Viçosa, march of 2013. **Anatomy and histolocalization of aluminum in subshrubs and herbaceous species of the Cerrado.** Advisor: Aristéa Alves Azevedo. Co- adviser: Cleberson Ribeiro

The flora of the cerrado is composed by herbaceous and subshrub layer and woody layer. The herbaceous component is a flora sensitive to changes in climate, soil and water deficit, being dominant in various types of Cerrado phytophysionomies. The soils of this biome are acidic, nutrient poor and have high levels of aluminum. There is no detrimental effect of this metal for vegetative growth, reproduction and metabolic functions of native plants that present strategies of exclusion or absorption and detoxification of aluminum. Some species from Cerrado are able to accumulate Aluminum in concentrations leaves above 1 g kg^{-1} of dry matter. This study aims to: to characterize the anatomy of herbaceous and subshrubs species of the Cerrado Paraopeba National Forest, MG comparing with foliar structure of tree species in order to identify possible adaptive strategies similar to this stratum of vegetation; and to histolocalize sites of accumulation of aluminum which is important for understanding the mechanisms of tolerance. Leaf and stem samples were collected, fixed in Karnovsky and FAA₅₀, and processed according to usual techniques of plant anatomy and micromorphology. Characterize anatomical, twelve species were analyzed, divided into two groups: monocots with four species belonging to the families: Iridaceae, Poaceae and Cyperaceae, and eudicotyledonous with eight species belonging to the family Asteraceae, Malvaceae and Rubiaceae. For histolocalização aluminum only nine species were analyzed: *Aristida riparia* (Poaceae); *Rhynchospora* sp (Cyperaceae); *Trimezia juncifolia* (Iridaceae); *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp, *Ichthyothere mollis* (Asteraceae); *Coccocypselum aureum*, *Borreria latifolia* (Rubiaceae) e *Waltheria* sp (Malvaceae), and tests were performed with Chrome Azurol and aluminon, besides X-ray microanalysis and determination of Al on dry matter. Similar to the species of the arboreal and shrubby layer, the herbaceous-subshrub stratum have: thick walls, the presence of many sclerenchymatic cells, thick cuticle, many trichomes and stomata with external periclinal wall thickened. The species *Borreria latifolia* and *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae) were considered hyperaccumulator and accumulate aluminum, respectively, along with *Aristida riparia* (Poaceae) and *Ichthyothere mollis*

(Asteraceae). Subshrubs and herbaceous species studied, despite having a short life cycle, have mechanisms of resistance to Al similar to tree. According to the histochemical tests for detection of Al, the three groups of plants showed similar local accumulation or inactivation of this metal tree species, ie strategies immobilization Al^{3+} independent of plant habit.

INTRODUÇÃO GERAL

O Cerrado é o segundo maior bioma do Brasil, ocupa 2 milhões de km² do território nacional (Gomes *et al.*, 2011) e localiza-se principalmente no Planalto Central do Brasil. Este bioma apresenta um mosaico de fitofisionomias determinado, principalmente, pela composição do solo e pela irregularidade da ação do fogo (Coutinho 2002, 2006; Silva & Nogueira, 1999; Dezzeo *et al.*, 2004). O Cerrado é composto por uma flora arbustivo-arbórea, predominante nas fitofisionomias florestais (cerradão), e outra herbáceo-subarbustiva, característica das fitofisionomias campestres (campo limpo).

De acordo com Coutinho (1978, 2006), Barbiero *et al.* (2000) e Haridasan (2000), os tipos fitofisionômicos mais característicos são: Cerrado Campo Limpo, que se caracteriza pela predominância de plantas herbáceas; Cerrado Campo Sujo, no qual estão presentes árvores e arbustos isolados ao longo da paisagem; Cerrado *sensu stricto*, com maior adensamento de árvores e arbustos; e o Cerradão, no qual dominam espécies lenhosas de dossel alto e fechado. Esse mosaico fitofisionômico foi denominado por Coutinho (1978; 2002) como Floresta – Ecótono – Campo.

Uma alta diversidade florística caracteriza o bioma Cerrado, com mais de 11715 espécies (Lista de espécies da flora do Brasil, 2013), sendo considerada a savana mais rica do mundo. Além disso, aproximadamente 35% de sua flora é composta por espécies endêmicas, o que representa 1,5% das espécies vegetais endêmicas no mundo (Myers *et al.*, 2000). Porém, essa riqueza e biodiversidade estão ameaçadas pelo avanço das atividades agropecuárias, que já reduziram a cobertura original do Cerrado brasileiro em 60,5% (Sano *et al.*, 2010; Gomes *et al.*, 2011).

Em virtude da ameaça de extinção da riqueza florística e da quantidade de espécies endêmicas, o Cerrado é apontado como um dos *hotspots* para a conservação da biodiversidade mundial (Myers *et al.*, 2000; Mittermeier *et al.*, 2005; Solórzano *et al.*, 2012). No entanto, a diversidade deste bioma está subestimada levando em consideração a carência de estudos do estrato herbáceo-subarbustivo. Alguns trabalhos já demonstraram que a riqueza deste estrato é superior a do estrato arbóreo, sendo que para cada espécie arbórea do Cerrado tem-se de 5-6 não arbóreas (Mendonça *et al.*, 1998; Tannus & Assis, 2004; Mendonça *et al.*, 2008; Bustamante *et al.*, 2012).

Os fatores edáficos influenciam na distribuição de espécies, sendo a maioria dos solos de Cerrado distróficos, com baixo pH, baixa disponibilidade de cálcio e magnésio e alto teor de alumínio e óxido de ferro (Furley & Ratter, 1988; Neri, 2007; Tolentino, 2011). Os elevados teores de alumínio (Al^{3+}) promovem o empobrecimento do solo, pois o “alumínio trocável” diminui a disponibilidade de nutrientes para as plantas, reduzindo em especial a absorção de fósforo (Malavolta *et al.*, 1977; González-Santana *et al.*, 2012), cálcio e magnésio, e induz uma redução na captação de ânions, particularmente NO_3^- , pelas raízes das plantas (Calba & Jaillard, 1997; Horst *et al.*, 2010; Metali *et al.*, 2012).

No Cerrado, segundo Arens (1963), as plantas nativas apresentam características escleromórficas, tais como esclerênquima e cutícula bem desenvolvidos, hipoderme, paredes celulares e periderme espessa, que seriam determinadas pelos altos teores de alumínio (Goodland, 1971). Além desses caracteres, as plantas nativas do Cerrado podem excluir ou absorver e inativar esse metal, de modo que não há efeito prejudicial sobre o crescimento vegetativo, reprodução e metabolismo das espécies (Haridasan, 1987; 2008).

Há muito tempo, sabe-se que algumas plantas acumulam em seus tecidos quantidades significativas de alumínio (Jansen *et al.*, 2002). Plantas que apresentam o conteúdo de alumínio em aproximadamente 1 g kg^{-1} na matéria seca são designadas “acumuladoras de alumínio” (Chenery, 1948; Hutchinson, 1945; Haridasan, 2008). Segundo Jansen *et al.*, (2002), são conhecidas 45 famílias de espécies acumuladoras de alumínio, 32% destas espécies pertencem a família Rubiaceae. A maioria dos estudos foi realizada com espécies arbóreas, no entanto, essa característica também ocorre em algumas espécies herbáceas como, por exemplo, *Coccocypselum* (Rubiaceae), *Genlisea* e *Utricularia* (Lentibulariaceae), mas poucas informações estão disponíveis sobre a absorção e acúmulo de alumínio por plantas herbáceas (Jansen *et al.*, 2002; Haridasan, 2008; Metali *et al.*, 2012).

Estudos fitossociológicos realizados no Cerrado (Munhoz & Proença, 1998; Mendonça *et al.*, 2000; Mendonça *et al.*, 2008; Tolentino, 2011; Chaves *et al.*, 2012) revelaram que as famílias mais representativas do estrato herbáceo-subarbustivo foram Asteraceae, Poaceae, Rubiaceae e Malvaceae, sendo também incluídas nesse trabalho as famílias Cyperaceae e Iridaceae.

Dessa forma, a necessidade de estudos das plantas do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado para identificar e caracterizar as estruturas adaptativas associadas às condições ambientais do Cerrado e verificar a ocorrência de estratégia de acúmulo de alumínio nessas plantas motivou a presente pesquisa. Um melhor conhecimento das estratégias adaptativas de diferentes grupos vegetais é essencial para um futuro emprego dessas plantas em recuperação e manejo de áreas degradadas na região do cerrado (Haridasan & Araújo, 1988).

A Floresta Nacional de Paraopeba – FLONA - é uma Unidade de Conservação de Uso Sustentável, conforme o Sistema Nacional de Unidades de Conservação (SNUC, 2000) e tem como objetivo o uso múltiplo dos recursos florestais e a pesquisa científica, com ênfase em métodos para a exploração sustentável de florestas nativas. No entanto, apesar de ser uma área protegida, há relatos de perturbação da área, incluindo desmatamento total dos 200 ha em 1952, registro de fogo nos anos de 1960 e 1963 (Silva-Júnior, 1984), além da constante ação dos minhoqueiros, que revolvem o solo destruindo e/ou limitando a flora do estrato herbáceo-subarbustivo, podendo levar a alterações na composição florística de áreas impactadas e até mesmo à extinção de algumas espécies.

O presente trabalho está dividido em dois capítulos. O primeiro aborda a anatomia das partes aéreas vegetativas das espécies herbáceas e subarbustivas do Cerrado, visando identificar caracteres estruturais associados à adaptação dessas espécies às condições ambientais do bioma Cerrado. O segundo trata das possíveis espécies herbáceas e subarbustivas do Cerrado acumuladoras de alumínio, observando os sítios de acúmulo deste metal nas partes aéreas vegetativas das espécies em estudo.

REFERÊNCIAS

- Arens, A. N. 1963. As plantas lenhosas do Cerrado como flora adaptada às deficiências minerais do solo. Pp. 249-265. In: **Simpósio sobre Cerrado**. São Paulo: EDUSP.
- Barbiero, C.C.N.; Franco, A. C.; Bucci, S. J. & Goldstein, G. 2000. Fluxo de seiva e condutância estomática de duas espécies lenhosas sempre-verdes no campo sujo e cerradão. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal** **12** (2): 119-134.
- Bustamante, M. M. C.; Brito, D.Q.; Kozovits, A.R.; Luedemann, G.; Mello, T. R. B.; Pinto, A. de S.; Munhoz, C.B.R.; Takahashi, F.S.C. 2012. Effects of nutrient additions on plant biomass and diversity of the herbaceous-subshrub layer of a Brazilian savanna (Cerrado). **Plant Ecology** **213**: 795–808.
- Chaves, E. & Soares-Silva, L.H. Floristic Survey of the Herbaceous-Shrub Layer of a Gallery Forest in Alto Paraíso de Goiás - Go, Brazil. 2012. **Brazilian archives of biology and technology** **55** (5):715-724.
- Calba, H. & Jaillard, B. 1997. Effect of aluminium on ion uptake and H⁺ release by maize. **New Phytologist** **37**: 607-616.
- Coutinho, L.M. 1978. O conceito de cerrado. **Revista Brasileira de Botânica** **1**:17-23.
- Coutinho, L.M. 2002. O bioma do Cerrado. Pp. 77-91. In: Klein, A. L. (ed.). **Eugen Warming e o Cerrado Brasileiro: um século depois**. São Paulo: UNESP.
- Coutinho, L.M. 2006. O conceito de Bioma. **Acta Botanica Brasilica** **20** (1):13-23.
- Dezzeo, N.; Chacón, N.; Sano, J.A. E.; Picón, G. 2004. Changes in soil properties and vegetation characteristics along a forest-savanna gradient in southern Venezuela. **Forest Ecology and Management** **200**:183-193.
- Furley, P.A. & Ratter, J.A. 1988. Soil resources and plant communities of the Central Brazilian Cerrado and their development. **Journal of Biogeography** **15**:97-108.

- Gomes, L.; Lenza, E.; Maracahipes, L.; Marimon, B.S.; Oliveira, E.A. 2011. Comparações florísticas e estruturais entre duas comunidades lenhosas de cerrado típico e cerrado rupestre, Mato Grosso, Brasil. **Acta Botanica Brasilica** **25**(4):865-875.
- González-Santana, I. H.; Márquez-Guzmán, J.; Cram-Heydrich, S.; Cruz-Ortega, R. 2012. *Conostegia xalapensis* (Melastomataceae): an aluminum accumulator plant. **Physiologia Plantarum** **144**:134–145.
- Goodland, R. 1971. Oligotrofismo e alumínio no cerrado. Pp. 44–60. In: **III Simpósio sobre o cerrado**. São Paulo: USP.
- Haridasan, M. 1987. Distribution and mineral nutrition of aluminium-accumulating species in different plant communities of the Cerrado region of central Brazil. Pp. 309-48. In: San Jose, J.J.; Montes, R. (Eds). **La capacidad bioprodutiva de sabanas**. Caracas, Venezuela: IVIC.
- Haridasan, M. 2000. Nutrição mineral de plantas nativas do cerrado. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal** **12**: 54-64.
- Haridasan, M. 2008. Alumínio é um elemento tóxico para as plantas nativas do cerrado? Pp. 1-10 In: Prado, C.H.B.A; Casali, C.A. **Fisiologia Vegetal: práticas em relações hídricas, fotossíntese e nutrição mineral**. Barueri: Manole.
- Haridasan, M.& Araújo, G.M. 1988. Aluminium-accumulating species in two forest communities in the cerrado region of central Brazil. **Forest Ecology and Management**. **24**:15-26.
- Horst, W.J.; Wang, Y. & Eticha, D. 2010. The role of the root apoplast in aluminium-induced inhibition of root elongation and in aluminium resistance of plants: a review. **Annals of Botany** **106**: 185 – 197
- Hutchinson GE. 1945. Aluminum in soils, plants and animals. **Soil Science** **60**: 29–40.
- Jansen, S.; Broadley, M.R.; Robbrecht, E.; Smets, E. 2002. Aluminium hyperaccumulation in angiosperms: a review of its phylogenetic significance. **The Botanical Review** **68**: 235-269.

Kochian, L.V.; Piñeros, M. A. & Hoekenga, O. A. 2005. The physiology, genetics and molecular biology of plant aluminum resistance and toxicity. **Plant and Soil** **274**:175-195.

Lista de Espécies da Flora do Brasil. 2013. Disponível em: http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2012/index?mode=sv&group=Root_.Angiospermas_&family=&genus=&species=&author=&common=&occurs=1®ion=&state=&phyto=3&endemic=&origin=&vegetation=&last_level=subspecies&listopt=1. Acessado em: janeiro/2013.

Malavolta, E.; Sarruge, JR. & Bittencourt, VC. 1977. Toxidez de alumínio e manganês. In: Ferri, M.G. (ed.). **V Simpósio sobre o cerrado.** Belo Horizonte: Itatiaia.

Mendonça, R. C.; Felfili, J. M.; Silva, JR., M. C.; Rezende, A.V.; Nogueira, P. E.; Walter, B. M. T.; Filgueiras, T. S. 1998. Flora vascular do Cerrado. Pp. 289-556. In: Sano, S. M. & Almeida, S.P. (Eds). **Cerrado: ambiente e flora.** Planaltina: EMBRAPA-CPAC.

Mendonça, RC; Felfili, JM & Silva, JCS. 2000. Diversidade e composição florística das áreas nucleares da Reserva da Biosfera do Cerrado – Fase I. Pp. 31-32. In: SCHENKEL, CS, BRUMMER, BM. (Eds). **Vegetação no Distrito Federal: tempo e espaço.** Brasília: UNESCO.

Mendonça, R.C; Felfili, J.M.; Walter, B.M.T.; Silva-Júnior, M.C.; Rezende, A.V.; Filgueiras, T.S.; Nogueira, P. E.; Fagg, C.W. 2008. Flora Vascular do Bioma: Cerrado *checklist* com 12.356 espécies. Pp. 421-442. In: Sano, S.M.; Almeida, S.P.; Ribeiro, J. F. (Eds). **Cerrado: Ecologia e Flora.** Brasília: Embrapa Informação Tecnológica. v. II.

Metali, F.; Salim, K.A. & Burslem, D.F.R.P. 2012. Evidence of foliar aluminium accumulation in local, regional and global datasets of wild plants. **New Phytologist** **193**:637–649.

Mittermeier, R.A.; Gil, P.R.; Hoffmann, M.; Pilgrim, J.D.; Brooks, T.; Mittermeier, C.G; Fonseca, G.A.B. 2005. **Hotspots Revisited: Earths Biologically Richest and Most Endangered Ecoregions.** México: CEMEX & Agrupacion Sierra Madre. v. I.

Munhoz, CBR; Proença, CEB. 1998. Composição florística do município de Alto Paraíso de Goiás na Chapada dos Veadeiros. **Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer** 3:102-50.

Myers, N.; Mittermeier, R.A.; Mittermeier, C.G.; Fonseca, G.A.B.; Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature** 403: 853-858.

Ramírez-Rodríguez, V.; López-Bucio, J. & Herrera-Estrella, L. 2005. Adaptive responses in plants to nonoptimal soil pH. Pp.145-170. In: Jenks, M. A.& Hasegawa, P.M. (Eds.). **Plant abiotic stress**. Blackwell Publishing.

Sano, E.E.; Rosa, R.; Brito, J.L.S. & Ferreira, L.G. 2010. Land cover mapping of the tropical savanna region in Brazil. **Environmental Monitoring Assessment** 166: 113-124.

Silva, M. A. & Nogueira, P.E. 1999. Avaliação fitossociológica do estrato arbustivo-herbáceo em Cerrado *Stricto Sensu* após incêndio acidental, no Distrito Federal. **Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer** 4:65-79.

Silva-Júnior, M. C. 1984. **Composição florística e parâmetros fitossociológicos do cerrado e sua relação com o solo na estação florestal de experimentação de Paraopeba**. Dissertação. Universidade Federal de Viçosa.

SNUC - Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza. 2000. Lei N° 9.985, de 18 de julho de 2000. MMA/SBF.

Solórzano, A.; Pinto, J.R.R.; Felfili, J.M.; Hay, J.D.V. 2012. Perfil florístico e estrutural do componente lenhoso em seis áreas de cerradão ao longo do bioma Cerrado. **Acta Botanica Brasilica** 26 (2):328-341.

Tannus, J.L.S. & Assis, M.A. 2004. Composição de espécies vasculares de campo sujo e campo úmido em área de cerrado, Itirapina - SP, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica** 27(3):489-506.

Tolentino, G. S. 2011. **Composição e partição de nicho em gradientes de solo e luz no Cerrado**. Dissertação. Universidade Federal de Viçosa.

CAPITULO I

ANATOMIA DAS PARTES AÉREAS VEGETATIVAS DAS ESPÉCIES HERBÁCEAS E SUBARBUSTIVAS DO CERRADO

Laísa Maria de Resende Castro; Aristéa Alves Azevedo; Cleberson Ribeiro

Resumo

A vegetação de Cerrado é composta por um estrato herbáceo-subarbustivo e outro arbustivo-arbóreo. O componente herbáceo-subarbustivo é uma flora sensível a variações de clima, solo e déficit hídrico, sendo dominante em vários tipos fitofisionômicos do Cerrado. Esse trabalho objetivou a caracterização anatômica de espécies herbáceas e subarbustos do Cerrado da Floresta Nacional de Paraopeba, MG. As amostras foram coletadas, fixadas em Karnovsky ou FAA₅₀, e processadas de acordo com técnicas usuais de anatomia vegetal e micromorfologia. Foram analisadas doze espécies, dividindo-se em dois grupos: monocotiledôneas com quatro espécies pertencentes às famílias Iridaceae, Cyperaceae e Poaceae; e eudicotiledôneas com oito espécies pertencentes às famílias Asteraceae, Malvaceae e Rubiaceae. As espécies do estrato herbáceo-subarbustivo apresentaram estrutura semelhante, em vários aspectos a das espécies do estrato arbóreo do bioma Cerrado.

Palavras-chaves: adaptações anatômicas, cerrado, eudicotiledônea, monocotiledônea.

