

JOÃO SANTANA TOMAZ

**ACÚMULO DE ALUMÍNIO EM MELASTOMATACEAE OCORRENTES NOS
CAMPOS RUPESTRES DA SERRA DE OURO BRANCO (MG)**

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

VIÇOSA - MINAS GERAIS

2024

Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Campus Viçosa

T

Tomaz, João Santana, 2024-
T655a Acúmulo de alumínio em Melastomataceae ocorrentes nos
2024 campos rupestres da Serra de Ouro Branco (MG) / João Santana
Tomaz. – Viçosa, MG, 2024.
1 dissertação eletrônica (68 f.): il. (algumas color.).

Orientador: Aristéa Alves Azevedo.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa,
Departamento de Biologia Vegetal, 2024.

Referências bibliográficas: f. 56-68.

DOI: <https://doi.org/10.47328/ufvbbt.2024.407>

Modo de acesso: World Wide Web.

1. Melastomataceae - Espinhaço, Serra do (MG e BA) -
Efeito do alumínio. 2. Solos ácidos. 3. *Microlicia*. 4. Myrtales.
I. Azevedo, Aristéa Alves, 1949-. II. Universidade Federal de
Viçosa. Departamento de Biologia Vegetal. Programa de
Pós-Graduação em Botânica. III. Título.

CDD 22. ed. 583.76

Bibliotecário(a) responsável: Euzébio Luiz Pinto CRB-6/3317


JOÃO SANTANA TOMAZ

**ACÚMULO DE ALUMÍNIO EM MELASTOMATACEAE OCORRENTES NOS
CAMPOS RUPESTRES DA SERRA DE OURO BRANCO (MG)**

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


APROVADA: 05 de março de 2024.

Assentimento:

Documento assinado digitalmente
 JOAO SANTANA TOMAZ
Data: 24/07/2024 10:57:13-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

João Santana Tomaz

Autor

Documento assinado digitalmente
 ARISTEA ALVES AZEVEDO
Data: 24/07/2024 19:58:10-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Aristéa Alves Azevedo

Orientadora

À minha mãe, Adriana Santana.

AGRADECIMENTOS

A conclusão deste trabalho simboliza não só uma grande conquista, mas também a certeza de que estou cercado de amor e de gente que vibra por mim. Agradeço a Deus e as diversas forças espirituais que me abrem os caminhos, vigiam os meus passos e me promovem os recursos para seguir em frente.

Dedico essa conquista à minha mãe, Adriana. É a concretização de um sonho coletivo. Obrigado, mãe, por seguir ao meu lado. Nós conseguimos, essa vitória é nossa! Agradeço às minhas irmãs Alice, Carolina e Letícia, pelo apoio e preocupação constante comigo. Em especial, à Carolina, minha estrela-guia, que me leva pelos melhores caminhos. Agradeço ao amor de Eloá e Cecília, minhas sobrinhas que sempre fazem os meus dias mais leves. Juju, eu te amo! Tio Wander, obrigado pelo companheirismo e confiança. Agradeço à Laryssa, Gabriela e Thayná pela amizade verdadeira e todo apoio durante essa caminhada.

Especialmente, agradeço à minha orientadora Aristéa Alves Azevedo. Além de uma exímia professora e orientadora de excelência, é também uma amiga para qualquer momento. Obrigado pelos conselhos, puxões de orelha e por me abrir as portas para o mundo da pesquisa, desde a graduação. Aproveito para agradecer ao Gilmar Valente, que participou ativamente da execução deste projeto, além de ter levado muita alegria e comprometimento para nossos campos. E não posso deixar de agradecer à sua filha mais nova, a caminhonete, que foi nossa companheira de todos os campos.

Agradeço aos meus colegas do grupo de pesquisa Dani, Victorina, Lucas, Isaque e Hugo. Dani, além de me ensinar muito do que sei, você se tornou uma grande amiga. Lucas, sua companhia e escuta são incomparáveis. Aos IC's Isaque Resende e Hugo Cortês, que participaram ativamente em todas as etapas do trabalho, cada um com sua habilidade, muita dedicação, comprometimento e seriedade. Já são excelentes pesquisadores.

A pós-graduação se torna mais emocionante com a diversidade de gente que encontramos. Por isso, agradeço aos colegas de laboratório por todas as trocas e vivências durante o mestrado. A cada um/a que me ajudou no processamento do material e na interpretação dos dados. Agradeço às técnicas Aurora e Rosana, que são essenciais para os trabalhos de pesquisa que acontecem no laboratório. Obrigado, meninas, por toda a ajuda e paciência. Aos professores e professoras do PPG-Bot da UFV, por todo ensinamento, em especial às professoras Luzimar Campos da Silva e Renata Strozi Alves Meira.

Agradeço ao Núcleo de Microscopia e Microanálise da UFV, em nome do Gilmar, pelo atendimento durante as análises. Ao Laboratório de Matéria Orgânica, do Departamento de Solos da UFV, em nome do professor Teógenes e da técnica Paloma Souza, que cederam o espaço e equipamentos para processamento do material. Agradeço, especialmente, à professora Rosana Romero, da Universidade Federal de Uberlândia, pelo empenho na identificação das espécies e pelo aceite exitoso dessa parceria.

Agradeço a CAPES, visto que o presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001. Agradeço, também, ao fomento da FAPEMIG e CNPq, pelo financiamento do projeto, especialmente a FAPEMIG, pela concessão de bolsa do mestrado.