Abstract

The Cerrado vegetation consists of a herbaceous and subshrubs stratum and woody layer. The herbaceous and subshrubs component is a flora sensitive to changes in climate, soil and water deficit, being dominant in various types of Cerrado phytophysionomies. This study aims to characterize the anatomy of herbaceous and subshrubs species of the Cerrado Paraopeba National Forest, MG. The samples were collected, fixed in Karnovsky and FAA₅₀, and processed according to usual techniques of plant anatomy and micromorphology. Were analyzed twelve species, dividing into two groups: monocot with four species belonging to the families: Iridaceae, Cyperaceae and Poaceae; and eudicots with eight species belonging to the families: Asteraceae, Malvaceae and Rubiaceae. The herbaceous and subshrubs species similar in many respects to the woody species of the Cerrado biome.

Key words: anatomic adaptations, cerrado, eudicots, monocots.

1. INTRODUÇÃO

O Cerrado é composto por uma flora arbustivo-arbórea, predominante nas fitofisionomias florestais (cerradão), sendo formado por árvores de troncos e galhos retorcidos, e outra herbáceo-subarbusativa, característica das fitofisionomias campestres (campo limpo), que revestem o solo durante o período chuvoso e desaparecem no período seco (Rizzini, 1997).

O estrato herbáceo-subarbusativo apresenta grande riqueza de espécies superior a do estrato arbóreo (Mendonça *et al.*, 1998; Tannus & Assis, 2004; Batalha & Martins, 2007; Solórzano *et al.*, 2012; Bustamante *et al.*, 2012). No entanto, o estrato arbóreo é bem mais conhecido (Ratter *et al.*, 1997, Castro *et al.*, 1999). Os estudos sobre o componente herbáceo-subarbusativo indicam a ocorrência de grandes mudanças na sua composição entre diferentes regiões, demonstrando tratar-se de uma flora sensível a variações de clima, solo, intensidade de queimadas, entre outros fatores (Loefgren 1890, Mantovani & Martins 1993, Filgueiras 2002), que dificultam os estudos morfoanatômicos dessa flora (Ratter *et al.*, 1997; Castro *et al.*, 1999; Tannus & Assis, 2004).

A riqueza da biodiversidade do Cerrado está ameaçada pelo avanço das atividades antropogênicas que reduziu a cobertura original do Cerrado brasileiro em 60,5% (Sano *et al.*, 2010; Gomes *et al.*, 2011). Segundo os poucos levantamentos fitossociológicos do componente herbáceo-subarbusativo do Cerrado, as famílias com maior número de espécies, são: Asteraceae, Poaceae, Rubiaceae, Melastomataceae e Fabaceae (Munhoz & Proença, 1998; Mendonça *et al.*, 2000; Mendonça *et al.*, 2008; Chaves & Soares-Silva, 2012). Sendo que as famílias Poaceae e Asteraceae se encontram praticamente restritas ao componente herbáceo-subarbusativo, possuindo maior grau de riqueza principalmente nas fitofisionomias campestres ou savânicas (Mantovani & Martins, 1993; Tannus & Assis, 2004; Batalha & Martins, 2007), sendo de extremo interesse ao homem por incluir espécies importantes na alimentação humana e animal.

Os trabalhos com anatomia vegetal podem trazer grandes contribuições aos estudos associados à ecologia, fisiologia, filogenia e taxonomia das espécies (Metcalf & Chalk, 1979; Dickison, 2000). Assim, com interesse de contribuir para o conhecimento da flora herbáceo-subarbusativa do Cerrado, faz-se a utilização da

anatomia vegetal para descrever as estratégias adaptativas que essas plantas podem apresentar sob os estresses abióticos do bioma.

Esse capítulo objetivou a caracterização anatômica de doze espécies do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado da Floresta Nacional (FLONA) de Paraopeba (MG), sendo: *Aristida riparia* e *Melinis minutiflora* (Poaceae); *Rhynchospora* sp (Cyperaceae); *Trimezia juncifolia* (Iridaceae); *Aspilia foliacea*, *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp, *Ast.4* e *Ichthyothere mollis* (Asteraceae); *Borreria latifolia* e *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae) e *Waltheria* sp (Malvaceae), e comparar com as espécies arbóreas a fim de identificar possíveis semelhanças adaptativas com este estrato vegetal.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Área de estudo

O trabalho foi desenvolvido na Floresta Nacional (FLONA) de Paraopeba (MG), situada nas coordenadas geográficas 19°20'S e 44°20'W, em altitude que varia dos 734 aos 750m. O clima da região é do tipo AW segundo a classificação de Köppen, com verão chuvoso e estação seca que ocorre de abril a setembro (Tolentino, 2011).

A FLONA é uma Unidade de Conservação de Uso Sustentável, conforme o Sistema Nacional de Unidades de Conservação (SNUC, 2000), apresenta área de 200 ha., sendo 150 ha. de cobertura vegetal do bioma Cerrado. Segundo Neri (2007), os solos da FLONA de Paraopeba são classificados como: Cambissolo Háplico, Latossolo Amarelo, Latossolo Vermelho Amarelo e Latossolo Vermelho (fig.1), de acordo com os critérios do Sistema Brasileiro de Classificação de Solos (Embrapa, 2006).



Figura 1: Mapa dos solos e das fitofisionomias da FLONA de Paraopeba, Minas Gerais. Adaptado de Neri, 2007.

As coletas do material vegetal foram feitas de acordo com a amostragem fitossociológica, realizada através da alocação de 25 parcelas de 1 x 1m distribuídas aleatoriamente em cada ambiente, totalizando 100 m². Os ambientes estudados foram: Cerradão sobre Latossolo Vermelho; Cerrado *stricto sensu* denso sobre Latossolo Vermelho Amarelo; Cerrado *stricto sensu* sobre Latossolo Amarelo; e Cerrado *stricto sensu* sobre Cambissolo Háptico Tb Distrófico (tabela 1; fig. 1). E foram analisadas, doze espécies do estrato herbáceo-subarbuscivo: *Aristida riparia* e *Melinis minutiflora* (Poaceae), *Aspilia foliacea*, *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp, Ast. 4 e *Ichthyothere mollis* (Asteraceae), *Rhynchospora* sp (Cyperaceae), *Trimezia juncifolia* (Iridaceae), *Borreria latifolia* e *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae) e *Waltheria* sp (Malvaceae). Essas espécies foram coletadas no início do período de floração.

As coletas foram feitas em campanhas mensais a campo, por um período de um ano. O material coletado foi tratado segundo o procedimento usual de herborização (Mori *et al.*, 1989) para incorporação no acervo do Herbário VIC (Departamento de Biologia Vegetal da UFV, MG). A identificação taxonômica foi realizada por especialistas em cada família: Pedro Viana e Hilda Loghi-Wagner realizaram a

identificação de Poaceae, Cyperaceae e Iridaceae, Aristônio Teles a identificação de Asteraceae e Elnatan Bezerra a identificação de Rubiaceae.

Esse trabalho seguiu as definições de Eiten (1992) relacionadas ao hábito das plantas: herbáceas possuem caules aéreos (desprovido de lenho), que pode ser persistente (perene), pseudo-persistente e recorrente, bianual ou anual; e subarborescentes são plantas com caule aéreo, base lenhosa e parte distal herbácea. Subdividido em persistente, base pseudo-persistente, persistente, recorrente e anual.

Tabela 1- Lista das espécies coletadas nas diferentes fitofisionomias do Cerrado na FLONA de Paraopeba.

Família/Espécie	Nº VIC*	H**	Fitofisionomia***	Floração (mês)
Asteraceae				
<i>Aspilia foliacea</i>	35456	Sb	C ss. Cxb	10
<i>Baccharis</i> sp	35462	Sb	C ss. LA	8-10
Ast. 4	35458	He	C ss. LVA	9-11
<i>Ichthyothere mollis</i>	35467	Sb	C ss. LVA	10
<i>Lepidaploa barbata</i>	35469	He	C ss. LA	8-10
Cyperaceae				
<i>Rhynchospora</i> sp	35260	He	C ss. LVA	2-5
Iridaceae				
<i>Trimezia juncifolia</i>	36244	He	C ss. Cxb	8-10
Malvaceae				
<i>Waltheria</i> sp	36730	He	C ss. LA	7-10
Poaceae				
<i>Aristida riparia</i>	35262	He	C ss. LVA	2-5
<i>Melinis minutiflora</i>	35268	He	C ss. LA	2-5
Rubiaceae				
<i>Borreria latifolia</i>	36118	He	C-LV	2-7
<i>Coccocypselum aureum</i>	36117	Sb	C ss. LVA	9-11

* VIC- Herbário da Universidade Federal de Viçosa.** Hábito da planta: He-herbáceo; Sb- subarborescente.

*** Fitofisionomia: C-LV -Cerradão sobre Latossolo Vermelho; C ss. LVA - Cerrado *stricto sensu* denso

sobre Latossolo Vermelho Amarelo; C ss. LA -Cerrado *stricto sensu* sobre Latossolo Amarelo; C ss. Cxb - Cerrado *stricto sensu* sobre Cambissolo Háptico Tb Distrófico. 1-10- mês

2.2 Análises anatômicas

Amostras da região mediana das folhas do 3º nó (região da nervura e margem da lâmina foliar) e do caule (3º entrenó do ápice para a base), de três indivíduos diferentes, foram coletadas e fixadas em FAA₅₀ (Johansen, 1940) ou solução de Karnovsky, (Karnovsky, 1965) no próprio campo. Após fixação, o material vegetal foi desidratado até álcool 70% e estocado para análises.

As espécies, *Aristida riparia* (Poaceae) e *Trimezia juncifolia* (Iridaceae) foram seccionadas em micrótomo de mesa (modelo LPC, Rolemberg & Bhering, Rolemberg e Hering Comércio e Importação Ltda., Belo Horizonte, Brasil) cortes transversais e longitudinais foram submetidos a uma dupla coloração com Azul de Astra e Safranina aquosa (Kraus & Arduin, 1997). As lâminas foram montadas em gelatina glicerinada e lutadas com esmalte incolor.

As outras espécies foram incluídas em glicol metacrilato (Historesin Leica) e seccionadas em micrótomo rotativo de avanço automático (modelo RM2155, Leica Microsystems Inc., Deerfield, USA). Os cortes transversais e longitudinais, com 5µm de espessura, foram corados com Azul de Toluidina e montados entre lâmina e lamínula, em Permout. Essas duas técnicas foram utilizadas para a caracterização anatômica das espécies herbáceo-subarborescentes.

Secções obtidas em micrótomo de mesa foram submetidas aos seguintes testes para a detecção de diferentes compostos: floroglucina ácida para verificar a presença de lignina (Sass, 1951); lugol, para amido (Johansen, 1940); sudan IV, para substâncias lipídicas (Johansen, 1940); e cloreto de ferro III à 10%, para compostos fenólicos (Johansen, 1940). As lâminas foram montadas em gelatina glicerinada. O teste controle e o branco, além da preparação dos reagentes, foram feitos de acordo com as instruções de Kraus & Arduin (1997).

A documentação fotográfica foi realizada em fotomicroscópio (modelo AX-70 TRF, Olympus Optical, Tóquio, Japão) equipado com câmera (Axion Cam HRc Zeiss) localizado no Laboratório de Anatomia Vegetal da UFV- MG.

A classificação de estômatos e tricomas foi realizada de acordo com Wilkinson (1979) e Theobald *et al.*, (1979), respectivamente, para as espécies de eudicotiledôneas. Os tricomas nas espécies de monocotiledôneas foram identificados de acordo com Metcalfe (1960). A hipoderme foi considerada segundo a topografia, visto que não foi feito estudo ontogenético.

Para análise micromorfológica, as amostras do material foliar foram fixadas em Karnovsky. Posteriormente, estocada em etanol 70% e desidratadas em série etílica e submetidas à secagem ao ponto crítico em equipamento específico (modelo CPD 030, Bal-Tec, Balzers, Liechtenstein). Foram afixadas em suporte e recobertas com ouro em metalizador (Sputter Coater, modelo FDU 010, Bal-Tec, Balzers, Liechtensein). A observação e documentação fotográfica foram feitas em Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV- modelo 1430 VP, LEO, Cambridge, Inglaterra) pertencente ao Núcleo de Microscopia e Microanálise da UFV-MG.

3. RESULTADOS

As espécies de Asteraceae foram encontradas em diferentes fitofisionomias, principalmente no Cerrado *stricto sensu* sob Latossolo Vermelho Amarelo e Amarelo. Segundo observações esporádicas: *Aspilia foliacea* senesce no período seco; *Baccharis* sp é perene, perdendo as folhas no período desfavorável, com caule permanente; *Lepidaploa barbatae* e *Ichthyothere mollis* são perenes, e a floração só ocorre no período chuvoso. O período de floração de *Waltheria* sp (Malvaceae) é semelhante aos das espécies de Asteraceae citados, sendo senescente no período seco. Vale resaltar que *Waltheria* sp possui órgão subterrâneo.

No Cerradão em Latossolo Vermelho, foi observada a presença de *Borreria latifolia* (Rubiaceae), em região sombreada. Ao contrário de todas as outras espécies já citadas, *B. latifolia* senesce no período chuvoso. *C. aureum* (Rubiaceae) foi encontrada no Cerrado *stricto sensu* em Latossolo Vermelho-Amarelo, sendo uma planta de sombra, encontrada apenas no período chuvoso.

As espécies *A. riparia*, *M. minutiflora* (Poaceae) e *Rhynchospora* sp (Cyperaceae) floriram no final da estação chuvosa (fevereiro-maio). *A. riparia* e *M. minutiflora* (Poaceae) são perenes diferindo de *Rhynchospora* sp que foi observada

apenas no final do período chuvoso, localizada na região mais baixa da FLONA de Paraopeba. *Trimezia juncifolia* foi identificada no período chuvoso, porém não foi encontrado órgão foliar, apenas um escapo floral proveniente do caule subterrâneo, provavelmente, porque as folhas senescem quando ocorre a floração.

3.1 Descrição anatômica das lâminas foliares das Monocotiledôneas

Foram analisadas três espécies com órgão foliar de monocotiledôneas pertencentes a três famílias: Poaceae (*Aristida riparia* Kunth; *Melinis minutiflora* P. Beauv.) e Cyperaceae (*Rhynchospora* sp Vahl.).

As características comuns nas três espécies de monocotiledôneas estudadas foram: epiderme unisseriada, células buliformes apenas na face adaxial; corpos silicosos variando quanto à localização e ao formato, e anatomia Kranz (fig. 2).

A cutícula é espessa em *Melinis minutiflora* e *Rhynchospora* sp e as ceras epicuticulares são em forma de placas em *Aristida riparia* e *Melinis minutiflora* e de escamas em *Rhynchospora* sp (fig. 6 D e F). As células epidérmicas da face adaxial de *Rhynchospora* sp são mais altas que as da face abaxial (fig. 2B). Tem-se a presença de corpos silicosos em ambas as faces foliares em *Melinis minutiflora* e *Aristida riparia* e apenas na face abaxial em *Rhynchospora* sp. Em *A. riparia* e *M. minutiflora* os corpos silicosos são halteriformes, enquanto em *Rhynchospora* sp são cônicos (fig. 6 A e C).

Na região subepidérmica, *A. riparia* possui hipoderme contínua interrompida nos estômatos, sendo constituída de duas a três camadas de células lignificadas na face abaxial evidenciado por fluoroglucina ácida, enquanto na face adaxial as paredes das células da hipoderme não são lignificadas (fig. 2 A; fig. 7A).

As folhas de *M. minutiflora* e *A. riparia* são anfiestomáticas. Em *A. riparia* os estômatos estão no mesmo nível, ou levemente abaixo, das demais células epidérmicas, localizam-se na face adaxial nos sulcos entre as nervuras e na superfície abaxial das nervuras de menor calibre. Em *Rhynchospora* sp as folhas são hipoestomáticas com estômatos no mesmo nível das demais células epidérmicas, distribuídos, principalmente, próximo a margem foliar.

As folhas de *Rhynchospora* sp são glabras (fig. 2B), enquanto que *M. minutiflora* e *A. riparia* apresentam tricomas de diversos tipos: micropelos, macropelos e tricomas tectores unicelulares do tipo gancho (fig. 6 A, B e E). Esses três tipos de tricomas estão presentes em ambas as faces em *M. minutiflora*. O macropelo possui

parede espessada, bases profundamente submersas entre as células buliformes na face adaxial e célula basal intumescida por um grupo de células epidérmicas grandes na superfície abaxial (fig. 2 H; fig. 6 E). Em *A. riparia* estão presentes micropelos na face abaxial e tricomas do tipo gancho na face adaxial. Os micropelos citados são bicelulares do tipo panicóide, com célula apical aculeiforme e parede espessa, observados apenas em visão frontal (fig. 6 A).

Todas as espécies apresentam mesofilo radiado. Em *Rhynchospora* sp o mesofilo possui idioblastos secretores de compostos fenólicos e aerênquima entre os feixes vasculares (fig. 2 B).

As espécies em estudo apresentam feixes vasculares colaterais, circundado por duas bainhas, sendo as células da bainha interna maiores e com parede lignificada em *A. riparia* evidenciado por fluoroglucina ácida; em *M. minutiflora* e *Rhynchospora* sp as células da bainha externa são maiores que a bainha interna (fig. 2). Os feixes vasculares de maior calibre são circundados por fibras, formando um anel esclerenquimático, em *Rhynchospora* sp, enquanto que *M. minutiflora* e *A. riparia*, formam apenas calotas voltadas para as faces adaxial e abaxial. A nervura mediana das folhas apresenta diversos feixes, sendo o central de maior calibre.

A margem foliar das três espécies é reforçada com duas a três camadas de fibras e traqueídes terminais (fig. 2 C; E e G).

3.2 Descrição anatômica dos caules das Monocotiledôneas

O caule das três espécies já citadas e o escapo floral de *Trimezia juncifolia* é cilíndrico, e podem ser: sólido (*Trimezia juncifolia*, *M. minutiflora* e *A. riparia*) ou fistuloso (*Rhynchospora* sp).

A epiderme é unisseriada, constituída por células com paredes fortemente espessadas. Tricomas estão ausentes e os estômatos estão localizados em nível inferior ao das demais células epidérmicas, como em *Trimezia juncifolia* (fig. 3 A). Corpos silicosos foram observados, exceto em *Trimezia juncifolia*.

A. riparia e *M. minutiflora* apresentam hipoderme constituída por sete a oito camadas de fibras com paredes lignificadas, em *T. juncifolia* a hipoderme é constituída por células com compostos fenólicos. *T. juncifolia* e *Rhynchospora* sp possuem parênquima clorofiliano subepidérmico, interrompido pelas calotas de fibras dos feixes mais periféricos da estrutura atactostélica, e a presença de idioblastos secretores de

compostos fenólicos (fig. 3 B e D). Em *T. juncifolia*, cristais de oxalato de cálcio do tipo estilóide foram observados nas células próximas ao sistema vascular (fig. 3B).

O escapo floral de *T. juncifolia* apresenta uma camada contínua de esclerênquima externamente a região onde unidades vasculares de maior e menor calibre (circundadas por uma bainha esclerenquimática) ocorrem distribuídas aleatoriamente (fig. 3A).

3.3 Descrição anatômica das lâminas foliares das Eudicotiledôneas

As espécies de eudicotiledôneas pertencem às famílias: Asteraceae (*Aspilia foliacea*, *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp, Ast. 4, *Ichthyothere mollis*), Rubiaceae (*Borreria latifolia* e *Coccocypselum aureum*) e Malvaceae (*Waltheria* sp).

A maioria das espécies estudadas apresenta epiderme unisseriada com cutícula espessa - segundo teste com Sudan Red (fig. 7D) - e ornamentação cuticular evidente, do tipo estriado: longo (*Waltheria* sp) e curto (*B. latifolia*), nas outras espécies não foram observadas nenhum tipo de ornamentação. *B. latifolia* apresenta papilas em ambas as faces (fig. 4C). As paredes anticlinais das células epidérmicas são retas (*Lepidaploa barbata*, *Waltheria* sp, *B. latifolia*, Ast. 4), levemente sinuosas (*Ichthyothere mollis* e *C. aureum*) ou sinuosas (Ast. 4 e *Baccharis* sp). As células epidérmicas da face adaxial são mais altas que as da face abaxial em *C. aureum*, Ast. 4 e *Waltheria* sp (fig. 4F). Em *Ichthyothere mollis* tem-se uma hipoderme descontínua (fig. 4A).

As folhas apresentam estômatos em ambas às faces (anfiestomáticas), na maioria das espécies (fig. 4), situados no mesmo nível das demais células epidérmicas cujas células-guardas apresentam espessamento nas paredes periclinal externa e interna. Observando, na parede periclinal externa, a formação de duas cristas cutinizadas, salientado pelo teste com Sudan Red (fig. 7D). As células-guardas de *Aspilia foliacea* são rodeadas por anéis de ceras. As folhas de *C. aureum* são hipostomáticas e os estômatos estão levemente acima das demais células epidérmicas (fig. 4B). Nas espécies estudadas, tem-se a presença de estômatos paracíticos (*C. aureum*, *B. latifolia*, *Waltheria* sp, *Aspilia foliacea*) e anisocíticos (*Ichthyothere mollis*, Ast. 4, *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp).

Tricomas estão presentes em ambas as faces das folhas das oito espécies. Todas possuem tricomas tectores unicelulares e multicelulares, estes têm paredes bastante

espassadas, exceto em *Baccharis* sp. Em *Aspilia foliacea* e *Waltheria* sp os tricomas são ramificados do tipo estrelado (fig. 6H e I), constituídos de quatro a oito células, e nas demais espécies não ocorrem ramificações. Em *Coccocypselum aureum* as células epidérmicas ao redor dos tricomas estão dispostas em roseta (fig. 6L).

Tricomas glandulares estão presentes em *Aspilia foliacea*, Ast. 4, *Waltheria* sp, *Lepidaploa barbata* e *Baccharis* sp sendo constituídos por uma célula basal, pedúnculo curto e cabeça secretora de quatro a doze células (fig. 6 G; H e M). Segundo os testes histoquímicos realizados nesse trabalho, evidenciou-se a presença de compostos fenólicos na cabeça das células do tricoma de *Baccharis* sp, segundo teste com cloreto férrico (fig. 7E e F); e em *L.barbata* as células da cabeça do tricoma apresentou gotas de óleo salientado por Sudan Red (fig. 7C).

O mesofilo é dorsiventral na maioria das espécies e isobilateral em *Lepidaploa barbata* e *Waltheria* sp. Sendo que *Baccharis* sp, *Waltheria* sp, *B. latifolia*, *C. aureum*, possuem mesofilo compacto. Ast. 4, *Aspilia foliacea*, *L. barbata* e *Ichthyothere mollis* têm mesofilo mais espesso. As células do parênquima paliçádico podem ser justapostas (*Aspilia foliacea*, *C. aureum*, *Baccharis* sp) ou frouxas (*L. barbata*, *Waltheria* sp, *Ichthyothere mollis*, Ast. 4) e podem ter formato piramidal (*L. barbata* e *Coccocypselum aureum*) e reentrâncias (*Ichthyothere mollis*). Apenas *Lepidaploa barbata* e Ast. 4 possuem duas camadas de parênquima paliçádico (fig. 4).

O mesofilo de *Aspilia foliacea* é constituído de idioblastos secretores de mucilagem intercalados com as células do parênquima paliçádico (fig. 4E). Em *Lepidaploa barbata*, as células do parênquima paliçádico apresentaram gotas de óleo evidenciadas pelo reagente de Nadi (fig. 7B). Enquanto que, nas células do parênquima lacunoso são encontrados idioblastos com drusas (*Waltheria* sp) ou ráfides (*B. latifolia* e *C. aureum*), e idioblastos cristalíferos com secreção mucilagínosa (*B. latifolia*).

As espécies em estudo apresentam nervura mediana com feixes vasculares colaterais na maioria das espécies, porém *Aspilia foliacea*, Ast. 4 e *Waltheria* sp possuem feixes bicolaterais (fig. 5). Ocorre colênquima subepidérmico angular em ambas as faces foliares em *Ichthyothere mollis*, *L. barbata*, *Baccharis* sp, Ast. 4 e *C.aureum* e apenas na face abaxial em *A. foliacea* e *B. latifolia*. A região da nervura mediana de *L. barbata*, *Baccharis* sp e *Ichthyothere mollis* além do colênquima tem também esclereídes e células parenquimáticas com parede lignificada (fig. 5B e E).

Nas espécies pertencentes à família Asteraceae (*Aspilia foliacea*, *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp, Ast. 4 e *Ichthyothere mollis*) próximo aos feixes vasculares,

localizam-se canais secretores: em *Baccharis* sp tem-se dois canais enquanto em *A.foliacea*, *I. mollis* e Ast. 4 ocorrem de dois à quatro canais. Também em *Waltheria* sp, espécie de Malvaceae, estão presentes dois canais secretores próximo ao feixe vascular (fig. 5). Os testes histoquímicos realizados não mostraram reação positiva, porém o azul de toluidina marcou com uma coloração arroxeada os canais de *A. foliacea*, Ast. 4 e *Waltheria* sp, sendo essa coloração característica de compostos mucilaginosos.

A margem foliar, em seção transversal, não apresenta modificações consideráveis.

3.4 Descrição anatômica do caule das Eudicotiledôneas

Os caules das espécies estudadas de eudicotiledôneas são cilíndricos em seção transversal, exceto em *Borreria latifolia* que possui caule quadrado e Ast. 4 com formato irregular. No entrenó amostrado (terceiro do ápice para a base) foi evidenciado: crescimento primário (*B. latifolia*), início de crescimento secundário (*Lepidaploa barbata*, *Ichthyothere mollis*, *Waltheria* sp, *Aspilia foliacea* e Ast. 4) e crescimento secundário típico (*Baccharis* sp).

Nos caules em início de crescimento secundário, observa-se o desenvolvimento do câmbio vascular e do felogênio, mas a estrutura ainda é primária (fig. 8). A estrutura primária caracteriza-se por uma epiderme unisseriada cujas células apresentam parede periclinal externa espessada. Em *Borreria latifolia*, as células da epiderme são papilosas. É comum a presença de estômatos (*B. latifolia*, *A. foliacea*, *Lepidaploa barbata* e Ast. 4). A semelhança do que ocorrem nas folhas, os tricomas tectores são unicelulares (Ast. 4, *B. latifolia*, *L. barbata*) e multicelulares (*A. foliacea*, *Waltheria* sp, *L. barbata*, *Baccharis* sp); e os tricomas glandulares estão presentes em *L. barbata*, *A. foliacea*, Ast. 4 e *Waltheria* sp. Na região subepidérmica em *B. latifolia*, tem-se uma hipoderme com células parenquimáticas grandes (fig. 8E).

Na região cortical, *A. foliacea*, *L. barbata*, *Ichthyothere mollis* e *C. aureum* apresentam colênquima com duas a três camadas. Em *L. barbata* e *Baccharis* sp tem-se esclereídes com parede lignificada, segundo teste com fluoroglucina ácida, estando distribuídos aleatoriamente no córtex. *C. aureum* também apresenta esclereídes, mas localizados próximo a endoderme. Em Ast. 4, nota-se a presença de idioblastos secretores de compostos fenólicos presente na maioria das células corticais, enquanto que em *C. aureum* estão distribuídos aleatoriamente. Algumas espécies também

apresentam nessa região idioblastos cristalíferos com ráfides (*C. aureum*) ou drusas (*Baccharis* sp) e canais secretores (*Ichthyothere mollis* e *Waltheria* sp).

Na região mais interna do córtex, algumas espécies apresentaram endoderme claramente definida com presença de estrias de Caspary, salientada pelo teste com Sudan Red, como por exemplo, em *Borreria latifolia* (fig. 8). Em outras espécies, tem-se a presença de uma: bainha amilífera (*C. aureum* e *Ichthyothere mollis*; fig. 8H), segundo teste com lugol; bainha fibrosa com parede lignificada (Ast. 4 e *Lepidaploa barbata*); e uma camada de idioblasto mucilaginoso ao redor do sistema vascular (*Aspilia foliacea*; fig. 8F).

O sistema vascular possui feixes colaterais na maioria das espécies estudadas, e bicolaterais em *A. foliacea*, Ast. 4 e *Waltheria* sp (fig. 8). Nota-se a presença de fibras perivasculares em oposição ao floema formando calotas na maioria das espécies, exceto em *B. latifolia*.

A região medular é ocupada por parênquima cujas células podem apresentar as paredes lignificadas (*Lepidaploa barbata*, Ast. 4 e *Baccharis* sp) e conter drusas (*Baccharis* sp), ráfides (*C. aureum*) ou amido (*Baccharis* sp e *B. latifolia*). Na medula ocorrem idioblastos secretores de compostos fenólicos (*C. aureum*), idioblastos secretores de mucilagem (*A. foliacea*), cavidades secretoras (*Ichthyothere mollis*), idioblastos oleíferos (*Lepidaploa barbata*), e feixes vasculares (*Baccharis* sp) (fig. 8). Em *Borreria latifolia* a medula é fistulosa.

A estrutura secundária do caule de *Baccharis* sp é típica com presença de um câmbio que produz xilema e floema secundários e de um felogênio que forma uma periderme com lenticelas. No entanto, em algumas regiões a epiderme ainda persiste com a presença de tricomas. Tem-se presença de fibras opostas ao floema formando periciclo esclerenquimático (fig. 8A e B).

4. DISCUSSÃO

Os resultados fenológicos indicam que a floração e frutificação das espécies estão relacionadas com a maior disponibilidade hídrica na estação chuvosa, como citado por diversos autores (Tannus & Assis, 2004; Munhoz & Felfili, 2007; Somavilla & Graciano-Ribeiro, 2011). Nas espécies que não tiveram essa relação, supõe-se que seja devido à umidade disponível nos solos, visto que os latossolos são bastante

higroscópicos, principalmente o latossolo vermelho. Estudos devem ser conduzidos para esclarecer este aspecto.

A maioria das espécies herbáceas e os subarbustos estudados, como citado, senescem as partes aéreas em virtude do período seco. Assim, era de se esperar que essas espécies não apresentassem caracteres escleromórficos como as espécies arbóreas perenes. Dessa forma, comparando os resultados obtidos com os dados da literatura sobre as espécies arbóreas do Cerrado, observou-se que as espécies herbáceas e subarbutivas desse bioma, também apresentam características escleromórficas, como: epiderme e cutícula espessas; densa pilosidade; hipoderme desenvolvida; mesófilos dorsiventrais; células esclerificadas de distribuição esparsa e idioblastos contendo compostos fenólicos e cristais; tecidos vasculares circundados por fibras e células esclerificadas (Varanda & Santos, 1996; Oliveira *et al.*, 2003; Alvarez *et al.*, 2005; Bieras & Sajo, 2006).

Esses caracteres foram ditos escleromórficos, pois no Cerrado o xeromorfismo não se deve à falta de água, mas a deficiência nutricional no solo. Assim, Arens (1963) propôs a hipótese do escleromorfismo oligotrófico, em que as estratégias adaptativas seriam determinadas pela escassez de nutrientes no solo ocasionada principalmente pela elevada acidez. Goodland (1971) complementa essa hipótese propondo o oligotrofismo aluminotóxico, visto que os elevados teores de alumínio (Al^{3+}) promoveriam o empobrecimento no solo, pois o “alumínio trocável” diminui a disponibilidade de nutrientes para as plantas (Ferri, 1963; Malavolta *et al.*, 1977; González-Santana *et al.*, 2012).

As ceras epicuticulares, cutícula e os tricomas tectores reduzem a transpiração foliar e aumentam a reflexão da radiação solar, ocasionando a diminuição da temperatura (Fahn & Cutler, 1992; Rotondi *et al.*, 2003; Larcher, 2004; Bieras & Sajo, 2006; Oliveira *et al.*, 2007). Os tricomas glandulares, bem como os tectores, apresentam diversas funções desde as já citadas, como também, defesa química (Theobald *et al.*, 1979; Fahn & Cutler, 1992; Empinotti & Duarte, 2008).

Segundo Parkhurst (1972), a característica anfiestomática é mais comum em espécies herbáceas e subarbustos do que em espécies arbóreas, visto que aumenta a taxa fotossintética, e permite uma troca gasosa eficiente quando comparada com folhas hipostomáticas (Metcalf, 1960; Medri, 1980; Mott, 1982; Fahn & Cutler, 1992). Bieras & Sajo (2006), relataram uma grande presença de folhas hipostomáticas em

espécies arbóreas do Cerrado. Parkhurst (1972) explica que tal fato ocorra no dossel por apresentar uma elevada concentração de vapor de água, além de ter incidência direta do sol e vento. No entanto, uma espécie herbácea (*Rhynchospora* sp) e um subarbusto (*C. aureum*) apresentam folhas hipoestomáticas, sendo ambas plantas de sombra e possivelmente anual.

Essa característica é muito variável, pois em outros estudos mostraram espécies arbóreas do Cerrado com folha anfiestomática. E Dutra (2010) trabalhando com folhas de *E. erythropappus* (Asteraceae), uma espécie arbórea encontrada na Mata Atlântica, observou a presença de estômatos em ambas as faces, como observado nas espécies de Asteraceae do presente estudo.

Observou-se, também, a presença de anéis de cera ao redor dos estômatos em *Aspilia foliacea* (Asteraceae), o que possivelmente está relacionado com a redução na perda de água. Esse caractere é típico de plantas xerófitas, sendo observado também em plantas do Mediterrâneo (Rotondi *et al.*, 2003).

Como nas espécies arbóreas do Cerrado (Fahn & Cutler, 1992; Bieras & Sajo, 2006; Somavilla & Graciano-Ribeiro, 2011), as folhas das espécies herbáceas e subarbutivas deste bioma são, em geral, revestidas por células epidérmicas com paredes periclinais externas espessadas e lignificadas, em ambas as faces ou somente na face adaxial.

Segundo Wilkinson (1979), em geral, as plantas de sol e de ambientes xéricos apresentam as células epidérmicas, especialmente as da face adaxial, com contorno reto. No entanto, Vieira *et al.* (1992) observaram células epidérmicas com contorno reto em plantas de sombra de *Psychotria nuda* e *P. Leiocarpa* (Rubiaceae), dados corroborados no presente estudo que verifica a presença de células epidérmicas com contorno reto em planta de sombra de *B. latifolia* (Rubiaceae). Vale ressaltar, que *B. latifolia* localiza-se no solo mais úmido da Flona de Paraopeba, e segundo Medri & Lleras (1980) a menor sinuosidade da parede celular é uma estratégia adaptativa contra perda de água.

O aumento da intensidade luminosa proporciona desenvolvimento na espessura do mesofilo, especialmente, quando acarretado pelo alongamento ou adição de células do parênquima paliádico, relacionadas à redução na resistência do mesofilo ao dióxido de carbono e por distribuir a luz de maneira uniforme para todas as camadas do órgão. (Vogelmann, 1993; Dickson, 2000; Castro *et al.*, 2007). Assim, o mesofilo espesso foi

observado em algumas espécies encontradas nas fitofisionomias mais abertas do Cerrado (Cerrado *stricto sensu* denso sobre Latossolo Amarelo e Cambissolo).

Como nas plantas arbóreas do Cerrado, as folhas das espécies herbáceas e subarbustivas desse bioma possuem: estruturas secretoras, idioblastos contendo cristais, compostos lipídicos, mucilagem e compostos fenólicos (Bieras & Sajo, 2006; Barros & Soares, 2013). O acúmulo de compostos fenólicos é muito comum em espécies do Cerrado, agindo como defesa a fitófagos, reduzindo a passagem de luz através das células epidérmicas, protegendo contra a incidência de raios UV-B e agindo como filtros ou antioxidantes (Izaguirre *et al.*, 2007; Somavilla & Graciano-Ribeiro, 2011). Os cristais de oxalato de cálcio podem desempenhar diversas funções nas plantas que inclui: a regulação de cálcio nos tecidos, equilíbrio iônico, proteção contra herbívoros e suporte tecidual (Francheschi & Nakata, 2005).

Outra semelhança entre as folhas das arbóreas do Cerrado e das herbáceas e subarbustivas é a presença de células esclerificadas, no mesófilo e junto ao sistema vascular, observado também em xerófitas. Tais células previnem o colapso celular do mesófilo quando a folha perde água (Fahn & Cutler 1992; Bieras & Sajo, 2006). As células da bainha da nervura mediana podem participar dos processos de condução, ampliando assim o contato entre as células do mesófilo e do sistema vascular (Esau, 1974; Fahn, 1989).

Segundo Souza *et al.* (2005), as gramíneas reúnem características que as destacam como um grupo evoluído e diversificado de plantas, possuindo um desempenho fotossintético eficiente em diversas condições. Tal sucesso deve-se, principalmente, à diversidade genética do grupo, que resultou em adaptações morfoanatômicas e fisiológicas a ambientes diversificados. Dentre essas adaptações, destacam-se o surgimento da tolerância à dessecação e a capacidade de se desenvolver em ambientes abertos e secos, uma vez que as primeiras gramíneas eram plantas de bordas de florestas e áreas bastante sombreadas (Esau, 1976; Fahn, 1982; Dickson, 2000; Kellogg, 2001).

As folhas de *Rhynchospora* sp (Cyperaceae) têm algumas características diferenciadas das espécies estudadas e de plantas adaptadas ao Cerrado, supõe-se que seja devido à sua localização, encontrada no local que pode alagar no período chuvoso, justificando a ausência de tricomas, e a presença de cavidades aeríferas, visto que são

características comuns em plantas de ambientes inundados (Scatena & Scremin-Dias, 2006).

A estrutura caulinar se faz importante para o trabalho, por ser a principal diferença entre o hábito herbáceo - caules aéreos sem crescimento secundário - e subarbutivo - base lenhosa e na parte distal herbácea.

Nas monocotiledôneas, os caules são conhecidos como colmos por apresentarem nós e entrenós muito visíveis, como nas duas espécies de Poaceae (*A. riparia* e *M. minutiflora*). No entanto, vários grupos têm o escapo mais conspícuo que o caule, muitas vezes fotossintetizante e de longa duração, como é o caso das Cyperaceae (*Rhynchospora* sp) e Iridaceae (*Trimezia juncifolia*). Metcalfe (1971) considera para espécies Cyperaceae e Iridaceae como sinônimos escapo e caule aéreo, devido à longa duração.

Diferindo das espécies arbóreas, os caules na maioria das espécies estudadas são fotossintetizantes, no período que estão presentes, com estratégias adaptativas parecidas com as das folhas, como: cutícula espessa, densa pilosidade, hipoderme desenvolvida, células esclerificadas na região cortical e na medula, idioblastos contendo compostos fenólicos, compostos lipídicos e cristais. Além da presença de estômatos em um nível abaixo das demais células epidérmicas e parede periclinal externa bastante espessada, evitando assim a perda de água e potencializando o processo fotossintético (Dickson, 2000).

Segundo Empinotti & Duarte (2008), é comum à presença de uma endoderme com estria de Caspary nas espécies arbóreas do Cerrado, pois este evita o fluxo de água pelas paredes tangenciais, constituindo uma barreira a passagem de água e outros solutos para o sistema vascular. A bainha amilífera nas espécies de Asteraceae indica que esta camada de células funciona como uma região de sensor de gravidade nos caules dessas espécies (Dickson, 2000; Apezato-Da-Glória & Carmello-Guerreiro, 2006). E a camada de células mucilaginosas pode ter a função de absorção e retenção de água e defesa contra herbívoros.

O crescimento secundário do caule em *Baccharis* sp é semelhante às espécies arbóreas, apresentando periderme com lenticelas, que auxiliaria a aeração dos tecidos internos dos caules, visto que a periderme é um tecido impermeável a água e gases (Dickson, 2000; Mazzoni-Viveiros & Costa, 2006).

Conclui-se que as espécies herbáceas e subarbustivas estudadas, possuem mecanismos que limitam a perda de água, mesmo algumas não estando presentes na estação seca. Assim, possivelmente esses caracteres também estão relacionados à deficiência nutricional no solo, alta intensidade luminosa durante todo o ano, incidência de ventos e possivelmente a um sistema radicular mais raso.

Deste modo, as espécies do estrato herbáceo-subarbustivo apresentaram estrutura semelhante, em vários aspectos a das espécies do estrato arbóreo do bioma Cerrado.