SANTANA-TOMAZ, João.M. Sc. Universidade Federal de Viçosa, março de 2024. **Acúmulo de alumínio em Melastomataceae ocorrentes nos campos rupestres da Serra de Ouro Branco (MG)**. Orientadora: Aristéa Alves Azevedo.

Resumo

A Serra de Ouro Branco (SOB) compõe a Cadeia do Espinhaço, região que abriga a maioria dos campos rupestres (CR) quartzíticos no Brasil. Os campos rupestres são marcados por inúmeros filtros ambientais, responsáveis pela seleção de variadas adaptações em plantas ao longo da evolução. A presente pesquisa avaliou o acúmulo de Al em vinte e duas espécies da família Melastomataceae que ocorrem na SOB. Aqui, procuramos afirmar as seguintes hipóteses: as plantas da família Melastomataceae dos CR, acumulam alumínio em sua parte aérea, independente do hábito e da quantidade do metal no solo; os principais sítios de acúmulo são as paredes de natureza pecto-celulósica e o conteúdo citoplasmático de diferentes tipos celulares, os núcleos, cloroplastos e tricomas; os sítios de acúmulo do Al se sobrepõem aos de compostos fenólicos, de Si e Ca, sugerindo a complexação desses elementos como detoxificação interna do metal. Solos de três ambientes da SOB foram coletados e submetidos à análise química. Amostras de folhas e caules foram quantificadas quimicamente para determinação dos teores de Al, P, K, Ca, Mg e Fe. Cortes anatômicos de folhas e caules, incluídos em historesina, foram corados com Chrome Azurol S, Dicromato de Potássio, PAS e Vermelho Neutro, para detecção de Al, polifenóis, mucilagens e cutícula, respectivamente. Folhas e caules de 17 espécies foram submetidos à microanálise de Raios-X, para mapeamento de Al, Si, Ca, Mn e Fe. Os resultados apontam que os solos da SOB são ácidos, oligotróficos e altamente saturados por Al. Todas as espécies são acumuladoras de Al, sendo três delas hiperacumuladoras do metal. O Al tem preferência pelas paredes de natureza pecto-celulósica. Os tricomas, cutícula propriamente dita, núcleos, cloroplastos, conteúdo celular das esclereídes, floema e células parenquimáticas associadas ao xilema e mucilagens apresentaram reação positiva para Al. Observou-se complexação entre Al e Si e formação de cristais de silicato de alumínio. Não houve superposição entre os sítios de Al com os de Ca e compostos fenólicos. A hipótese de complexação do Al com Ca e compostos fenólicos não foi confirmada. O presente trabalho é inédito em relação ao acúmulo de Al por plantas de CR e representa um avanço no entendimento da ecofisiologia de espécies desse tipo de vegetação.

Palavras-chave: Histolocalização de Al; Al em Myrtales; Cadeia do Espinhaço.

SANTANA-TOMAZ, João. Universidade Federal de Viçosa, March 2024. **Aluminum accumulation in Melastomataceae occurring in the *campo rupestre* of Serra de Ouro Branco (MG).** Advisor: Aristéa Alves Azevedo.

Abstract

The Serra de Ouro Branco (SOB) is part of the Espinhaço Range, a region that is home to the majority of quartzite *Campo Rupestre* (CR) in Brazil. CRs are marked by numerous environmental filters, responsible for the selection of various plant adaptations throughout evolution. This study evaluated the accumulation of Al in twenty-two species of the Melastomataceae family that occur in the SOB. Here, we sought to affirm the following hypotheses: plants of the Melastomataceae family of the CRs accumulate aluminum in their aerial parts, regardless of habit and the amount of metal in the soil; the main accumulation sites are the walls of pecto-cellulosic nature and the cytoplasmic content of different cell types, the nucleus, chloroplasts and trichomes; the Al accumulation sites overlap with those of phenolic compounds, Si and Ca, suggesting the complexation of these elements as internal detoxification of the metal. Soils from three SOB environments were collected and subjected to chemical analysis. Leaves and stems samples were chemically quantified to determine the levels of Al, P, K, Ca, Mg and Fe. Anatomical sections of leaves and stems, included in historesin, were stained with Chrome Azurol S, Potassium Dichromate, PAS and Neutral Red to detect Al, polyphenols, mucilage and cuticle, respectively. Leaves and stems of 17 species were subjected to X-ray microanalysis to map Al, Si, Ca, Mn and Fe. The results show that the SOB soils are acidic, oligotrophic and highly saturated with Al. All the species are Al accumulators, with three of them being metal hyperaccumulators. Al has a preference for pecto-cellulosic walls. The trichomes, cuticle itself, nucleus, chloroplasts, cell content of the sclereids, phloem and parenchymatous cells associated with the xylem and mucilage showed a positive reaction for Al. Complexation was observed between Al and Si and the formation of aluminum silicate crystals. There was no overlap between the Al sites and those of Ca and phenolic compounds. The hypothesis of Al complexation with Ca and phenolic compounds was not confirmed. This work is unprecedented in relation to the accumulation of Al by CR plants and is an advance in the understanding of the ecophysiology of species of this type of vegetation.

Keywords: Al histolocalization; Al in Myrtales; Espinhaço Range.