5. REFERÊNCIAS

- Arens, A.N. 1963. As plantas lenhosas do Cerrado como flora adaptada às deficiências minerais do solo Pp. 249-265. In: **Simpósio sobre Cerrado**. São Paulo: EDUSP.
- Alvarez, J. M.; Rocha, J. F.; Machado, S.R. 2005. Estrutura foliar de *Loudetiopsis chrysothrix* (Nees) Conert e *Tristachya leiostachya* Nees (Poaceae). **Revista Brasileira de Botânica** **28** (1): 23-37.
- Apezato-Da-Glória, B. & Carmello-Guerreiro, S. 2006. **Anatomia Vegetal**. 2. ed. Viçosa: Editora UFV.
- Batalha, M. A. & Martins F. R. 2007. The vascular flora of the cerrado in Emas National Park (central Brazil). **Brazilian Archives of Biology and Technology** **50** (2):269-27.
- Barros, I.O. & Soares, A.A. 2013. Adaptações anatômicas em folhas de marmeleiro e velame da caatinga Brasileira. **Revista Ciência Agronômica** **44** (1):192-198.
- Bieras, A.C. & Sajo, M. das G. 2006. **Morfologia e Anatomia Foliar de Dicotiledôneas Arbóreo-arbustivas do Cerrado de São Paulo, Brasil**. Tese. Universidade Estadual Paulista “Júlio Mesquita Filho”.
- Bustamante, M. M. C.; Brito, D.Q.; Kozovits, A.R.; Luedemann, G.; Mello, T. R. B.; Pinto, A. de S.; Munhoz, C.B.R.; Takahashi, F.S.C. 2012. Effects of nutrient additions on plant biomass and diversity of the herbaceous-subshrub layer of a Brazilian savanna (Cerrado). **Plant Ecology** **213**: 795–808.

Castro, A. A. J. F.; Martins, F. R.; Tamashiro, J. Y.; Shepherd, G. J. 1999. How rich is flora of Brazilian Cerrados? **Annals of Missouri Botanical Garden** **86**:192-224.

Castro, E.M.; Pinto, J.E.B.P.; Soares, A.M.; Melo, H.C.; Bertalucci, S.K.V.; Vieira, C.V.; Júnior, E.C.L. 2007. Adaptações anatômicas de folhas de *Mikania glomerata* Sprengel (Asteraceae), em três regiões distintas da planta, em diferentes níveis de sombreamento. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais** **9** (2):8-16.

Chaves, E. & Soares-Silva, L. H. 2012. Floristic Survey of the Herbaceous-Shrub Layer of a Gallery Forest in Alto Paraíso de Goiás - Go, Brazil. **Brazilian archives of biology and technology an international journal** **55** (5):715-724.

Dickison, W.C. 2000. **Integrative Plant Anatomy**. Academic Press.

Dutra, R.C.; Ferraz, S. O; Pimenta, D.S., Sousa, O.V. 2010. Caracterização morfoanatômica das folhas de *Eremanthus erythropappus* (DC.) MacLeisch, Asteraceae. **Brazilian Journal of Pharmacognosy** **20**(6):818-824.

Eiten G. 1992. Formas de crescimento das plantas vasculares. Pp. 6-13. In: **Herbário UB**. 2 Boletim Informativo. Brasília: UnB.

EMBRAPA- Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. 2006. Pp. 306. Sistema Brasileiro de Classificação de Solos. Rio de Janeiro, EMBRAPA Solos.

Empinotti, C.B. & Duarte, M. do R. 2008. Estudo anatômico de folha e caule de *Elephantopus mollis* Kunth (Asteraceae). **Brazilian Journal of Pharmacognosia** **18**(1):108-116.

Esau, K. 1977. **Plant anatomy**. New York: John Wiley & Sons.

Estelita, M. E. M. & Rodrigues, A. C. 2007. Subsídios estruturais à caracterização do sistema caulinar em Cyperaceae. **Revista Brasileira de Botânica** **30** (3):401-409.

Fahn, A & Cutler, D. F. 1992. **Xerophytes**. BerlinStuttgart: Gebrüder Borntraeger.

_____. 1989. **Plant anatomy**. São Paulo: Pergamon Press.

Ferri, M. G. 1963. **Evolução do Conceito de Xerofitismo**. Faculdade de filosofia, ciências e letras. Universidade de São Paulo. Botânica 19. Pp. 101-114.

Filgueiras, T. S. Herbaceous plant communities. 2002. Pp. 121-139. In: Oliveira, P. S.; Marquis, J. R. (eds). **The Cerrados of Brazil: Ecology and natural history of a neotropical savanna**. New York: Columbia University Press.

Francheschi, V.R. & Nakata, P. A. 2005. Calcium oxalate in plants: formation and function. **Annual Review of Plant Biology** 56: 41-71.

Goodland, R. 1971. Oligotrofismo e alumínio no cerrado. Pp. 44–60. In: **III Simpósio sobre o cerrado**. São Paulo: USP.

Gomes, L.; Lenza E.; Maracahipes, L., Marimon, B.S.; Oliveira E. A.de. 2011. Comparações florísticas e estruturais entre duas comunidades lenhosas de cerrado típico e cerrado rupestre, Mato Grosso, Brasil. **Acta Botanica Brasilica** 25(4): 865-875.

González-santana, I. H.; Márquez-Guzmán, J; Cram-Heydrich, S.; Cruz-Ortega, R. 2012. *Conostegia xalapensis* (Melastomataceae): an aluminum accumulator plant. **Physiology Plantarum** 144:134–145.

Izaguirre, M. M.; Mazza, CA; Svatos, A; Baldwin, IT; Ballaré, CL. 2007. Solar ultraviolet-B radiation and insect herbivory trigger partially overlapping phenolic responses in *Nicotiana attenuata* and *Nicotiana longiflora*. **Annals of Botany** 99 (1):103-109.

Jensen, W. A. 1962. **Botanical Histochemistry: Principles and Practice**. São Francisco: W. H. Freeman and Co.

Johansen, D. A. 1940. . **Plant microtechnique**. New York: McGraw- Hill. Pp. 523

Karnovsky, M.J.1965. A formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolarity for use in electron microscopy. **Journal of Cell Biology** 27:137-138.

Kellogg, E. A. 2001. Evolutionary history of the grasses. **Plant Physiology** 125:1198–1205.

Kraus, J. E. & Arduin, M. 1997. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Seropédica: EDUR.

- Larcher, W. 2004. **Ecofisiologia Vegetal**. São Carlos: RiMa.
- Malavolta, E.; Sarruge, JR.; Bittencourt, VC. 1977. Toxidez de alumínio e manganês. In: Ferri, M.G. (ed.). In: **V Simpósio sobre o cerrado**. Belo Horizonte: Itatiaia.
- Mantovani, W. & Martins, F. R. 1993. Florística do cerrado na Reserva Biológica de Moji-Guaçu, SP. **Acta Botanica Brasilica** 7: 33-59.
- Mazzoni-Viveiros, S.C. & Costa, C. G. Periderme. 2006. Pp.238-247. In: Apezato-Da-Glória, B. & Carmello-Guerreiro, S. (eds). **Anatomia Vegetal**. Viçosa: UFV Ed.
- Medri, M. E. & Lleras, E. 1980. Aspectos da anatomia ecológica de folhas de *Hevea brasiliensis* Muell. Arg. **Acta Amazonica** 10: 463-493.
- Mendonça, R. C.; Felfili, J. M.; Silva JR., M. C.; Rezende, A.V.; Nogueira, P. E.; Walter, B. M. T.; Filgueiras, T. S. 1998. Flora vascular do Cerrado. Pp. 289-556. In: Sano, S. M.; Almeida, S. P. (eds.). **Cerrado: ambiente e flora**. Planaltina: EMBRAPA-CPAC.
- Mendonça, RC; Felfili, JM; Silva, JCS. Diversidade e composição florística das áreas nucleares da Reserva da Biosfera do Cerrado – Fase I. 2000. In: Schenkel CS, Brummer BM. (eds). **Vegetação no Distrito Federal: tempo e espaço**. Brasília: UNESCO.
- Mendonça, R.C; Felfili, J.M.; Walter, B.M.T.; Silva-Júnior, M.C.; Rezende, A.V.; Filgueiras, T.S.; Nogueira, P. E.; Fagg, C.W. 2008. Flora Vascular do Bioma: Cerrado *checklist* com 12.356 espécies. Pp. 421-442. In: Sano, S.M.; Almeida, S.P.; Ribeiro, J. F. (Eds). **Cerrado: Ecologia e Flora**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica. v. II.
- Metcalf, C. R. 1960. **Anatomy of monocotyledons. I**. Gramineae. Oxford: Clarendon Press. v.V.
- Metcalf, C. R. 1971. **Anatomy of the monocotyledons, I**. Cyperaceae. Oxford: Clarendon Press.
- Metcalf, C. R. & Chalk, L. 1979. **Anatomy of the Dicotyledons**. Oxford: Clarendon Press. v. II.

Mori, S.A.; Silva, L. A.M.; Lisboa, G.; Coradin, L. 1989. **Manual de Manejo do Herbário fanerogâmico**. Ilhéus: CEPLAC.

Mott, K.A.; Gibson, A.C.; O'leary, J.W. 1982. The adaptative significance of amphistomatic leaves. **Plant Cell and Environment** **5**: 455-460.

Munhoz, CBR & Proença, CEB. 1998. Composição florística do município de Alto Paraíso de Goiás na Chapada dos Veadeiros. **Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer** **3**:102-50.

Munhoz, CBR. & Felfili, JM. 2007. Reproductive phenology of an herbaceous-subshrub layer of a Savannah (Campo Sujo) in the Cerrado Biosphere Reserve I, Brazil. **Brazilian Journal of Biology** **67**(2): 299-307.

Neri, A. 2007. **Gradiente Pedológico-Vegetacional de Cerrado em Paraopeba, MG**. Tese. Universidade Federal de Viçosa.

Oliveira, A. F. M.; Meirelles, S. T.; Salatino, A. 2003. Epicuticular waxes from caatinga and cerrado species and their efficiency against water loss. **Annals of the Brazilian Academy of Sciences** **75**(4):431-439.

Oliveira, A. Luiz S.; Moraes, S. R.de; Figueiredo, Adda, D. L. 2007. Anatomia foliar em plantas adultas de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville (Mimosaceae). **Revista Brasileira de Biociências** **5** (1):321-323.

Parkhurst,DF;Loucks,OL. 1972. Optimalleavesizeinrelationtoenvironment. **Journal of Ecology** **60**:505-537.

Ratter, J. A.; Ribeiro, J. F. & Bridgewater, S. 1997. The brazilian Cerrado vegetation and threats to its biodiversity. **Annals of Botany** **80**: 223-230.

Rizzini, C.T. 1997. **Tratado de fitogeografia do Brasil: aspectos ecológicos, sociológicos e florísticos**. São Paulo: Âmbito Cultural Edições Ltda. 2 ed. Pp. 747.

Rotondi, A.; Rossi, F.; Asunis, C.; Cesaraccio, C. 2003. Leaf xeromorphic adaptations of some plants of a coastal Mediterranean macchia ecosystem. **Journal of Mediterranean Ecology** **4** (3-4):25-35.

Sano, E.E.; Rosa, R.; Brito, J.L.S. & Ferreira, L.G. 2010. Land cover mapping of the tropical savanna region in Brazil. **Environmental Monitoring Assessment** **166**: 113-124.

Sass, J. E. 1951. **Botanical microtechnique**. Iowa: State Press.

Scatena, V.L. & Scremin-Dias, E. 2006. Parênquima, Colênquima e Esclerênquima. Pp.109-119. In: Appezzato-da-Glória, B. & Carmello-Guerreiro, S.M. (eds.). **Anatomia Vegetal**. Viçosa, UFV Ed.

Silva-Júnior, M. C. 1984. **Composição Florística e parâmetros fitossociológicos do cerrado e sua relação com o solo na Estação Florestal de Experimentação de Paraopeba**. Dissertação. Universidade Federal de Viçosa.

SNUC - Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza. 2000. Lei N° 9.985, de 18 de julho de 2000. MMA/SBF.

Solórzano, A.; Pinto, J. R. R.; Felfili, J. M.; Hay, J. D. V. 2012. Perfil florístico e estrutural do componente lenhoso em seis áreas de cerradão ao longo do bioma Cerrado. **Acta Botanica Brasilica** **26** (2):328-341.

Somavilla, N. S. & Graciano-Ribeiro, D. 2011. Análise comparativa da anatomia foliar de Melastomataceae em ambiente de vereda e cerrado sensu stricto. **Acta Botanica Brasilica** **25**(4): 764-775.

Souza, A. de; Moraes, M. G. de; Ribeiro, R. de C. L. F. 2005. Gramíneas do cerrado: carboidratos não-estruturais e aspectos ecofisiológicos. **Acta Botanica Brasilica** **19**(1):81-90.

Tannus, J. L. S. & Assis, M. A. 2004. Composição de espécies vasculares de campo sujo e campo úmido em área de cerrado. Itirapina, SP, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica** **27**(3):489-506.

Theobald, W. L.; Krahulik, J. L.; Rollins, R. C. 1979. Tricome description and classification. Pp. 40-53. In: Metcalfe, C. R. & Chalk, L. (eds). **Anatomy of the dicotyledons**. New York: Clarendon Press Oxford.

Tolentino, G. S. 2011. **Composição e partição de nicho em gradientes de solo e luz no Cerrado**. Dissertação. Universidade Federal de Viçosa.

Varanda, E.M. & Santos, D.Y.A.C. dos. 1996. Ceras foliares epicuticulares de espécies congêneres da Mata e do Cerrado I. **Acta Botanica Brasilica** **10**(1): 51-58.

Vieira, R. C.; Gomes, D. M. S.; Ferraz, C. L.A. 1992. Anatomia foliar de *Psychotria nuda* Wawra e *Psychotria leiocarpa* Mart. (Rubiaceae). **Hoehnea** **19**: 185-195.

Vogelmann, T. C. 1993. Plant tissue optics. Pp. 231-251. In: **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**.

Wilkinson. P.H. The plant surface (mainly leaf). 1979. Part I: Stomata. Pp. 97-117. In: Metcalfe, C. R. & Chalk, L. (eds). **Anatomy of the dicotyledons**. New York: Clarendon Press Oxford.

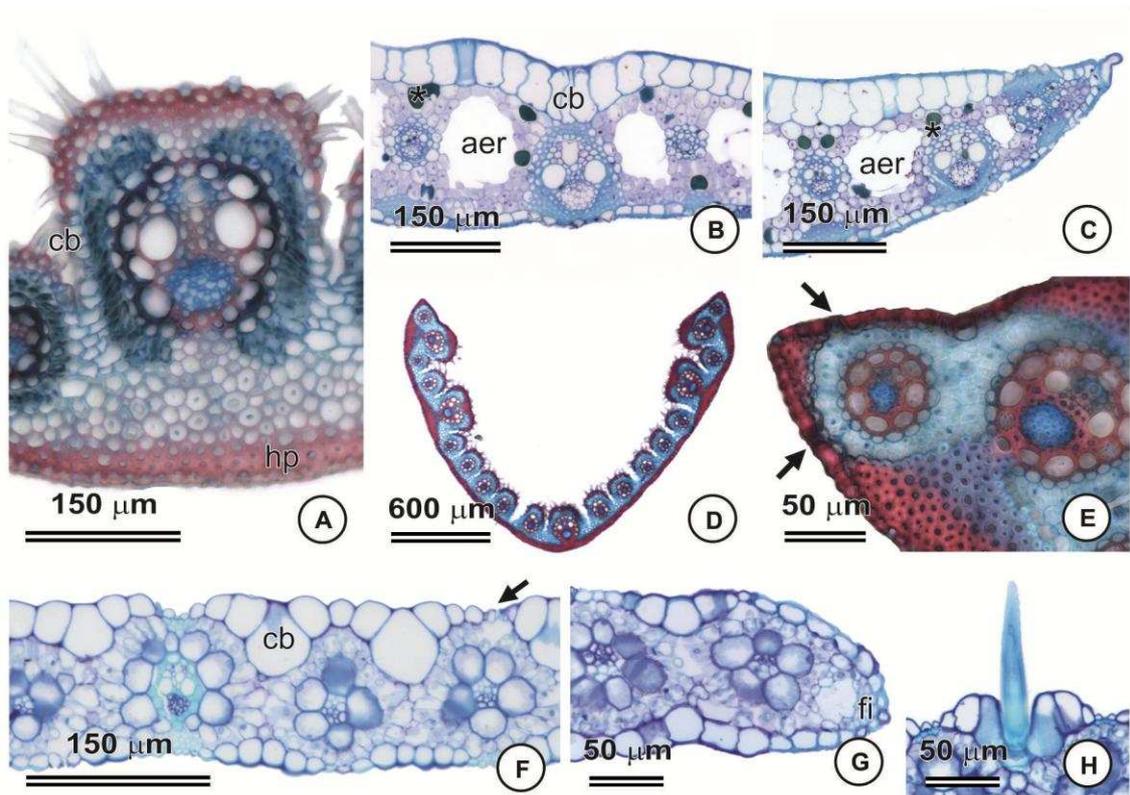


Figura 2: Estrutura das lâminas foliares das monocotiledôneas do Cerrado (cortes transversais - microscopia de luz). A. *Aristida riparia* (Poaceae), feixe vascular de maior calibre e hipoderme lignificada na face abaxial. B-C. *Rhynchospora* sp (Cyperaceae). B. Lâmina foliar com aerênquima interrompendo o mesófilo. C. Margem foliar. D-E. *Aristida riparia*. D. Visão geral da lâmina foliar em formato de U e reentrâncias na face adaxial. E. Margem foliar. F-H. *Melinis minutiflora* (Poaceae). F. Lâmina foliar com células buliformes. G. Margem foliar. H. Detalhe da inserção do macropelo. cb: células buliformes; hp: hipoderme; aer: aerênquima; seta: estômato; * idioblasto com composto fenólico; fi: fibras.

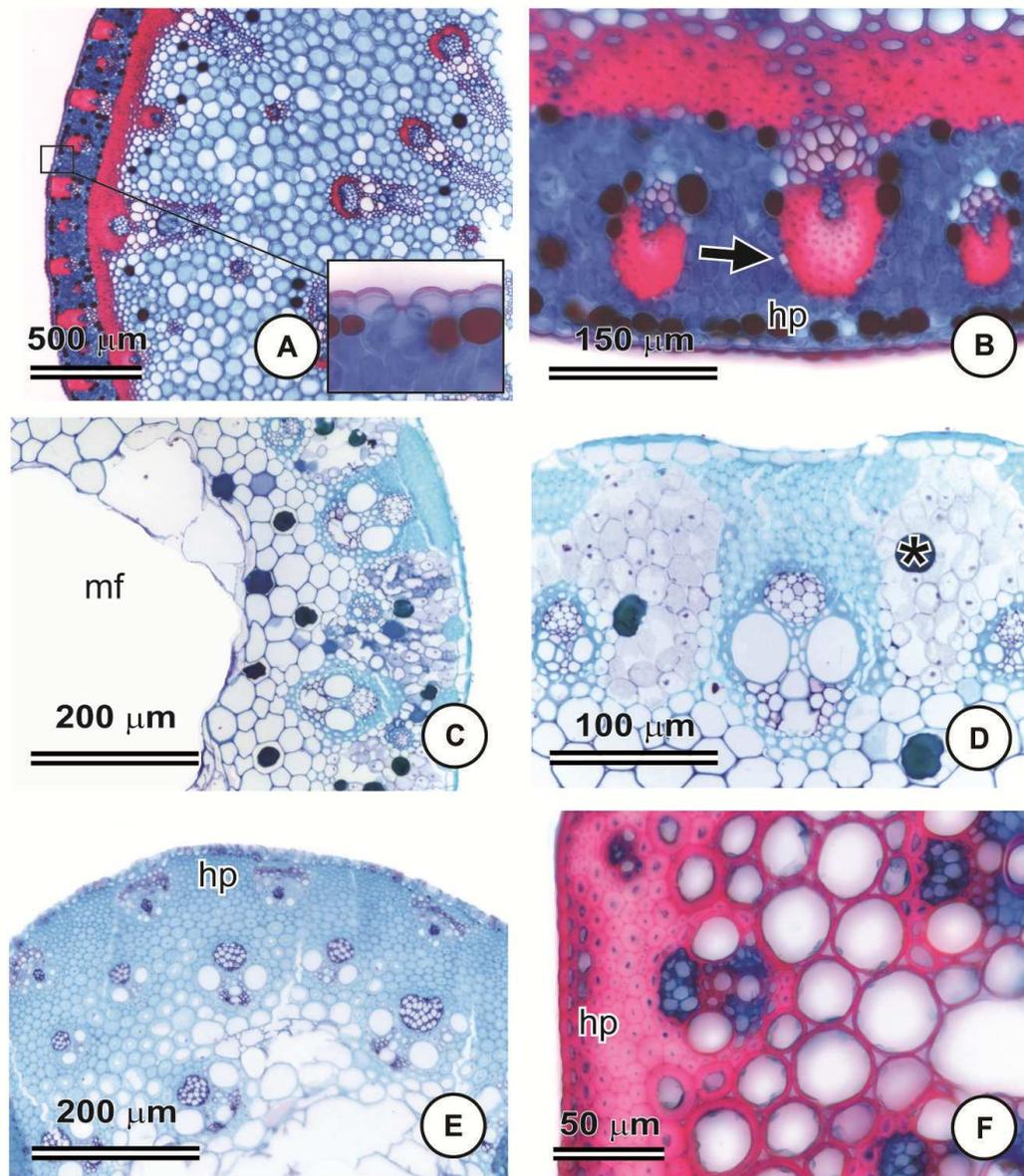


Figura 3: Estrutura caulinar das monocotiledôneas do Cerrado (cortes transversais-microscopia de luz). A-B. *Trimezia juncifolia* (Iridaceae). A. Visão geral do escapo, com destaque para o estômato abaixo das células epidérmicas e o espessamento das paredes. B. Hipoderme com compostos fenólicos e estiloide na bainha do feixe. C-D. *Rhynchospora* sp (Cyperaceae). C. Visão geral do caule com medula fistulosa e a distribuição dos idioblastos com compostos fenólicos. D. Células da epiderme com paredes e cutícula espessas e unidades vasculares com bainha esclerenquimática. E. *Aristida riparia* (Poaceae), visão geral: hipoderme e camadas de esclerênquima. F. *Melinis minutiflora* (Poaceae), com hipoderme de paredes lignificadas e fibras. hp: hipoderme; mf: medula fistulosa; seta: estilóide; *: idioblasto secretor de compostos fenólicos.

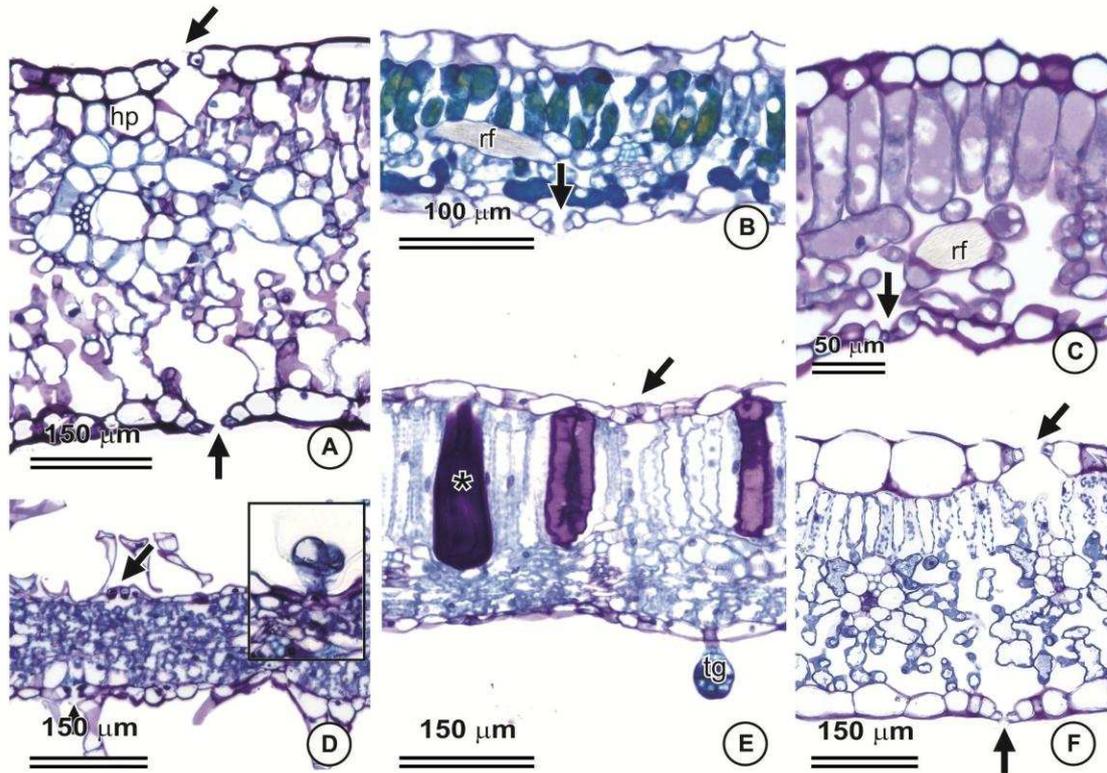


Figura 4: Estrutura da lâmina foliar das espécies de eudicotiledôneas do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado (cortes transversais- microscopia de luz). A. *Ichthyothere mollis* (Asteraceae), folha anfiestomática, com hipoderme. B. *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae), folha hipoestomática com ráfides no parênquima lacunoso C. *Borreria latifolia* (Rubiaceae) com epiderme papilosa. D. *Baccharis* sp (Asteraceae), mesofilo compacto, destacando o tricoma glandular peltado. E. *Aspilium foliaceum* (Asteraceae), canais secretores de mucilagem no mesofilo, e tricoma glandular. F. Ast. 4 (Asteraceae), epiderme com células da face adaxial maior que as da abaxial. *: idioblasto secretor de mucilagem; rf: ráfides; hp: hipoderme; seta: estômato; tg: tricoma glandular.

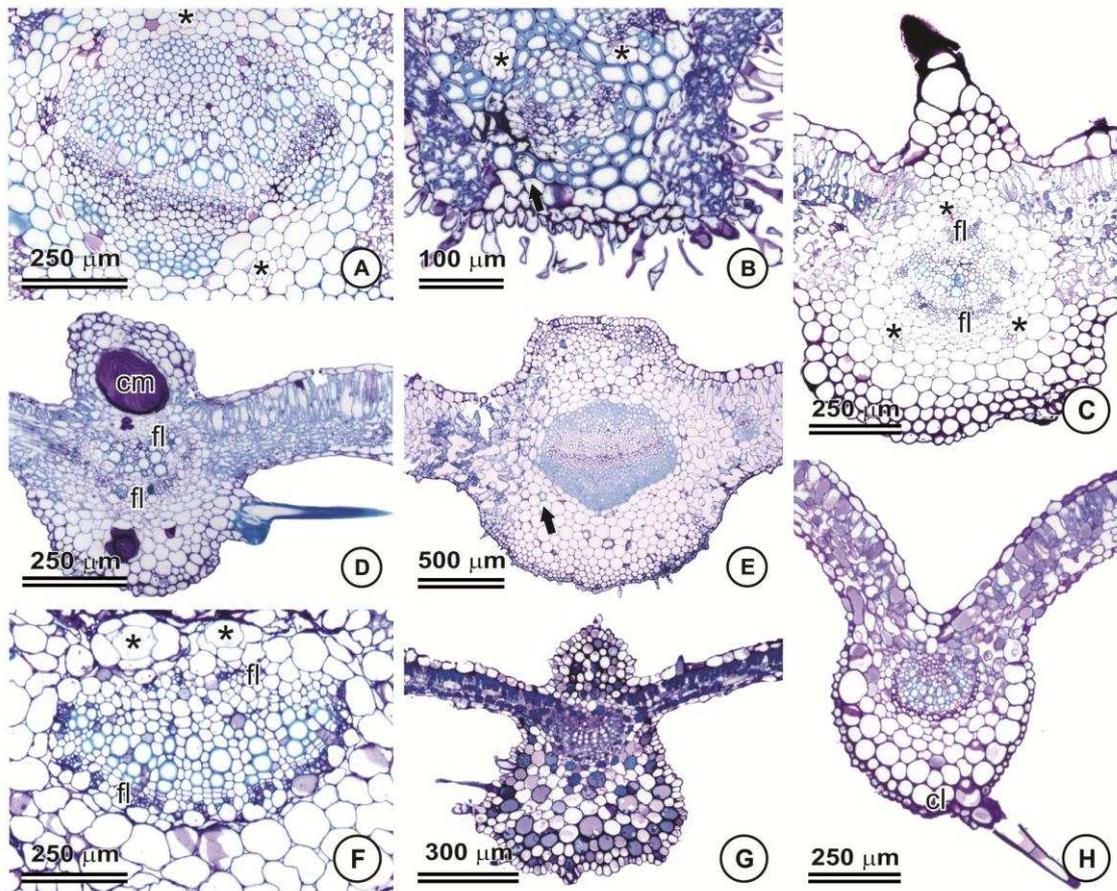


Figura 5: Nervura mediana das espécies de eudicotiledôneas do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado (cortes transversais- microscopia de luz). A. *Ichthyothere mollis* (Asteraceae), com estruturas secretoras ao redor dos feixes vasculares. B. *Baccharis* sp (Asteraceae), com camadas de esclereídes e estruturas secretoras externo ao floema. C. Ast. 4 (Asteraceae), com colênquima subepidérmico, feixe bicolateral e estruturas secretoras. D. *Aspilia foliacea* (Asteraceae), com feixe bicolateral e estruturas secretoras de mucilagem. E. *Lepidaploa barbata* (Asteraceae), esclereídes distribuídos em toda a nervura e calota de fibras associada aos feixes. F. *Waltheria* sp (Malvaceae), com feixe bicolateral e estruturas secretoras. G. *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae) com idioblastos secretoras de compostos fenólicos. H. *Borreria latifolia* (Rubiaceae) com células do colênquima maiores que as da epiderme. *estrutura secretora; cm: canal secretor com mucilagem; fl: floema; cl: colênquima; seta: esclereíde.

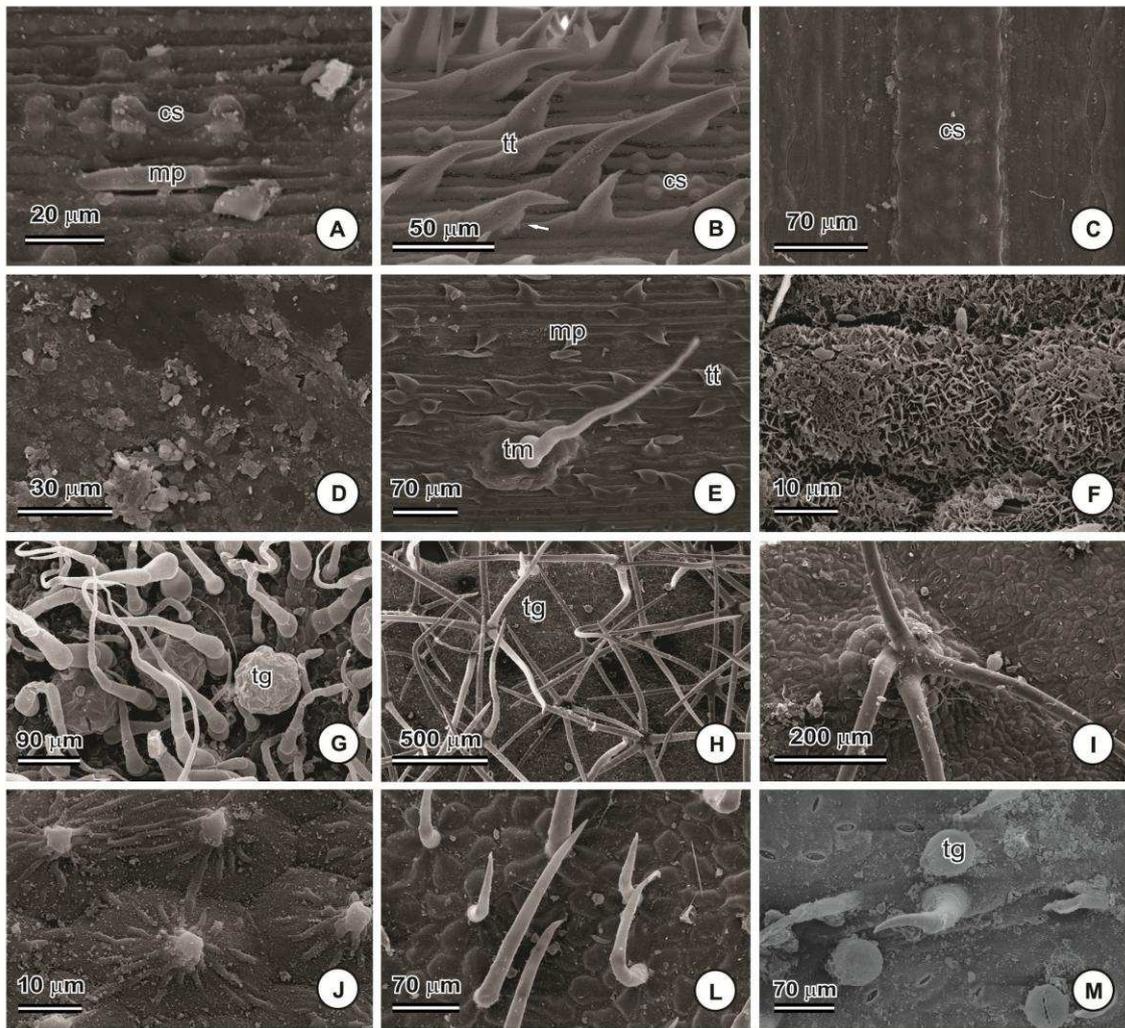


Figura 6: Visão frontal da lamina foliar das espécies de monocotiledônea e eudicotiledôneas do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado (Microscopia eletrônica de varredura). A-B. *Aristida riparia* (Poaceae). A. Face abaxial da folha com corpo silicoso em formato de haltere e micropelo panicóide. B. Face adaxial com tricoma tector unicelular em forma de gancho. C-D. *Rhynchospora* sp (Cyperaceae). C. Face abaxial com corpos silicosos de formato cônico. D. Face adaxial com ceras epicuticulares em formato de escamas. E-F. *Melinis minutiflora* (Poaceae). E. Face abaxial com macropelo. F. Face adaxial com ceras epicuticulares em formato de placa. G. *Baccharis* sp (Asteraceae), face abaxial com tricomas tectores multicelulares e tricomas glandulares. H. *Aspilium foliaceum* (Asteraceae), face abaxial com tricomas estrelados. I. *Waltheria* sp (Malvaceae), face adaxial com tricoma tector do tipo estrelado. J. *Borreria latifolia* (Rubiaceae), face adaxial com epiderme papilosa. L. *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae), células dispostas em roseta ao redor dos tricomas. M. *Ichthyothere mollis* (Asteraceae) com tricomas tectores unicelulares e glandulares. tt: tricoma tector; tm: tricoma multicelular; mp: micropelo; cs: corpos silicosos; tg: tricoma glandular.

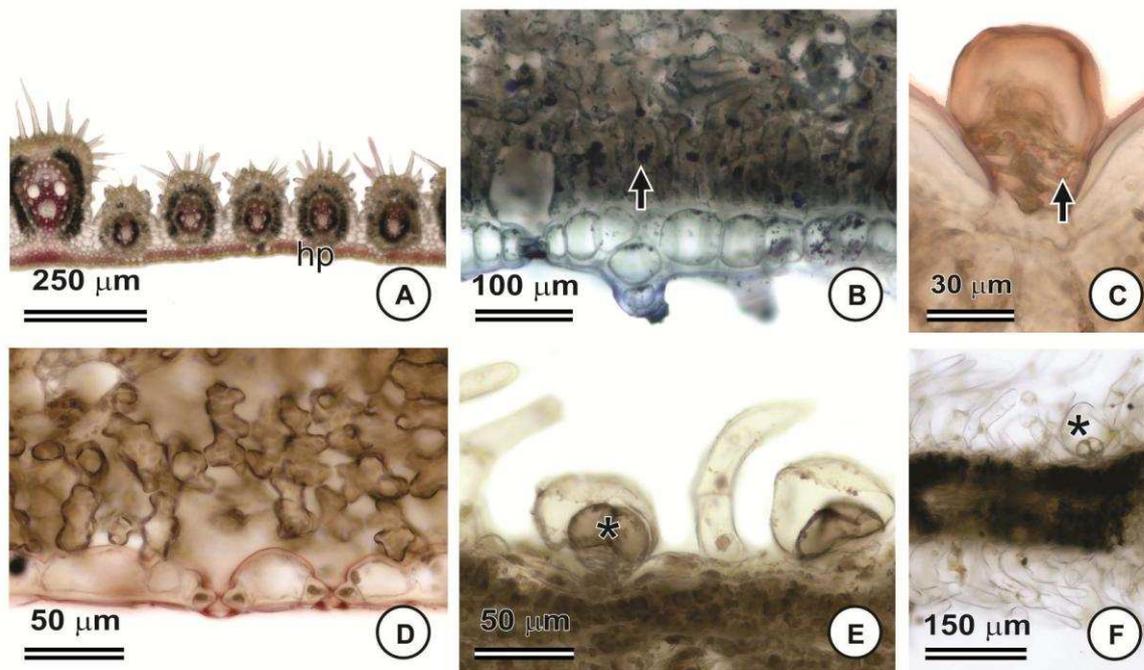


Figura 7: Lâminas foliares das espécies do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado (cortes transversais- testes histoquímicos). A. *Aristida riparia* (Poaceae), coloração avermelhada, indica células com paredes lignificadas (Fluoroglucina ácida). B-C *Lepidaploa barbata* (Asteraceae). B. Gotas de óleo com coloração azulada (seta) no parênquima paliçádico (Reagente de NADI). C. Células da cabeça do tricoma glandular com gotas de óleo avermelhadas (Sudan Red). D. Ast. 4 (Asteraceae) Cutícula e presença de cristas estomáticas com coloração avermelhada evidenciando compostos lipídicos (Sudan Red). E-F *Baccharis* sp (Asteraceae). E. Células da cabeça do tricoma glandular escurecidas, evidenciando a presença de compostos fenólicos. F. Branco (sem nenhum reagente) mostrando o tricoma glandular sem coloração. Seta: gotas de óleo; *: tricoma glandular; hp: hipoderme.

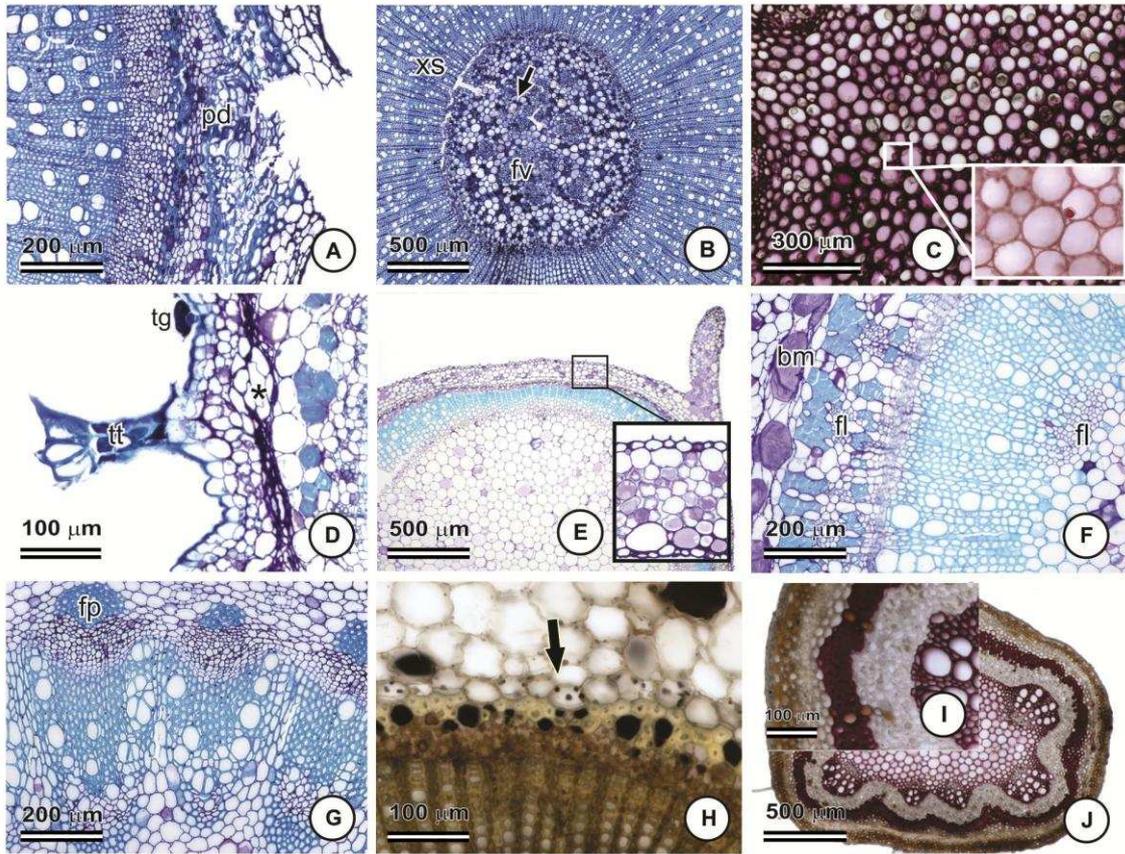


Figura 8: Estrutura caulinar das espécies de eudicotiledôneas do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado (cortes transversais- microscopia de luz). A-B *Baccharis* sp (Asteraceae). A. Região cortical com periderme. B. Região medular com os feixes vasculares internos, drusas e xilema secundário. C. *Lepidaploa barbata* (Asteraceae) com gotas de óleo nas células da medula. D. *Waltheria* sp (Malvaceae) com tricoma tector do tipo estrelado e glandular. E. *Borreria latifolia* (Rubiaceae), com epiderme papilosa. F. *Aspilium foliaceum* (Asteraceae), com feixe bicolateral e uma camada de células mucilaginosas. G. *Ichthyothere mollis* (Asteraceae), com feixe bicolateral e fibras externas e internas ao xilema. H. *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae), com bainha amilífera, segundo teste com Lugol. I-J. Ast. 4 (Asteraceae). I. Detalhe da camada de células lignificadas ao redor do sistema vascular evidenciada pelo teste com fluoroglucina ácida. J. Região medular com paredes lignificadas. pd: periderme; tt: tricoma tector; bm: bainha mucilaginosa; tg: tricoma glandular; * cavidade secretora; xs: xilema secundário; fl: floema; seta: bainha amilífera; fv: feixe vascular

CAPÍTULO 2

HISTOLOCAÇÃO DE ALUMÍNIO EM ESPÉCIES HERBÁCEAS E SUBARBUSTIVAS DO CERRADO.