Sumário

Introdução.....	9
Material e métodos	12
Área de estudo e coleta do material botânico	12
Análise química dos solos.....	13
Quantificação química de alumínio e nutrientes.....	14
Anatomia e histoquímica de folhas e caules	16
Análise por espectroscopia de energia dispersiva de raios-X (EDS) acoplada ao microscópio eletrônico de varredura (MEV) -MEV/EDS	16
Análises estatísticas	17
Resultados.....	17
Análise química dos solos.....	17
Quantificação química de alumínio e nutrientes nas plantas	18
Caracterização anatômica de folhas e caules	25
Histoquímica para detecção de alumínio, compostos fenólicos e mucilagens	28
<i>Histolocalização de Al nas folhas</i>	28
<i>Histolocalização de Al nos caules</i>	29
<i>Detecção de compostos fenólicos e mucilagem</i>	35
Localização de sítios ativos de alumínio, cálcio, ferro e silício por MEV/EDS.....	39
Discussão	43
Conclusão	53
ANEXO	55
Referências bibliográficas	56

Introdução

A diversidade de solos, relevos e regiões climáticas encontrada no território brasileiro (Alvares *et al.*, 2014; Schaefer, *et al.*, 2023) evidencia uma exuberante diversidade biológica, amplamente distribuída entre os diferentes tipos de vegetação. Os campos rupestres, por exemplo, são ecossistemas constituídos por uma vegetação montana, aberta, herbáceo-arbustiva e propensa ao fogo, que ocorrem, geralmente, acima de 900 metros de altitude e estão associados a rochas quartzíticas, areníticas ou ferruginosas (Benites *et al.*, 2007; Jacobi *et al.*, 2007; Miola *et al.*, 2021; Schaefer *et al.*, 2023). Os campos rupestres estão majoritariamente distribuídos ao longo da Cadeia do Espinhaço, mas, exceto nos Pampas, ocorrem em áreas disjuntas da maioria dos biomas brasileiros (Morellato e Silveira, 2018; Miola *et al.*, 2021). Além disso, são caracterizados como um dos ecossistemas mais biodiversos do mundo, estando presentes em dois *hotspot* de biodiversidade, a Mata Atlântica e o Cerrado (Silveira *et al.*, 2016).

Os campos rupestres possuem alto grau de endemismo e espécies e raras (Fernandes, 2016; Morellato & Silveira, 2018). Tal fato está intimamente relacionado às inúmeras pressões seletivas aos quais os organismos estão submetidos, responsáveis pela seleção de adaptações a diferentes fatores edafoclimáticos. Segundo Schaefer *et al.* (2016), nos campos rupestres existem filtros ambientais que atuam de forma sinérgica e são responsáveis pela megadiversidade e serviços ecossistêmicos nesses ambientes. A escassez hídrica, a variação acentuada da temperatura durante o dia, a radiação intensa, os ventos fortes e constantes e o fogo são exemplos desses fatores (Bitencourt *et al.*, 2016; Furst *et al.*, 2017; Schaefer *et al.*, 2023). Os poucos trabalhos realizados sobre a ecofisiologia de plantas desses ecossistemas dizem respeito aos caracteres anatômicos, morfológicos e fisiológicos, relacionados ao xeromorfismo e fogo (Boaneres *et al.*, 2019; Marques *et al.*, 2021). Contudo, existem muitas peculiaridades a serem elucidadas, principalmente sobre a influência edáfica na dinâmica da vegetação, uma vez que as características físicas e químicas dos solos impactam diretamente a vegetação (Oliveira *et al.*, 2016).

Benites *et al.* (2007) apontam que o campo rupestre é constituído por um mosaico de solos, com diferentes texturas, capacidade de retenção de água, teores de matéria orgânica e nutrientes. Mesmo compondo ambientes muito antigos, os solos são jovens e, em geral, arenosos, rasos, ácidos, pobres em nutrientes e com elevados teores de alumínio (Oliveira *et al.*, 2015; Schaefer *et al.*, 2023). Entretanto, mesmo que existam estudos investigando as

adaptações em plantas, relacionadas aos fatores edáficos dos campos rupestres de origem quartzítica (Oliveira et al., 2015; Oliveira et al., 2016; Camargo et al., 2019), ainda persiste uma grande lacuna quando se trata da alta saturação por alumínio (Al) nos solos (Messias et al., 2013; Schaefer et al., 2016; Schettini et al., 2018).

Al é o terceiro elemento mais abundante da crosta terrestre e no solo é encontrado em complexos de aluminossilicatos ou óxidos de alumínio (Sade et al., 2016; Bojórquez-Quintal et al., 2017; Ofoe et al., 2023). Em solos ácidos (pH < 5,0) o metal é solubilizado e encontrado em seu estado trivalente, o Al^{3+} , forma biodisponível do Al (Kochian, 2015; Haridasan, 2008; Ofoe et al., 2023). O Al^{3+} pode ser absorvido pelas raízes das plantas e ser fitotóxico para a maioria das espécies cultiváveis e sensíveis (Ofoe et al., 2023). O metal inibe a divisão e expansão celular na raiz, prejudicando seu crescimento, desenvolvimento e, conseqüentemente, a absorção de água e nutrientes (He et al., 2019). Entretanto, plantas nativas que evoluíram em solos ácidos e álicos parecem não sofrer por tal toxidez, devido às inúmeras estratégias de resistência ao metal que possuem (Haridasan, 2008; Jansen et al. 2002; Malta et al., 2016).