Laísa Maria de Resende Castro¹; Aristéa Alves Azevedo¹; Cleberson Ribeiro¹

(1) Departamento de Biologia Vegetal, Universidade Federal de Viçosa, Avenida Peter Henry Rolfs, s/n. CEP: 36570-000, Viçosa-MG, Brasil.

Resumo

O alumínio é tóxico para os seres humanos, podendo contribuir para a doença de Alzheimer. Nas plantas, ele inibe o crescimento da raiz e diminui a disponibilidade de nutrientes. Algumas espécies do Cerrado são acumuladoras de alumínio com teores foliares acima de 1g kg^{-1} de matéria seca. Esse trabalho visa identificar plantas acumuladoras de Al do estrato herbáceo-subarbusitivo do Cerrado, determinar os sítios de acúmulo deste elemento, e fornecer subsídios para entender os mecanismos de tolerância ao metal. Foram analisadas nove espécies herbáceas e subarbusitivas: *Aristida riparia* (Poaceae), *Rhynchospora* sp (Cyperaceae), *Trimezia juncifolia* (Iridaceae), *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp, *Ichthyothere mollis* (Asteraceae), *Coccocypselum aureum*, *Borreria latifolia* (Rubiaceae) e *Waltheria* sp (Malvaceae), processadas de acordo com técnicas usuais de anatomia vegetal. Para a histolocalização de alumínio foram utilizados Chrome Azurol e Aluminon, como também microanálise de raios-X e determinação de Al na matéria seca. As espécies *Borreria latifolia* e *Coccocypselum aureum* foram consideradas hiperacumuladora e acumuladora de alumínio, respectivamente, junto com *Aristida riparia* e *Ichthyothere mollis*. As espécies do estrato herbáceo-subarbusitivas estudadas, apesar de terem ciclo de vida curto, apresentam mecanismos de resitência ao Al semelhante às arbóreas. Segundo os testes histoquímicos para detecção de Al, as espécies estudadas apresentaram locais semelhantes de acúmulo ou inativação deste metal das espécies arbóreas, que indicam as estratégias de imobilização do Al^{3+} independentem do hábito vegetal.

Palavras-Chaves: sítios de acúmulo de Al, Asteraceae, Poaceae, Rubiaceae

Abstract

Aluminum is toxic to humans, and can contribute to Alzheimer's disease. In plants, it inhibits root growth and reduces the availability of nutrients. Some species from Cerrado are able to accumulate Aluminum in concentrations above 1g kg^{-1} of dry matter. This study aims to identify the Al accumulator herbaceous/ subshrub stratum of the National Forest of Paraopeba, determine the sites of accumulation of this element, and provide subsidies to understand the mechanisms of metal tolerance. We analyzed nine herbaceous and subshrub species: *Aristida riparia* (Poaceae), *Rhynchospora* sp (Cyperaceae), *Trimezia juncifolia* (Iridaceae), *Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp, *Ichthyothere mollis* (Asteraceae), *Coccocypselum aureum*, *Borreria latifolia* (Rubiaceae) e *Waltheria* sp (Malvaceae), processed according to usual techniques of plant anatomy and the presence of phenolic compounds were evidenced by the test with ferric chloride. Aluminum histolocalization were assessed using Chrome Azurol and Aluminon, and X-ray microanalysis and Al-quantification on dry matter were performed. The species *Borreria latifolia* and *Coccocypselum aureum* were considered hyperaccumulator accumulator and aluminum, respectively, along with *Aristida riparia* and *Ichthyothere mollis*. Subshrubs and herbaceous species studied, despite having a short life cycle, have mechanisms of resistance to Al similar to tree. According to the histochemical tests for detection of Al, the three groups of plants showed similar local accumulation or inactivation of this metal tree species, ie strategies immobilization Al^{3+} + independent of plant habit.

Key words: Al-accumulation sites, Asteraceae, Poaceae, Rubiaceae

1. INTRODUÇÃO

O alumínio (Al) é o metal mais abundante compreendendo cerca de 8% da crosta terrestre, sendo encontrado em combinação com o oxigênio, silício, flúor e outros elementos no solo como minerais (safiras e rubis), rochas ígneas e argilas (Sivakumar et al. 2012). O alumínio é um elemento muito reativo por isso raramente é encontrado na forma de metal livre na natureza. A liberação deste metal da fase sólida para a fase líquida do solo está diretamente ligada ao processo de acidificação gerado por chuva ácida, erosão do solo, mineralização e aumento das práticas agrícolas.

A forma aquosa livre do alumínio (Al^{3+}) é considerada a mais tóxica. A toxicidade do alumínio é fator limitante na produção de culturas em solos ácidos ($pH < 5,5$), compondo cerca de 30% das terras cultivadas no mundo. Algumas formas químicas do alumínio são tóxicas para plantas, peixes e seres humanos. Segundo a Agência de Substâncias Tóxicas e Registro de Doenças dos EUA (2008), o alumínio é potencialmente tóxico para os seres humanos, sendo acumulado em diferentes órgãos (fígado, testículos, rins e cérebro), podendo causar doença óssea, anemia e possivelmente, contribuir para o desenvolvimento da doença de Alzheimer (Walton 2006).

Nas plantas esse metal também é tóxico, inibindo o crescimento da raiz e conseqüentemente diminuindo a absorção de nutrientes. As alterações induzidas pelo alumínio implicam na redução da disponibilidade e absorção de fósforo e na inibição competitiva da absorção de nutrientes catiônicos, como o Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ e micronutrientes causando o que Goodland (1971), denominou de Oligotrofismo Aluminotóxico, denominação utilizada principalmente para plantas do Cerrado.

Os solos do Cerrado são ácidos e latossolicos podendo ser classificados, principalmente, como: Latossolo Amarelo, Latossolo Vermelho-Amarelo e Latossolo Vermelho, além da presença do Cambissolo Amarelo distrófico. Estes solos determinam o tipo de fitofisionomias, variando de formações savânicas (Cerrado *stricto sensu*) a formações florestais (Cerradão). Segundo Neri (2007), o Al^{3+} influencia fortemente a fitofisionomia do Cerrado na FLONA de Paraopeba, selecionando algumas espécies arbóreas presentes em determinados ambientes.

As espécies nativas do Cerrado e de outras regiões com solos ácidos apresentam duas categorias de mecanismos de resistência ao alumínio, mecanismos externos ou internos. A principal diferença entre estes é o lugar de resposta ao alumínio: no mecanismo externo, o alumínio não entra no citoplasma, sendo deslocado através da matriz das paredes celulares (apoplasto), enquanto que, os mecanismos internos operam no citoplasma das células (Horst et al. 2010; Zeng et al. 2012). Um dos mecanismos internos de desintoxicação é a acumulação do Al nos tecidos vegetais. As plantas são consideradas acumuladoras de alumínio quando apresentam concentrações foliares acima de 1 g.kg^{-1} (1000 ppm) de matéria seca, e hiperacumuladora com teores foliares maiores que 10 g.kg^{-1} (Chenery 1948; Jansen et al. 2002; Olivares et al. 2010).

Golley et al. (1980), analisando os nutrientes de 118 espécies arbóreas de florestas tropicais, observaram elevada concentração de alumínio nas folhas de espécies de Melastomataceae, Rubiaceae e Myrtaceae. No Cerrado, Geoghegan e Sprent (1996), analisaram os teores de alumínio de 40 espécies e metade delas foi considerada como acumuladora, dentre elas, representantes das famílias: Asteraceae, Rubiaceae, Melastomataceae e Leguminosae.

A maioria das espécies das famílias citadas como acumuladoras de Al é lenhosa, no entanto, algumas espécies herbáceas, também exibem o mecanismo de acumular alumínio como, por exemplo, *Coccocypselum* (Rubiaceae), *Genlisea* e *Utricularia* (Lentibulariaceae) (Jansen et al. 2002; Haridasan 2008; Metali et al. 2012). Mazorra et al. (1987) avaliaram os teores de alumínio e o comportamento sazonal de espécies herbáceas em uma comunidade na Venezuela, e salientaram que estas espécies apresentam teor de alumínio oscilando próximo ao limite definido para as espécies acumuladoras.

No Cerrado, apesar da riqueza de espécies do estrato herbáceo-subarbustivo, tem-se uma escassez de trabalhos em relação aos mecanismos utilizados por estas plantas em relação a presença do Al no solo. Rubiaceae e Asteraceae que possuem espécies acumuladoras de alumínio são as mais representativas do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado, junto, com Poaceae, Malvaceae e Cyperaceae. Deste modo, esse trabalho se faz pioneiro, pois visa identificar plantas acumuladoras e não acumuladoras de Al do estrato herbáceo-subarbustivo do Cerrado, determinar os sítios

de acúmulo deste elemento nesses dois grupos de plantas, e fornecer subsídios para entender os mecanismos de tolerância ao metal.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Área de Coleta

O trabalho foi desenvolvido na FLONA de Paraopeba (MG), situada nas coordenadas geográficas 19°20'S e 44°20'W, com altitudes variando de 734 aos 750m. O clima da região é do tipo AW segundo a classificação de Köppen, com verão chuvoso e estação seca que ocorre de abril a setembro (Tolentino, 2011).

Segundo Neri (2007), os solos da FLONA de Paraopeba são classificados como: Cambissolo Háptico, Latossolo Amarelo, Latossolo Vermelho Amarelo e Latossolo Vermelho (fig.1), de acordo com os critérios do Sistema Brasileiro de Classificação de Solos (Embrapa, 2006).



Figura 1: Mapa dos solos e das fitofisionomias da FLONA de Paraopeba, Minas Gerais. Adaptado de Neri, 2007.

2.2 Análise Química e Física do Solo

A coleta do solo foi realizada em profundidade de 0-10cm. As amostras do solo foram secas ao ar (terra fina seca ao ar – TFSA), destorroadas e posteriormente passadas em peneiras com abertura de malha de 2mm de diâmetro. Na fração inferior à 2mm foram determinadas as propriedades físicas e químicas do solo nos Laboratórios do Departamento de Solos da Universidade Federal de Viçosa, seguindo métodos descritos pela Embrapa (1997).

2.3 Material Vegetal

As coletas do material vegetal foram feitas de acordo com a amostragem fitossociológica realizada nos quatro ambientes na FLONA de Paraopeba, e os materiais vegetais coletados foram: Poaceae (*Aristida riparia* Kunth), Cyperaceae (*Rhynchospora* sp. Vahl.), Iridaceae (*Trimezia juncifolia* (Klatt) Benth. & Hook. f.), Asteraceae (*Lepidaploa barbata* Less., *Baccharis* sp, *Ichthyothere mollis* Baker), Rubiaceae (*Coccocypselum aureum* (Spreng.) Cham. & Schltldl., *Borreria latifolia* (Aubl.) K. Schum.) e Malvaceae (*Waltheria* sp). Destas espécies foram analisados o caule e a folha, exceto em *Trimezia juncifolia* que não foi encontrado órgão foliar, apenas escapo floral, provavelmente porque as folhas senescem na fase de floração.

Esse trabalho seguiu as definições de Eiten (1992) relacionadas ao hábito das plantas. Segundo o autor, herbáceas são plantas que possuem caules aéreos (desprovida de lenho), que pode ser persistente (perene), pseudo-persistente e recorrente, bianual e anual; e subarborescentes são plantas com caule aéreo, base lenhosa e na parte distal herbácea, subdividido em persistente, base pseudo-persistente e anual.

2.4 Histolocalização

Compostos fenólicos

Amostras das folhas do 3º nó (região da nervura e margem da lâmina foliar) e do caule, de três indivíduos diferentes, foram coletadas e fixadas em FAA₅₀ (Johansen 1940) ou Karnovsky (Karnovsky 1965), no próprio campo. Após fixação, o material vegetal foi desidratado até álcool 70% e estocado para análises.

Para detecção dos compostos fenólicos foi realizado teste histoquímico com cloreto de ferro III a 10%, sendo os materiais seccionados em micrótomo de mesa

(modelo LPC, Rolemberg & Bhering, Rolemberg e Bhering Comércio e Importação Ltda., Belo Horizonte, Brasil).

Alumínio - Chrome Azurol e Aluminon

Para a detecção de alumínio foram utilizados os marcadores Chrome Azurol e Aluminon (ácido aurintricarboxílico amoníaco), escolhidos segundo a eficácia e por apresentar rápida reação em contato com o alumínio nas células (Carvalho- Júnior 2012). Para o Chrome Azurol-S a 0,5% (0,5 g de chrome azurol-S e 5,0 g de acetato de sódio) o resultado positivo da presença de alumínio é evidenciado pela coloração azulada a arroxeada dos tecidos após uma hora de exposição ao reagente, e lavagem em água destilada (Kukachka e Miller 1980). Quando utilizado o Aluminon a 0,1% a presença de alumínio ($> 1\text{g.kg}^{-1}$) é evidenciada pela coloração avermelhada dos tecidos após uma hora de exposição dos cortes à solução, em temperatura de 60 a 80°C, seguida de lavagem em água destilada de 5 a 10 minutos (Aimi e Murakam 1964).

A documentação fotográfica foi realizada em fotomicroscópio (modelo AX-70 TRF, Olympus Optical, Tóquio, Japão) equipado com câmera digital (Axion Cam HRC) localizado no Laboratório de Anatomia Vegetal da UFV- MG.

2.5 Microanálise de Raios-X

As amostras do material vegetal foram fixadas em Faa₅₀ ou Karnovsky, estocadas em etanol 70% e posteriormente, desidratadas em série etílicas e submetidas à secagem ao ponto crítico em equipamento específico (modelo CPD 030, Bal-Tec, Balzers, Liechtenstein). Após, foram afixadas em suporte, e evaporizadas com carbono (Q150T-E). A observação e documentação fotográfica foram feitas em Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV- modelo 1430 VP, LEO, Cambridge, Inglaterra) acoplado a sonda de Raio-X (IXRF systems X-EDS, 15715, Brookford Drive, Houston, TX, 77059) utilizando o software Iridium Ultra, pertencente ao Núcleo de Microscopia e Microanálise da UFV-MG.

2.6 Determinação de alumínio na matéria seca

A parte aérea do material vegetal após coletada foi seca em estufa de ventilação forçada, a 70°C, por aproximadamente 78 horas, para posterior quantificação do teor de alumínio. Foram amostrados três indivíduos adultos de cada espécie selecionada. Após secagem, as folhas e os caules foram trituradas em moinho tipo Wiley (3383-L10,

Thomas Scientific, EUA), sendo as amostras (0,2g) adicionadas a tubos contendo solução nitroperclórica (2:1) e submetidas à pré-digestão à temperatura ambiente. Em seguida, os tubos foram levados para bloco digestor, com temperatura ajustada para 160°C. Posteriormente, o volume foi completado para 25 ml com água deionizada (adaptado de Malavolta e Oliveira 1997). Foram determinados os teores de Al³⁺, utilizando espectrômetro de emissão óptica acoplado ao plasma (OPTMA 7300 DV, Perkin Elmer), pertencente ao Laboratório do Departamento de Solos da Universidade Federal de Viçosa.

3. RESULTADOS

As análises dos solos mostraram que a concentração de Al³⁺ é semelhante em todos os solos coletados (tabela I).

Segundo as análises de teor de alumínio (Al) nas folhas, podem-se dividir as espécies em três grupos: I. Hiperacumuladoras de Al ($\geq 10 \text{ g.kg}^{-1}$): *Borreria latifolia* com $10,92 \text{ g.kg}^{-1}$; II. Acumuladoras de Al ($\geq 1 \text{ g.kg}^{-1}$): *Coccocypselum aureum* ($4,62 \text{ g.kg}^{-1}$), *Aristida riparia* ($2,60 \text{ g.kg}^{-1}$) e *Ichthyothere mollis* ($2,10 \text{ g.kg}^{-1}$); III. Não acumuladoras de Al ($<1 \text{ g.kg}^{-1}$): *Lepidaploa barbata* ($0,57 \text{ g.kg}^{-1}$), *Baccharis* sp ($0,60 \text{ g.kg}^{-1}$), *Waltheria* sp ($0,33 \text{ g.kg}^{-1}$) e *Rhynchospora* sp ($0,58 \text{ g.kg}^{-1}$) (tabela I).

O teor de Al nos caules foram inferiores aos das folhas na maioria das espécies, exceto em *Coccocypselum aureum* ($6,03 \text{ g.kg}^{-1}$), *Ichthyothere mollis* ($3,7 \text{ g.kg}^{-1}$), *Waltheria* sp ($0,79 \text{ g.kg}^{-1}$), *Baccharis* sp ($0,96 \text{ g.kg}^{-1}$). Em *Trimezia juncifolia* foi analisado apenas o escapo floral que apresentou $0,23 \text{ g.kg}^{-1}$ de Al.

Segundo os testes histoquímicos para detecção de alumínio, a maioria das espécies dos grupos citados apresentaram reação positiva, exceto *Waltheria* sp e *Rhynchospora* sp. Nas espécies não acumuladoras, verificou-se a presença de Al nas paredes das células epidérmicas (*Lepidaploa barbata* e *Baccharis* sp), nas células da cabeça dos tricomas secretores de compostos fenólicos, evidenciado por cloreto de ferro III (*Baccharis* sp), na parede do colênquima e nos elementos do floema (*Lepidaploa barbata*, *Baccharis* sp), nos cloroplastos do parênquima paliçádico nas folhas (*Baccharis* sp), e nos raios parenquimáticos nos caules (*Baccharis* sp; fig. 2A e H; fig.

3A e C). Em *Trimezia juncifolia*, observou Al na parede dos elementos do floema e nos cloroplasto do parênquima (tabela II e III; fig. 3I e J).

Nas espécies acumuladoras (*C. aureum*, *A. riparia* e *Ichthyothere mollis*) e hiperacumuladora (*B. latifolia*) de Al foram observadas a presença deste metal nas paredes da epiderme; na parede dos tricomas tectores; nas paredes do colênquima; nos cloroplastos e nas paredes dos elementos do floema (tabela II e III; fig. 2; fig. 3).

A microanálise de raios-X confirmou os resultados dos testes histoquímicos para algumas espécies, exceto para o caule de *Ichthyothere mollis* (acumuladora) que detectou Al apenas nas células epidérmicas, *C. aureum* (acumuladora) não mostrou a presença de Al no floema e em *Rhynchospora* sp (não acumuladora) foi observado Al nas células da epiderme da folha (fig. 4 G e H).

Os testes apresentaram resultados negativos para cutícula, fibras e esclereídes, células com paredes lignificadas, xilema e substâncias ergásticas.

Tabela I. Teor de Al no solo, folhas e caules de nove espécies do Cerrado na FLONA de Paraopeba.

Área*	Família	Espécies	Hábito **	Al nas	Al nos	Al nos
				folhas	caules	Solos
				g.kg ⁻¹ MS		cmol /dm ³
				Al ³⁺		
LV	Rubiaceae	<i>Borreria latifolia</i>	He	10,92	6,59	2,24
LVA	Rubiaceae	<i>Coccocypselum aureum</i>	Sb	4,62	6,03	2,24
LVA	Poaceae	<i>Aristida riparia</i>	He	2,60	2,26	2,73
LVA	Asteraceae	<i>Ichthyothere mollis</i>	Sb	2,10	3,70	1,85
LA	Asteraceae	<i>Lepidaploa barbata</i>	He	0,57	0,57	1,66
LA	Asteraceae	<i>Baccharis</i> sp	Sb	0,60	0,96	2,05
CxB	Iridaceae	<i>Trimezia juncifolia</i>	He	-	0,23	1,85
LA	Malvaceae	<i>Waltheria</i> sp	Sb	0,33	0,79	2,34
LVA	Cyperaceae	<i>Rhynchospora</i> sp	He	0,58	0,31	2,34

Área *: LV: Latossolo Vermelho; LVA: Latossolo Vermelho Amarelo; LA: Latossolo Amarelo; CxB: Cambissolo Háplico Tb Distrófico. Hábito **: He: herbáceas; Sb: subarborescentes.

4. DISCUSSÃO

Os Latossolos do Cerrado apresentam elevados teores de alumínio na forma precipitada. No presente trabalho não foi encontrado diferença significativa de concentração de Al^{3+} nas fitofisionomias estudadas. Observa-se, assim, que as espécies acumuladoras e não acumuladoras de Al não estão distribuídas de acordo com a maior disponibilidade deste metal, como foi sugerido por Neri (2007) para as espécies arbóreas do Cerrado.

Como salientado por diversos autores (Xiao 2002; Jansen et al. 2002; Chen 2006; Olivares et al. 2010) e observado no presente estudo, os teores de Al são geralmente maiores nas folhas do que nos caules. Por outro lado, algumas espécies apresentaram maior teor de alumínio no caule.

As plantas podem desenvolver mecanismos para sobreviverem com Al^{3+} no solo, e estes podem ser amplamente divididos em mecanismos internos e externos. Segundo Andrade et al. (2010), Zeng et al. (2012) e Delhaize et al. (2012), os mecanismos de tolerância interna parecem ser comum em plantas arbóreas tropicais e subtropicais ou em regiões de solos ácidos. Corroborando com essa afirmação, sugere-se que a maioria das espécies herbáceas e subarborescentes estudadas também apresenta mecanismos internos para inativação do Al^{3+} . Os mecanismos de tolerância interna permitem que as plantas se desenvolvam com a presença do metal dentro da célula ou por formação de complexos com ligantes orgânicos, “sequestrando” o Al para as organelas, principalmente no vacúolo (Jansen et al. 2002; Horst et al. 2010).

Nas espécies altamente tolerantes, o alumínio é plenamente acumulado nos tecidos vegetais. Uma das famílias com maior número de espécies acumuladoras é a Rubiaceae (Cheney 1848; Jansen et al. 2000, 2002), dentre os gêneros estudados, tem-se *Coccocypselum* como um forte acumulador deste metal, apresentando espécies que acumulam até 9 g.kg^{-1} (Jansen et al. 2002). A espécie em estudo, *Coccocypselum aureum* acumulou, aproximadamente 5 g.kg^{-1} de Al nas folhas. Outro gênero pertencente a esta família e que apresenta espécie herbácea acumuladora de Al é *Borreria latifolia*, sendo considerada nesse trabalho como hiperacumuladora por conter

teores de Al próximos de 11 g.kg^{-1} nas folhas, não sendo encontrado nenhum estudo sobre a acumulação deste metal nessa espécie.

A presença de plantas acumuladoras de alumínio na família Asteraceae, é pouco conhecida, com estudos desenvolvidos apenas por Geoghegan e Sprent (1996). No presente estudo essa família teve espécies inclusas no grupo II (acumuladoras) e no grupo III (não acumuladoras). Nas duas espécies pertencentes ao grupo III foi detectada a presença de Al na folha e no caule, segundo os testes histoquímicos (Chrome Azurol e Aluminon), não corroborando com os dados da microanálise de raio-X. Apenas *Ichthyothere mollis* que apresentou Al nas duas técnicas, tendo reduzido os sítios de acúmulo pela microanálise de raio-X.

Jansen et al. (2002) afirmam que a presença de espécies acumuladoras de alumínio em monocotiledôneas é muito raro e restrito a poucos taxons: *Aletris* (Liliaceae), *Spathoglottis* (Orchidaceae), e algumas Poaceae. *Aristida riparia* (Poaceae) é uma espécie acumuladora com teores de Al na folha e no caule maiores que 1 g.kg^{-1} . Por outro lado, as demais espécies de monocotiledôneas em estudo não são acumuladoras. Porém, em *Trimezia juncifolia*, observa-se a presença de alumínio, segundo os testes histoquímicos (Aluminon e Chrome Azurol).

Vale ressaltar que, o reagente Aluminon detecta Al evidentemente na célula a partir de 1 g.kg^{-1} de matéria seca (Chenery 1948). Enquanto que, o Chrome Azurol detecta claramente valores inferiores à 1 g.kg^{-1} (Denton, Oughton 1993). Ambos os reagentes foram eficientes para as espécies herbáceas e subarborescentes estudadas revelando os mesmos sítios de acúmulo, variando apenas na intensidade de reação, conforme a espécie e a técnica de processamento das amostras (Haridasan 1987; Carvalho-Júnior 2012).

Apesar de *Rhynchospora* sp apresentar concentrações de Al maiores que as de *T. juncifolia*, os testes histoquímicos não foram suficientes para detectar a presença de Al devido a técnica de processamento utilizada (inclusão em historesina), corroborando os dados de Carvalho-Júnior (2012), a inclusão das amostras reduz os sítios de acúmulo, não sendo possível identificá-los. Então, utilizou-se a microanálise de raio-X que mostrou a presença de alumínio na parede das células epidérmicas. Assim, percebe-se que essa técnica é uma ferramenta poderosa, confiável e de maior sensibilidade para a localização de Al em tecidos vegetais.

Vários pesquisadores Haridasan (1987, 2008); Haridasan et al. (1986); Watanabe et al. (2005); Olivares et al. (2009); Olivares et al. 2010; Andrade et al. (2011); Metali et al. (2011); Zeng et al. (2012), têm evidenciado o acúmulo de alumínio na parede celular de espécies acumuladoras. Estes autores, sugerem que a parede celular é o principal sítio de acúmulo de alumínio, devido a forte ligação dos constituintes da pectina ao metal. Contudo, é uma questão ainda muito discutida (Yang et al. 2011). A presença de Al na parede celular das espécies não acumuladoras nos faz acreditar na hipótese de Horst (2010) e Delhaize et al. (2012) de que a imobilização de Al^{3+} na parede celular pode ser um dos mecanismos de neutralização. Entretanto faltam evidências para comprovar essa hipótese.

A desintoxicação interna do Al^{3+} na planta pode ser feita pela complexação do Al por compostos fenólicos no citosol, visto que esses compostos apresentam a peculiaridade de complexar metais, tais como o Al^{3+} , adicionalmente estas moléculas atuam como agente antioxidante em condições de estresse abióticos (Matsumoto et al. 2000; Barcelo e Poschenrieder 2002). Em *Baccharis* sp foi observada a presença de Al nas células da cabeça do tricoma secretor de compostos fenólicos. No entanto, são necessários novos estudos para entender como esse metal é complexado nas células da cabeça do tricoma secretor.

O alumínio foi observado também nos cloroplastos em espécies acumuladoras e não acumuladoras. Necessita-se de mais estudos para entender se esse metal tem algum efeito no metabolismo dessas plantas. Cabe ressaltar que o alumínio foi detectado em cloroplastos de folhas maduras sem indícios de pré-senescência ou senescência, confirmando os dados de Carvalho-Júnior (2012) no qual o alumínio não é carregado para os cloroplastos apenas como resultado do processo de senescência das folhas, como sugerido por Cuenca et al. (1991).

O acúmulo de Al nos elementos do floema foi evidenciado por Haridasan et al. (1986) em espécies arbóreas do Cerrado, sugerindo que a translocação de alumínio para as partes aéreas fosse realizada pelo floema. Zeng et al. (2012), corrobora as evidências já descritas, realizando um experimento com *Camellia oleifera* Abel. provando que o Al é transportado via floema devido o teor dele no exsudato do floema na casca do caule. Este autor ainda salienta que a translocação via floema ocorreria durante os períodos de baixa transpiração foliar (verão quente e inverno). As espécies acumuladoras estudadas

também apresentaram Al nos elementos do floema na folha, segundo os testes histoquímicos e a microanálise de raio-X. No entanto, no caule, a microanálise de raio-X só confirmou a presença de Al no floema em *Borreria latifolia*, indicando a possível translocação via floema.

Conclui-se que as espécies herbáceas e subarbustivas estudadas, apesar de terem ciclo de vida curto, apresentam mecanismos de resistência ao Al semelhante às arbóreas. Segundo os testes histoquímicos para detecção de Al, os três grupos de plantas (hiperacumuladora, acumuladora e não acumuladora) apresentaram locais semelhantes de acúmulo ou inativação deste metal, sendo os mesmos sítios de acúmulo das espécies arbóreas, ou seja, as estratégias de imobilização do Al^{3+} independem do hábito vegetal.

Observou-se também, que a técnica de microanálise de raio-X, sempre que possível, deve ser utilizada para confirmar os dados da histolocalização de Al, devido a sua sensibilidade. Por outro lado, não se devem desprezar os dados histoquímicos, pois corroboraram com os dados da determinação de Al na matéria seca. Assim, a utilização das três técnicas se faz importante, sendo complementares.

5. REFERÊNCIA

Agency for Toxic Substances and Disease Registry (2008) Toxicological profile for Aluminium. Department of Health and Human Services, Public Health Service.

Aimi R, Murakami T (1964) Cell - physiological studies on the effect of aluminum on growth of crop plants. Bull. Nat. Inst. Agri. Sci. Tokyo. 11: 331-396.

Andrade LRM., Barros LMG, Echevarria GF et al. (2010). Al-hyperaccumulator Vochysiaceae from the Brazilian Cerrado store aluminum in their chloroplasts without apparent damage. Environ. Exp. Bot. 70:37-42.

Barcelo J, Poschenrieder C (2002) Fast root growth responses, root exudates, and internal detoxification as clues to the mechanisms of aluminium toxicity and resistance: a review. Environ. Exp. Bot. 48:75 – 92.

Carvalho-Júnior WGO (2012). Avaliação de técnicas de histolocalização do alumínio em folhas de espécies de Cerrado. Dissertação, Universidade Federal de Viçosa.

Chen LS (2006). Physiological Responses and Tolerance of Plant Shoot to Aluminum Toxicity. *J. Pl. Physi. Mol. Bio.* 32 (2): 143-155.

Chenery EM (1948). Aluminium in the plant world, I. General survey in dicotyledons. *Kew Bull*, pp. 173-183.

Chenery EM (1949). Aluminium in the plant world, II. Monocotyledons and gymnosperms; III. Cryptogams. *Kew Bull*, pp. 463-473.

Cuenca G, Herrera R, Mérida T (1991). Distribution of aluminium in accumulator plants by X-ray microanalysis in *Richeria grandis* Vahl leaves from a cloud forest in ezeuela. *Pl. Cell Environ.* 14:437-441.

Delhaize E, Ma JF, Rya PR (2012). Transcriptional regulation of aluminium tolerance genes. *Tr. Pl. Sci.* 17 (6): 341-348.

Denton J, Oughton DH. (1993). The Use of an Acid Solochrome Azurine Stain to Detect and Assess the Distribution of Aluminum in Sphagnum Moss. *Ambio* 22 (1): 19-21.

Eiten G (1992). Formas de crescimento das plantas vasculares. In: *HERBÁRIO UB. 2º Boletim Informativo*. Brasília: UnB, pp. 6-13.

EMBRAPA- Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (1997). Manual de métodos de análises de solo. 2ª ed. Rio de Janeiro, Ministério da Agricultura e do Abastecimento.

EMBRAPA- Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (2006). Sistema Brasileiro de Classificação de Solos. Rio de Janeiro, EMBRAPA Solos, pp. 306.

Geoghegan IE, Sprent JI (1996). Aluminium and nutrient concentrations in species native to central Brazil. *Commun. Soil Sci. Pl. Anal.* 27: 2925-2934.

González-Santana IH, Márquez-Guzmán J, Cram-Heydrich S, Cruz-Ortega R (2012). *Conostegia xalapensis* (Melastomataceae): an aluminium accumulator plant. *Physio. Pl.* 144:134–145.

Goodland R (1971). Oligotrofismo e alumínio no cerrado. In: *III Simpósio sobre o cerrado*. São Paulo: USP, pp. 44–60.

Golley FB, Yantko J, Richardson TE, Klinge H (1980). Biogeochemistry of tropical forests: The frequency distribution and mean concentration of selected elements in a forest near Manaus, Brazil. *Trop. Eco.* 21 (1):59-70.

Haridasan M (1986). Localization of aluminium in the leaves of some aluminium-accumulating species. *Pl. and Soil* 94: 435-437.

Haridasan M (1987). Distribution and mineral nutrition of aluminium-accumulating species in different plant communities of the Cerrado region of central Brazil. In: San Jose JJ; Montes R (Ed.). *La capacidad bioprodutiva de sabanas*. Caracas, Venezuela: IVIC, pp. 309-48.

Haridasan M (2008). Alumínio é um elemento tóxico para as plantas nativas do Cerrado? In: PRADO, C.H.B.A; CASALI, C.A. *Fisiologia Vegetal: práticas em relações hídricas, fotossíntese e nutrição mineral*. Barueri: Manole, pp. 1-10.

Haridasan M, Araújo G.M. (1988). Aluminium-accumulating species in two forest communities in the cerrado region of central Brazil. *For Eco Manag.* 24: 15-26.

Horst WJ, Wang Y, Eticha D (2010). The role of the root apoplast in aluminium-induced inhibition of root elongation and in aluminium resistance of plants: a review. *Ann. Bot.* 106: 185 – 197.

Hutchinson GE (1945). Aluminum in soils, plants and animals. *Soil Sci.* 60: 29–40.

Jansen SS, Dessen R, Piesschaert E, Robbrecht E., Smets E (2000). Aluminium accumulation in leaves of Rubiaceae: Systematic and phylogenetic implications. *Ann. Bot. (London)* 85: 91-101.

Jansen S, Broadley MR, Robbrecht E, Smets (2002). Aluminium hyperaccumulation in angiosperms: a review of its phylogenetic significance. *Bot. Rev.* 68: 235-269.

Jensen WA (1962). *Botanical Histochemistry: Principles and Practice*. São Francisco: W. H. Freeman and Co.

Johansen DA (1940). *Plant microtechnique*. New York: McGraw- Hill, pp. 523.

Karnovsky M.J (1965). A formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolarity for use in electron microscopy. *J. Cell Bio.* 27:137-138.

Kraus JE, Arduin M (1997). Manual básico de métodos em morfologia vegetal. Seropédica: EDUR.

Kinzel H (1983). Influence of limestone, silicates and soil pH on vegetation. In: Lange OL, Nobel PS, Osmond CB, Ziegler H. (eds.). III: Responses to the chemical and biological environment. *Ency. Pl. Physio.* Springer-Verlag, Berlin, pp. 201-244.

Kukachka BF, Miller RB (1980). A chemical spot-test for aluminum and its value in wood identification. *IAWA Bull.* 1(3):104.

Malavolta E, Sarruge JR, Bittencourt VC (1977). Toxidez de alumínio e manganês. In: Ferri MG.(ed.). V Simpósio sobre o cerrado. Belo Horizonte: Itatiaia.

Malavolta E, Vitti G.C, Oliveira SA (1997). Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações. 2 ed. Piracicaba: POTAFOS.

Matsumoto H (2000). Cell biology of aluminum toxicity and tolerance in higher plants. *Int. Rev. Cytol.* 200: 1-45

Marschner H (1991). Mechanisms of adaptation of plants to acid soils. *Pl. and Soil* 134: 1-20.

Mazorra MA, San Jose JJ, Montes R, Miragaya JG, Haridasan M (1987). Aluminium concentration in the biomass of native species of the Morichals (swamp palm community) at the Orinoco Llanos, Venezuela. *Pl. and Soil* 102: 275-277.

Metali F, Salim KA, Burslem DFRP (2012). Evidence of foliar aluminium accumulation in local, regional and global datasets of wild plants. *New Phyt.* 193:637–649.

Neri A (2007). Gradiente Pedológico-Vegetacional de Cerrado em Paraopeba, MG. Tese. Universidade Federal de Viçosa.

Neri AV, Chaefer CEGR, Silva AF et al. (2012). The influence of soils on the floristic composition and community structure of an area of Brazilian Cerrado vegetation. *Edinb. J. Bot.* 69 (1): 1–27.

Olivares E, Peña E, Marcano E, Mostacero J, et al (2009). Aluminum accumulation and its relationship with mineral plant nutrients in 12 pteridophytes from Venezuela. *Environ. Exp. Bot.* 65:132–141.

Olivares E, Colonnello G, Peña E, Rodriguez L (2010). Aluminum accumulation in nineteen Melastomataceae species from three contrasting plant formations in acid soils. *J Pl. Nut. Soil Sci.* 173:453-460.

Roy AKA, Sharma G, Talukder. (1988). Some aspects of aluminum toxicity in plants. *Bot. Rev. (Lancaster)* 54: 145-178.

Silva KLF (2008). Avaliação de biomarcadores anatômicos e fisiológicos em plantas expostas ao arsênio. Tese, Universidade Federal de Viçosa.

Sivakumar S, Khatiwada CP, Sivasubramanian J. (2012). Bioaccumulations of aluminum and the effects of chelating agents on different organs of *Cirrhinus mrigala*. *Environ. Tox. Pharm.* 34:791–800.

Tolentino GS (2011). Composição e partição de nicho em gradientes de solo e luz no Cerrado. Dissertação. Universidade Federal de Viçosa.

Walton JR (2006). Aluminum in hippocampal neurons from humans with Alzheimer's disease. *NeuroTox.* 27: 385–394.

Watanabe T, Jansen S, Osaki M (2005). The beneficial effect of aluminium and the role of citrate in Al accumulation in *Melastoma malabathricum*. *New Phytol.* 165:773–780.

Xiao XX (2002). The physiological and biochemical response of longan (*Dimocarpus longan* Lour.) to aluminum stress and rectification of aluminum toxicity. Ph.D thesis, Fuzhou: Fujian Agriculture and Forestry University (in Chinese).

Yang JL, Xiao FZ, Peng YX, et al. (2011). Cell wall hemicellulose contributes significantly to Al adsorption and root growth in *Arabidopsis*. *Pl.Phys.Pr.* DOI:10.1104/111.172221.

Zeng QL, Chen RF, Zhao XQ, Shen RF et al. (2012). Aluminum could be transported via phloem in *Camellia oleifera* Abel. Tr. Physi. 33: 96–105.