A exclusão e a tolerância englobam os mecanismos de resistência ao metal conhecidos até então. Na exclusão, o Al é impedido de acessar o simplasto da raiz, através de mecanismos como a exudação de ácidos orgânicos que alteram o pH da rizosfera, reduz a biodisponibilidade do metal e, conseqüentemente, sua absorção (Bittencourt et al., 2019). Na tolerância, as plantas absorvem o Al e o translocam para a parte aérea onde é compartimentalizado nas células em formas metabolicamente inativas. Espécies que acumulam $\geq 1 \text{ g.kg}^{-1}$ na parte aérea são classificadas como acumuladoras do metal, enquanto as que acumulam $\geq 10 \text{ g.kg}^{-1}$ são as hiperacumuladoras (Hutchinson et al., 1943; Chenery, 1948; Jansen *et al.* 2002).

A acidez do solo e a elevada saturação por Al ocorre em diferentes ambientes do mundo (Sade et al., 2016), sendo o Cerrado um exemplo clássico para o Brasil (Haridasan, 2008), ambiente que tem sido explorando em estudos sobre o acúmulo de Al em espécies nativas. Até o momento, as pesquisas apontam inúmeros resultados originais que incluem: metodologias para a localização do metal nos tecidos e células da planta (Carvalho-Júnior, 2012; Bressan et al., 2016; Nogueira et al., 2019); evidenciam o acúmulo em plantas herbáceas, subarborescentes e arbóreas (Castro, 2013; Bressan et al., 2016; Malta et al., 2016; Souza-Fernandes, 2019); registram a presença do metal no núcleo e cloroplasto, sem dano

aparente e sem afetar a estrutura celular e dos tecidos (Andrade et al., 2011; Malta et al.; 2016); demonstram o efeito benéfico do metal para as plantas (Cury et al., 2020; Bressan et al., 2021; Becari-Viana, 2021; Silva et al., 2023); revelam o efeito positivo na germinação de sementes de espécies nativas (Souza-Fernandes, 2023); e, até mesmo, uma possível essencialidade do metal (Marques, 2021).

Ainda que a ligação entre Al e os constituintes de parede celular primária seja mais explorada como forma de imobilização do metal (Chang et al. 1999; Wehr et al. 2010), outras formas de estabilização vêm sendo investigadas (Watanabe, 2022). Para plantas nativas de Cerrado, à complexação do Al com íons inorgânicos, como silício (Si), cálcio (Ca) e com metabólitos secundários, como compostos fenólicos, é atribuída a função de detoxificação interna do metal, através de sua imobilização, como forma de minimizar os potenciais danos provocados nas células, ou, no caso dos fenólicos, atuar na atividade antioxidante em relação ao Al (Bressan et al., 2016; Watanabe, 2022; Nogueira et al. 2023).

A família Melastomataceae (Myrtales) é uma das mais representativas nos Campos Rupestres (Romero & Martins 2002; Zappi et al. 2003) e uma das dez maiores famílias de angiospermas (Ulloa *et al.*, 2022). Sua diversidade é observada em árvores, arbustos, herbáceas, epífitas e plantas rupícolas (APG IV). Jansen et al. (2002) registraram 127 espécies acumuladoras de Al, contudo sem a quantificação química do elemento, utilizando apenas de testes histoquímicos para tal constatação. Além disso, a estratégia é colocada como caractere taxonômico para a família no APG IV, mas não ficou evidente se o acúmulo está presente em plantas com diferentes hábitos. No Cerrado, espécies de Melastomataceae foram apontadas como acumuladoras de Al (Haridasan, 1988; Haridasan, 2008; Souza et al., 2015; Bressan et al., 2016; Timpone & Habermann, 2022), entretanto, as ocorrentes em campos rupestres têm sido negligenciadas. Segundo Ulloa et al. (2022), o acúmulo do elemento em Melastomataceae é uma área de pesquisa que necessita de atenção, devido a importância ecológica que a estratégia pode conferir às espécies da família.

Aqui, procuramos testar as seguintes hipóteses: as plantas da família Melastomataceae que ocorrem nos campos rupestres, acumulam alumínio em sua parte aérea, independente do hábito e da quantidade do metal no solo em que se encontram; os principais sítios de acúmulo são as paredes de natureza pecto-celulósica e o conteúdo citoplasmático de diferentes tipos celulares, os núcleos, cloroplastos e tricomas; os sítios de acúmulo do Al se

sobrepõem aos de Si, Ca e compostos fenólicos sugerindo uma complexação e consequente detoxificação interna do metal, por esses elementos e compostos.

Diante disso, a presente pesquisa avaliou o acúmulo de Al em Melastomataceae que ocorrem na Serra do Ouro Branco, onde já foram registrados mais de 10 gêneros e 60 espécies para a família (Paula et al., 2005; Hemsing, 2018). Nenhum trabalho que aborde a ecofisiologia de plantas foi realizado na Serra de Ouro Branco (SOB), principalmente envolvendo o acúmulo de Al. Os objetivos desse trabalho foram: 1) analisar atributos químicos dos solos da SOB; 2) verificar o acúmulo de Al em plantas com diferentes hábitos; 3) identificar os principais sítios de acúmulo do metal nas folhas e caules; 4) observar tendências entre o acúmulo de Al com o de outros nutrientes na planta.

Material e métodos

Área de estudo e coleta do material botânico

No extremo sul da Serra do Espinhaço, está localizada a Serra de Ouro Branco, 20°29'23" S e 43°42'43" W, que pertence ao município de Ouro Branco, Minas Gerais, Brasil. A Serra compreende o limite sul do Quadrilátero Ferrífero (Paula, 2005) com altitude variando de 800 a 1.550m (Paula et al. 2005). O clima da região é do tipo Cwb, segundo a classificação de Köppen & Geiger (Alvares *et al.* 2014); e a temperatura e precipitação média anual de são 20,7 °C e 1.188,2 mm, respectivamente (Paula, 2005). Na Serra, foi instituído o Parque Estadual Serra do Ouro Branco, pelo Decreto 45180 de 21/09/2009, com área de cerca de 7.500 ha e administração do Instituto Estadual de Florestas (IEF). Segundo Pereira (2009), os solos da Serra de Ouro Branco variam de moderadamente a extremamente ácidos, apresentam pobreza de nutrientes e altas concentrações de alumínio. Lemes (2009) encontra os mesmos resultados para os solos e realiza um levantamento da flora na área, evidenciando grande riqueza de espécies no local. Alguns trabalhos de levantamento florístico foram realizados na localidade (Longui-Wagner & Welker, 2012; Santos e Sano, 2012; Longhi-Wagner e Araújo, 2014; Vieira e Barros, 2017; Hemsing, 2018; Dias, 2021), entretanto o conhecimento da flora da Serra de Ouro Branco, ainda é incipiente.

Em cinco excursões, distribuídas entre os meses de julho e novembro, foram coletadas 22 espécies da família Melastomataceae. As coletas foram realizadas em três sítios pré-definidos da Serra de Ouro Branco. São eles: Sítio I, área aberta, com solo pedregoso, afloramentos rochosos, maior concentração de espécies arbustivas e antropização acentuada;

Sítio II, região plana, de solo arenoso e com afloramentos rochosos; Sítio III, área onde ocorre alagamento periódico, solo menos arenoso e maior acúmulo de matéria orgânica. Três indivíduos coletados no período de floração foram tratados, segundo o procedimento usual de herborização (Mori *et al.*, 1989), para incorporação ao acervo do Herbário VIC (Departamento de Biologia Vegetal, Universidade Federal de Viçosa). A identificação taxonômica foi realizada em campo, quando possível, mediante consulta ao Herbário VIC e a outros herbários, por meio de literatura especializada e envio a especialista. Três amostras de solo de cada sítio foram coletadas em setembro de 2023, em profundidade entre 0 cm a 15 cm, enviadas ao Laboratório de solos da Universidade Federal de Viçosa, para análise química. Ainda, folhas e caules, de três indivíduos por espécie, foram coletados e fixados em FAA50 (Johansen, 1940), para posterior processamento em laboratório.

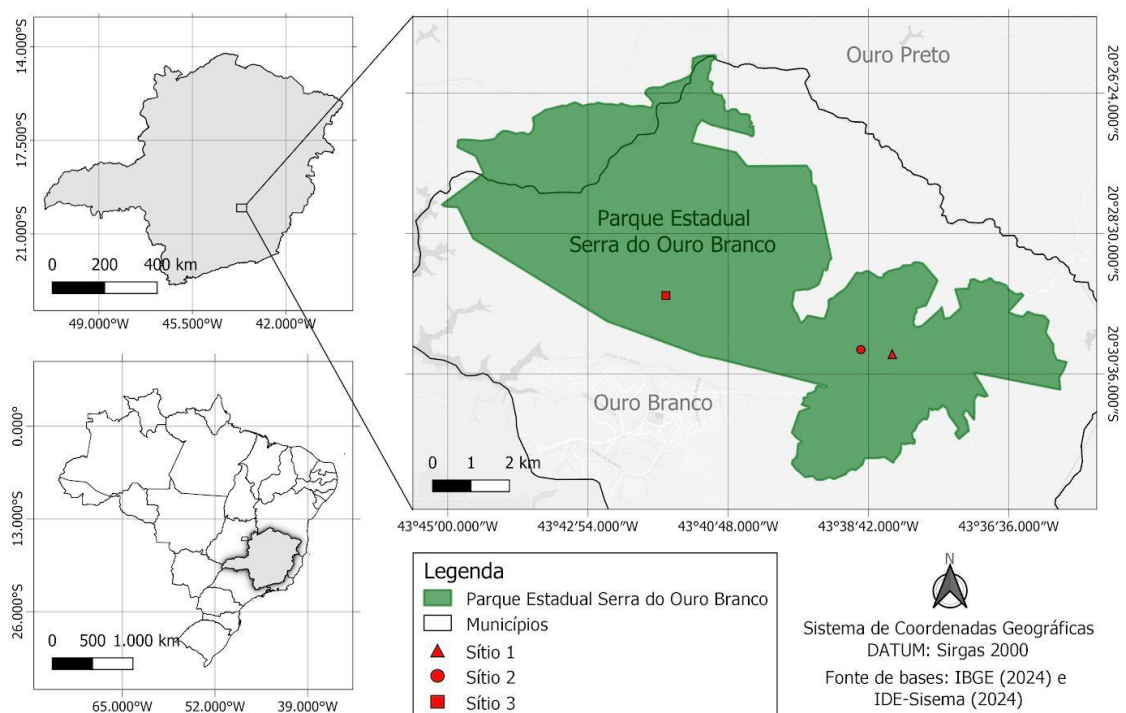


Figura 1 – Mapa do Parque Estadual Serra do Ouro Branco, MG, onde estão plotados os três sítios de coleta.