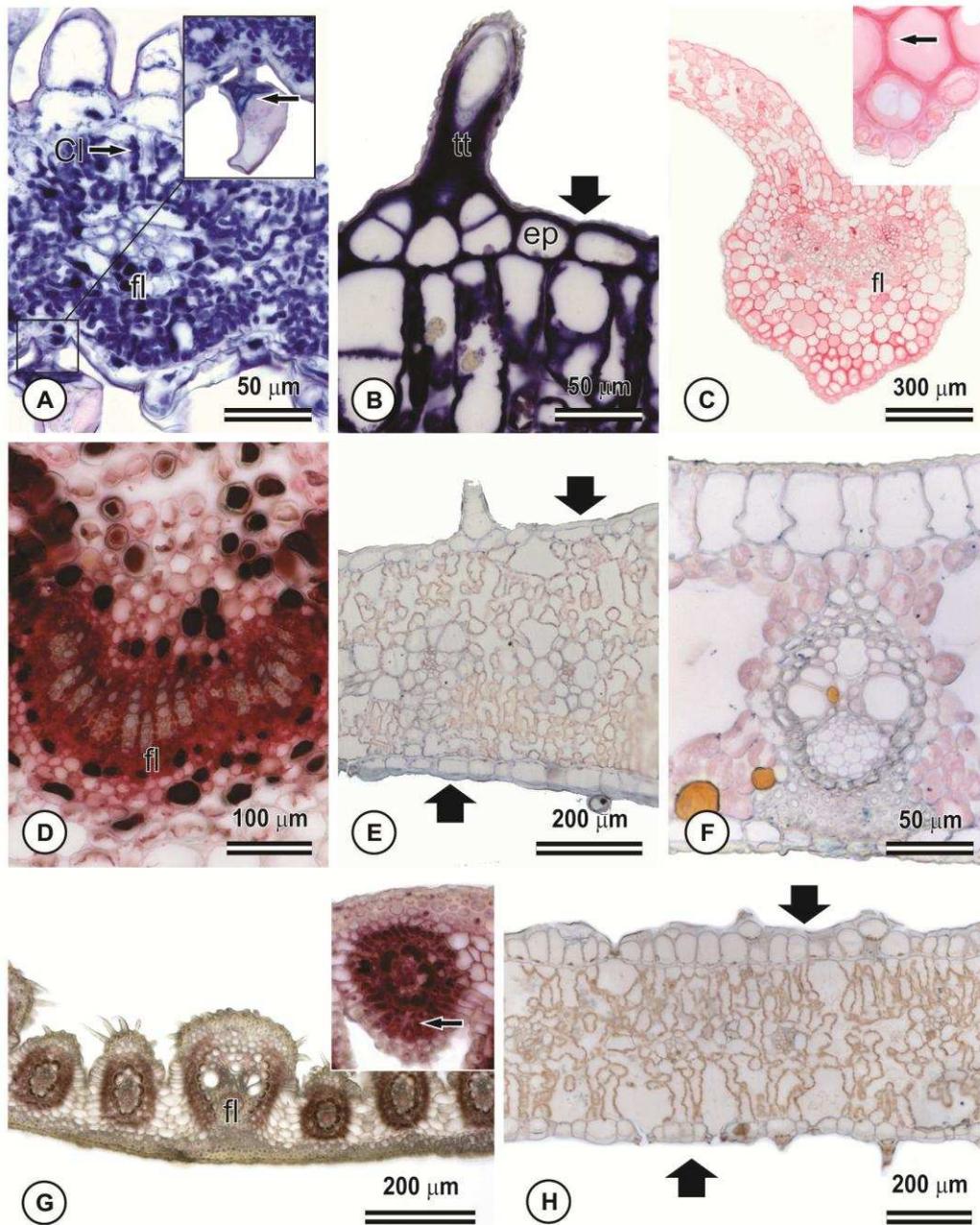


Fig. 2 Histolocalização de alumínio em folhas de espécies herbáceo-subarbusciva do Cerrado (cortes transversais- microscopia de luz). A. *Baccharis* sp (Asteraceae) presença de alumínio nos cloroplastos e na cabeça do tricoma secretor (Chrome Azulol). B-C *Borreria latifolia* (Rubiaceae). B. Presença de Al nos cloroplastos e na parede das células epidérmicas (Chrome Azulol). C. Al na parede da epiderme, colênquima e floema (Aluminon). D. *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae), Al no floema (Aluminon) E. *Lepidaploa barbata* (Asteraceae), Al apenas na epiderme (Chrome Azulol). F. *Rhynchospora* sp (Cyperaceae) sem Al (Chrome Azulol). G. *Aristida riparia* (Poaceae) com Al nas células parenquimáticas radiadas e no floema

(Aluminon). H. Ast. 2 Al na parede das células epidérmicas (Chrome Azurol). fl: floema; cl: cloroplasto; ep: epiderme; tt: tricoma tector.

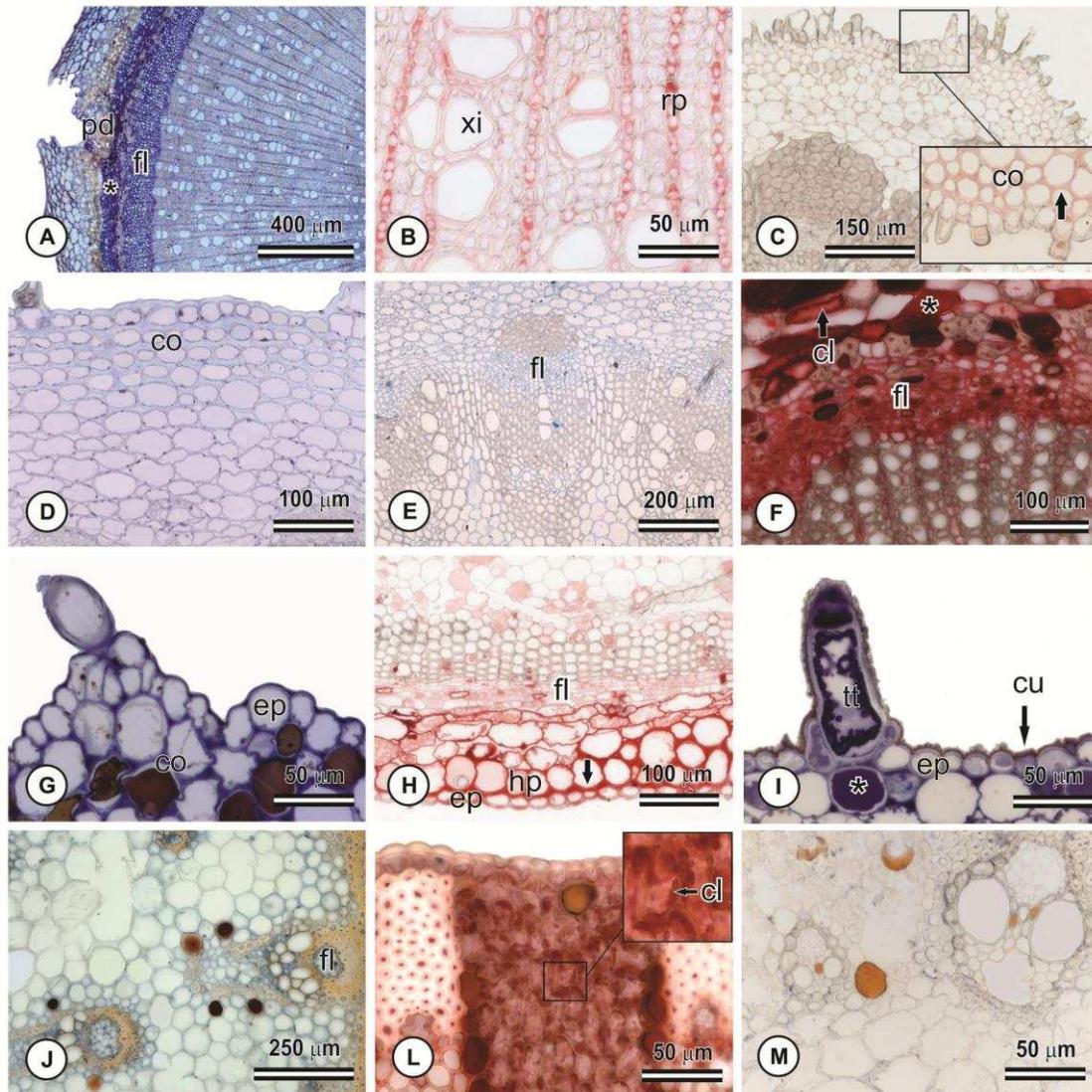


Fig. 3 Histolocalização de alumínio em caules de espécies herbáceo-subarbusciva do Cerrado (cortes transversais- microscopia de luz). A-B. *Baccharis* sp (Asteraceae). A. Al na parede do colênquima, córtex e floema (Chrome Azurol). B. Al nos raios parenquimáticos do xilema (Aluminon). C. *Lepidaploa barbata* (Asteraceae), Al na parede do colênquima. D-E. *Ichthyothere mollis* (Asteraceae). D. Al na parede da epiderme e do colênquima. E. Al no floema (Chrome Azurol). F-G. *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae). F. Al no floema, cloroplastos e em células parenquimáticas. G. Al na parede da epiderme, tricoma e colênquima. H-I *Borreria latifolia* (Rubiaceae). H. Al na parede da epiderme, hipoderme e floema (Aluminon). I. Acúmulo de Al no tricoma e cutícula sem Al. J-L. *Trimezia juncifolia* (Iridaceae). J. Al no floema (Chrome Azurol). L. Al nos cloroplastos (Aluminon). M. *Rhynchospora* sp (Cyperaceae) sem sítios de acúmulo. cu: cutícula; ep: epiderme; hp: hipoderme; tt: tricoma tector; co: colênquima;* células parenquimáticas; cl:cloroplastos; rp: raio parenquimático; pd: periderme; fl: floema; xi: xilema.

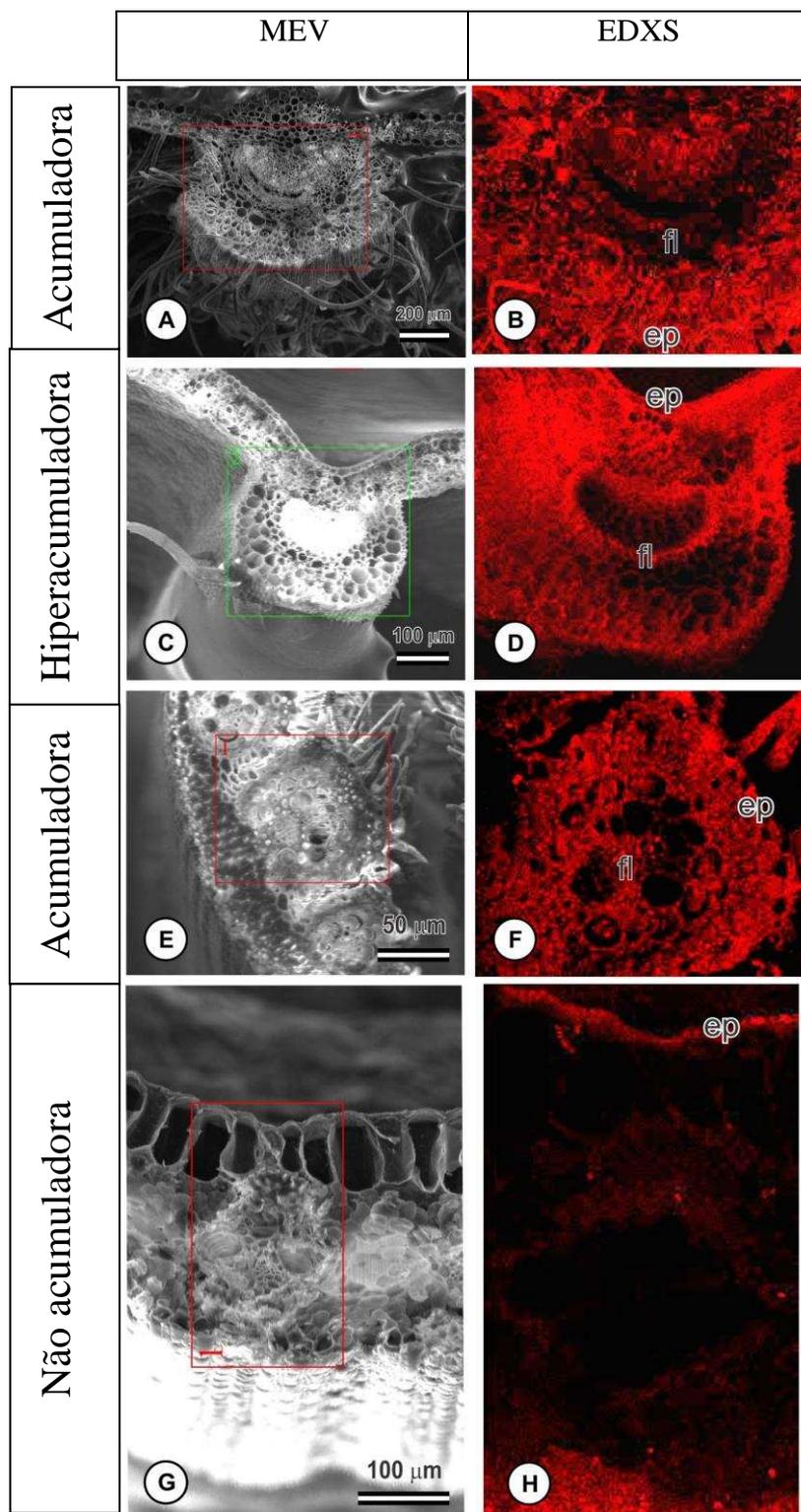


Fig. 4 Histolocalização de Al nas folhas das espécies herbáceas e subarbustivas do Cerrado em Microscópio eletrônico de varredura (A C E G) acoplado a sonda EDXS (B D F H). A–B: *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae), acumuladora de Al, com Al nas células parenquimáticas e floema; C–D: *Borreria latifolia* (Rubiaceae), hiperacumuladora, com Al nas células parenquimáticas e floema. E–F: *Aristida riparia* (Poaceae) acumuladora, com Al nas células parenquimáticas radiais e no floema; G–H:

Rhynchospora sp (Cyperaceae), não acumuladora, com Al apenas nas paredes das células epidérmicas. ep: epiderme; fl: floema.

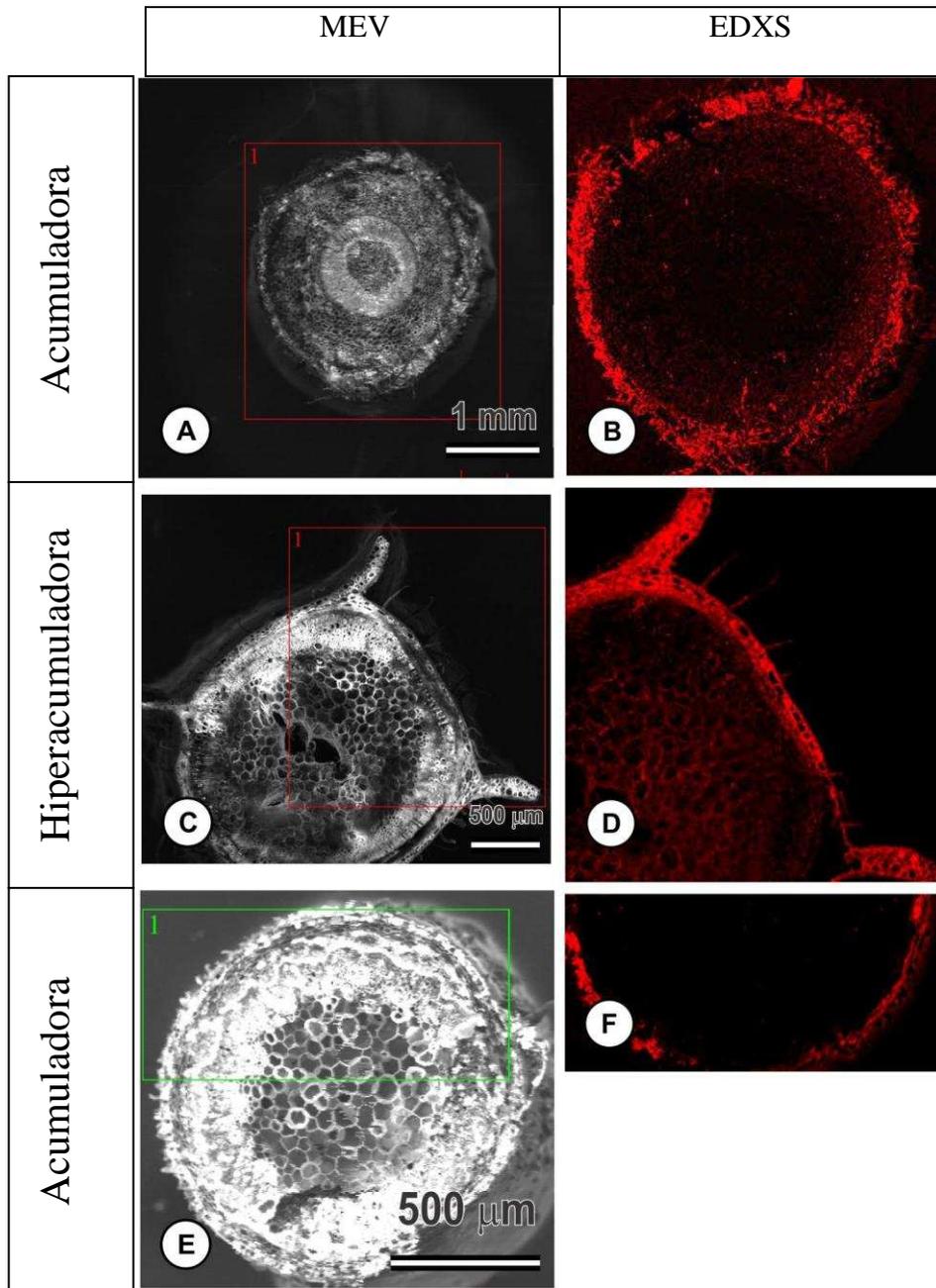


Fig. 5 Histolocalização de Al nos caules das espécies acumuladoras de Al em Microscópio eletrônico de varredura (A C E G) acoplado a sonda de EDXS (B D F H). A-B: *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae), acumuladora com Al nas células epidérmicas e corticais. C-D: *Borreria latifolia* (Rubiaceae), hiperacumuladora, com Al nas células epidérmicas, corticais e floema. E-F: *Ichthyothere mollis* (Asteraceae) acumuladora com Al nas células epidérmicas. fl: floema; ep:epiderme.

TABELA II Histolocalização de alumínio em amostras foliares de espécies herbáceas e subarbustivas do Cerrado.

Tecido	Estrutura/Tipo celular	Família /Espécie*							
		Rubiaceae		Poaceae	Asteraceae		Malvaceae	Cyperaceae	
		<i>Borreria latifolia</i>	<i>Cocccypselum aureum</i>	<i>Aristida riparia</i>	<i>Ichthyothere mollis</i>	<i>Lepidaploa barbata</i>	<i>Baccharis</i> sp	<i>Waltheria</i> sp	<i>Rhynchospora</i> sp
Epiderme	Parede celular	++	++	-	+	+	-	-	-
	Tricomas Tector	++	++	-	+	+	-	-	aus
	Tricoma glandular	aus	aus	aus	aus	-	+	-	aus
Hipoderme	Parede Celular	aus	aus	-	-	aus	aus	aus	aus
Parênquima	Parede celular	+	+	+	-	-	-	-	-
	Cloroplastos	++	+	-	-	-	++	-	-
Floema	Elem. de tubo crivado	++	++	++	+	-	++	-	-
	Cél. Companheira	++	++	++	+	-	++	-	-
Xilema	Elemento de vaso	-	-	-	-	-	-	-	-
	Parênquima	-	-	-	-	-	-	-	-
Colênquima	Parede celular	++	++	-	+	+	-	-	-
Subs. ergásticas	Comp. Fenólicos	+	-	aus	aus	-	++	aus	-
	Amido	-	-	-	-	-	-	-	-

* ++ Reação positiva forte; + Reação positiva fraca; - Reação negativa; aus Estrutura ausente

TABELA III Histolocalização de alumínio em amostras caulinares de espécies herbáceas e subarborescentes do Cerrado.

Tecido	Estrutura/Tipo celular	Família /Espécie*								
		Rubiaceae		Poaceae	Asteraceae		Malvaceae	Cyperaceae	Iridaceae	
		<i>Borreria latifolia</i>	<i>Coccocypselum aureum</i>	<i>Aristida riparia</i>	<i>Ichthyothere mollis</i>	<i>Lepidaploa barbata</i>	<i>Baccharis</i> sp	<i>Waltheria</i> sp	<i>Rhynchospora</i> sp	<i>Trimezia juncifolia</i>
Epiderme	Parede celular	++	++	-	+	+	-	-	-	-
	Tricomas Tector	++	++	aus	+	+	-	-	aus	aus
	Tricoma glandular	aus	aus	aus	-	-	+	-	aus	aus
Hipoderme	Parede Celular	++	aus	-	aus	aus	aus	aus	aus	-
Parênquima	Parede celular	+	+	-	-	-	-	-	-	-
	Cloroplastos	-	aus	aus	aus	-	aus	-	-	++
Floema	Elem. de tubo crivado	++	++	-	+	-	++	-	-	++
	Cél. Companheira	++	++	-	+	-	++	-	-	++
Xilema	Elemento de vaso	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Parênquima	-	-	-	-	-	++	-	-	-
Colênquima	Parede celular	++	++	aus	+	+	-	-	aus	aus
Subs. ergásticas	Comp. Fenólicos	-	-	aus	aus	-	-	aus	-	-
	Amido	-	-	-	-	-	-	-	-	-

* ++ Reação positiva forte; + Reação positiva fraca; - Reação negativa; aus Estrutura ausente