Análise química dos solos

As amostras de 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. As amostras foram enviadas ao Laboratório do Departamento de Solos da Universidade Federal de Viçosa, para determinação de P, K, Ca, Mg, Al, Fe, pH-H₂O, H+Al, P-rem+ cálculo - SB, t, T, V, m e matéria orgânica.

Quantificação química de alumínio e nutrientes

A quantificação química de alumínio e nutrientes em folhas e caules foi determinada separadamente em cada órgão. Para isso, amostras de folhas e caules de três indivíduos por espécie foram secas em estufa de ventilação forçada a 70°C, até peso constante e triturados em moinho tipo Wiley (3383-L10, 46 Thomas Scientific, EUA). Amostras de 0,2 g foram digeridas em solução nitroperclórica, para quantificação de Al, Fe, P, K, Ca e Mg e em solução sulfúrica, para quantificação de N, segundo protocolo descrito por Tedesco et al. (1995). As concentrações dos elementos foram determinadas utilizando espectrômetro de emissão óptica com plasma acoplado (OPTMA 7300 DV, Perkin Elmer) no DPS/UFV.

Tabela 1 – Espécies da família Melastomataceae coletadas na Serra do Ouro Branco (MG) e descrição do hábito, sítio de origem e substrato coletado.

Nº	Espécie	Hábito	Sítio de origem	Substrato
01	<i>Cambessedesia espora</i> (A.St.-Hil. ex Bonpl.) DC.	Herbáceo	II	A
02	<i>Comolia sessilis</i> (Spreng.) Triana	Herbáceo	II	B
03	<i>Marcetia taxifolia</i> (A.St.-Hil.) DC.	Herbáceo	I	A
04	<i>Miconia albicans</i> (Sw.) Steud.	Arbustivo	II	A
05	<i>Miconia cancellata</i> (Cogn.) R.Goldenb.	Arbustivo	II e III	B
06	<i>Miconia corallina</i> Spring	Arbustivo	I e II	A
07	<i>Miconia ferruginata</i> DC.	Arbustivo	II	A
08	<i>Miconia lacunosa</i> (Cogn.) R.Goldenb.	Arbustivo	III	B
09	<i>Miconia ligustroides</i> (DC.) Naudin	Arbustivo	III	B
10	<i>Miconia pepericarpa</i> DC.	Arbustivo	II	A
11	<i>Miconia</i> sp1	Arbustivo	I	B
12	<i>Miconia</i> sp2	Arbustivo	II	B
13	<i>Microlicia cataphracta</i> (Mart. & Schrank ex DC.) Versiane & R.Romero.	Arbustivo	III	C
14	<i>Microlicia confertiflora</i> Naudin	Herbáceo	III	C
15	<i>Microlicia isophylla</i> DC.	Herbáceo	III	C
16	<i>Microlicia laniflora</i> (D.Don) Baill	Arbustivo	I	A
17	<i>Microlicia parviflora</i> (D.Don) Versiane & R.Romero	Arbustivo	III	C
18	<i>Microlicia warmingiana</i> Cogn.	Herbáceo	III	C
19	<i>Microlicia</i> sp1	Herbáceo	I	C
20	<i>Pleroma cardinale</i> (Bonpl.) Triana	Arbustivo	II	B
21	<i>Pleroma frigidulum</i> (Schrank et Mart. ex DC.) Triana	Herbáceo	III	C
22	<i>Pleroma heteromallum</i> D.Don (D.Don)	Arbustivo	III	B

A,B,C – Especificação do substrato (A – Solo arenoso/pedregoso; B – Afloramento rochoso; C – Solo arenoso/argiloso com acúmulo de matéria orgânica).



Figura 2 – Espécies da família Melastomataceae coletadas na Serra do Ouro Branco (MG). A – *Microlicia isophylla*, B - *Microlicia confertiflora*, C – *Microlicia warmingiana*, D – *Comolia sessilis*, E- *Microlicia* sp1, F – *Pleroma cardinale*, G – *Pleroma heteromallum*; H - *Pleroma frigidulum*, I – *Microlicia cataphracta*, J - *Miconia lacunosa*, K - *Miconia* sp1, L – *Miconia cancellata*, M – *Miconia corallina*, N – *Microlicia laniflora*, O – *Miiconia ferruginata*, P – *Miconia pepericarpa*, Q – *Cambessedesia espora*, R - *Miconia ligustroides*, S – *Marcetia taxifolia*, T - *Miconia* sp2.

Anatomia e histoquímica de folhas e caules

Amostras de folha e caule de três indivíduos foram coletadas em campo e, posteriormente, fixadas em FAA50 (formolaldeído, ácido acético, álcool 50%) (Johansen, 1940) no Laboratório de Anatomia Vegetal da UFV. Após três dias no fixador, as amostras foram estocadas em etanol 70%. Parte do material estocado foi submetido a série etílica crescente com trocas em intervalo de uma hora no vácuo para desidratação, seguida de pré-infiltração em resina + etanol 95% (1:1) e infiltração em resina (Historesin, Leica Instruments, Heidelberg, Alemanha) por 60 dias. Houve troca da resina após um mês de infiltração. As amostras foram, então, emblocadas utilizando moldes de polietileno. Secções transversais de 5 a 8 μm de espessura foram obtidas em micrótomo rotativo de avanço automático (modelo RM2265, Leica Microsystems Inc., Deerfield, USA).

Os cortes foram corados com Azul de Toluidina (pH 4,7), por 10 minutos, para diferenciação dos tecidos. Além disso, foram submetidos aos seguintes testes histoquímicos: 1) Chrome Azurol S 0.5% (Kukachka e Miller 1980) para detecção da presença de Al; 2) Dicromato de Potássio (Gabe, 1968) para detecção de compostos fenólicos; 3) PAS (ácido periódico/reagente de Schiff) (McManus, 1948) para detecção de polissacarídeos e mucilagem; 4) Vermelho Neutro (Kirk, 1970) para visualização da cutícula em fluorescência. Cortes não submetidos à reação foram utilizados como branco do teste, para comparação das colorações encontradas. Por fim, as lâminas foram montadas utilizando Permount (Fisher Scientific Mounting Medium).

As observações e captura de imagens foram realizadas em microscópio de luz (modelo Olympus® AX70TRF) com sistema U-Photo, com câmera digital acoplada (modelo: Zeiss HRC), no Laboratório de Anatomia Vegetal da Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, Brasil.

Análise por espectroscopia de energia dispersiva de raios-X (EDS) acoplada ao microscópio eletrônico de varredura (MEV) -MEV/EDS

Amostras de folhas (limbo e nervura mediana) e de caule, estocadas em etanol 70%, foram submetidas à desidratação em série etílica crescente e secagem ao ponto crítico (aparelho Critical Point Dryer, Modelo CPD 030, Balzers, Liechtenstein). O material foi afixado em suporte e recoberto com carbono (Q150TE). A distribuição de Al, Fe, Ca, Mn e Si, nos tecidos vegetais destes elementos foi determinada em Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV- modelo 1430 VP, LEO, Cambridge, Inglaterra) com sonda de Raio-X

(IXRF systems X-EDS, 15715, Brookford Drive, Houston, TX, 77059) acoplada, no Núcleo de Microscopia e Microanálises da Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, Brasil.

Análises estatísticas

As análises químicas dos solos foram submetidas à análise de variância (ANOVA) seguida de teste de Tukey, com 95% de confiabilidade. Análise de correlação de Pearson foi realizada para avaliar tendências entre os nutrientes nas plantas. Para o teste de correlação, através do valor do coeficiente ρ , assumimos que uma correlação forte é aquela que ρ está entre 0,70 e 1,00 ou -1,00 e -0,70; moderada quando ρ está entre 0,40 e 0,69 ou -0,69 e -0,40; fraca quando ρ está entre 0,00 e 0,39 ou -0,39 e 0. Todas as análises utilizaram o intervalo de confiança de 95% ($\alpha = 0,05\%$) e foram feitas no software R (versão 1.1.463).

Resultados

Foram coletadas 22 espécies da família Melastomataceae na Serra de Ouro Branco (Fig. 2, Tabela 1). Cinco espécies foram encontradas no sítio I, nove no II e dez no III, sendo que a espécie *Miconia cancellata* foi coletada nos sítios II e III e *Miconia corallina* nos sítios I e II. Quanto ao hábito dessas plantas, oito espécies são herbáceas e quatorze são arbustivas. Doze espécies apresentavam a inflorescência com pétalas roxas ou rosas (Fig. 2, A-K) sendo que, exceto *Miconia* sp1, o restante das espécies foram coletadas no terceiro sítio. As outras espécies apresentavam inflorescências com pétalas variando entre branco e amarelo (Fig. 2, M – T).

Análise química dos solos

O resultado da análise química dos solos está detalhado na tabela 2. Os teores de P, K, Ca, Mg e Fe não diferem entre os solos dos sítios estudados. Os níveis de Fe variam de 116,0 a 234,0 mg/dm³. Os solos dos três sítios apresentaram teores de Al que variam de 0,71 a 1,00 cmol/dm³ e índice de saturação pelo metal acima de 70%. Não foi possível diferenciar os sítios em relação aos níveis de Al no solo, visto que a concentração média não difere entre eles.

Os solos da Serra do Ouro Branco apresentam pH variando de 4,5 a 5,0. Houve diferença significativa entre o pH dos solos dos sítios I e III, sendo o terceiro mais ácido. A capacidade total de troca catiônica foi baixa em todos os solos, bem como o acúmulo de matéria orgânica que, apesar de ser maior no sítio III, não diferiu estatisticamente entre as

áreas. O P-rem é de 45,57 mg/L; 41,00 mg/L e 39,90 mg/L para os solos I, II e III, respectivamente.

Quantificação química de alumínio e nutrientes nas plantas

Os resultados da análise química da parte aérea estão detalhados na tabela 3. A análise mostrou o acúmulo de alumínio por todas as espécies, sendo que as maiores concentrações foliares foram evidenciadas por *Microlicia cataphracta*, *Pleroma frigidulum* e *Miconia cancellata* com 22,20; 27,74 e 10,00 g/kg⁻¹ de Al nas folhas, respectivamente. O menor teor de Al nas folhas foi de 1,46 g/kg⁻¹ em *Miconia ligustroides*. Os caules também apresentaram elevadas concentrações do metal, sendo o maior teor observado em *Miconia ferruginata* (10,26 g/kg⁻¹), enquanto o menor foi de 1,52 g/kg⁻¹, em *Pleroma cardinale*.

Nas folhas, a concentração de ferro variou de 0,36 a 7,49 g/kg⁻¹ e nos caules de 0,16 a 2,99 g/kg⁻¹. A maior concentração, em ambos os órgãos, foi pertencente à *Marcetia taxifolia*. Todas as espécies apresentaram baixos níveis de P, K e Mg, independente do órgão. O P foi o nutriente que apresentou menores teores nas espécies analisadas, variando entre 0,02 e 0,06 dag/kg⁻¹ nas folhas e 0,01 e 0,03 dag/kg⁻¹ nos caules. O K e o Mg obtiveram maior variação, oscilando de 0,30 a 0,89 dag/kg⁻¹ de K e 0,04 a 0,17 dag/kg⁻¹ de Mg nas folhas; e 0,22 a 0,94 dag/kg⁻¹ de K e 0,02 a 0,22 dag/kg⁻¹ de Mg nos caules.

As maiores concentrações de Ca foram observadas nas folhas de *Pleroma frigidulum* (1,88 dag/kg⁻¹), *Microlicia cataphracta* (1,24 dag/kg⁻¹), *Miconia cancellata* (1,19 dag/kg⁻¹), *Pleroma heteromallum* (1,11 dag/kg⁻¹), *Miconia pepericarpa* (1,09 dag/kg⁻¹) e *Pleroma cardinale* (1,02 dag/kg⁻¹); e nos caules de *Pleroma heteromallum* (1,39 dag/kg⁻¹), *Miconia cancellata* (1,17 dag/kg⁻¹), *Miconia ferruginata* (1,15 dag/kg⁻¹) e *Miconia* sp1 (0,99 dag/kg⁻¹). Já as menores concentrações de Ca foram observadas nas folhas de *Microlicia laniflora* (0,22 dag/kg⁻¹), *Microlicia parviflora* (0,25 dag/kg⁻¹), *Comolia sessilis* (0,33 dag/kg⁻¹) e *Microlicia isophylla* (0,33 dag/kg⁻¹); e nos caules de *Comolia sessilis* (0,10 dag/kg⁻¹), *Microlicia isophylla* (0,10 dag/kg⁻¹) e *Microlicia warmingiana* (0,11 dag/kg⁻¹).

O teste de correlação não indicou nenhuma tendência clara, mas apontou que o Al se correlacionou positivamente com o Ca nas folhas de nove espécies e nos caules de outras onze espécies.

Tabela 2 – Teor de nutrientes e características químicas dos solos de três sítios da Serra do Ouro Branco, em profundidade de 0 a 15 cm. (pH (H₂O) = em água; Al = alumínio; P = fósforo; K =potássio; Ca²⁺ = cálcio; Mg²⁺ = magnésio; Fe = ferro; H+Al = acidez potencial; SB = soma de bases; T = capacidade de troca de cátions (CTC) total; t = CTC efetiva; V = saturação por bases; m = índice de saturação de alumínio; MO = matéria orgânica; P-rem = fósforo remanescente. Médias seguidas por letras iguais nas linhas não diferem a 5% de probabilidade

	Sítio		
	I	II	III
pH (H₂O)	4,96 ± 0,16 a	4,75 ± 0,09 ab	4,50 ± 0,18 b
H+Al (cmol_c/dm³)	2,33 ± 0,66 a	3,17 ± 0,32 a	4,23 ± 1,10 a
Al (cmol_c/dm³)	0,71 ± 0,35 a	1,00 ± 0,14 a	0,96 ± 0,25 a
P (mg/dm³)	1,17 ± 0,05 a	0,90 ± 0,17 a	1,47 ± 0,47 a
K (mg/dm³)	33,67 ± 7,57 a	38,67 ± 2,51 a	33,67 ± 8,08 a
Ca²⁺ (cmol_c/dm³)	0,12 ± 0,02 a	0,11 ± 0,03 a	0,12 ± 0,02 a
Mg²⁺ (cmol_c/dm³)	0,04 ± 0,01 a	0,04 ± 0,01 a	0,03 ± 0,01 a
Fe (mg/dm³)	116,2 ± 61,22 a	135,0 ± 19,42 a	233,83 ± 50,33 a
SB (cmol_c/dm³)	0,25 ± 0,03 a	0,25 ± 0,02 a	0,23 ± 0,05 a
t (cmol_c/dm³)	0,96 ± 0,37 a	1,25 ± 0,14 a	1,19 ± 0,31 a
T (cmol_c/dm³)	2,58 ± 0,69 a	3,42 ± 0,32 a	4,47 ± 1,16 a
V (%)	9,87 ± 1,86 a	7,33 ± 0,89 ab	5,27 ± 0,35 b
m (%)	71,73 ± 9,76 a	79,90 ± 2,87 a	80,37 ± 1,50 a
MO (dag/kg)	1,53 ± 0,64 a	1,79 ± 0,37 a	1,84 ± 0,32 a
P-rem (mg/L)	45,57 ± 3,76 a	41,00 ± 1,48 a	39,90 ± 6,86 a

Tabela 3 – Quantificação química de alumínio, ferro e macronutrientes em folhas e caules de 22 espécies da família Melastomataceae, ocorrentes na Serra de Ouro Branco (MG). (Média ± desvio padrão)

Nº	Espécie	Órgão	Al (g/kg)	Fe (g/kg)	P (dag/kg)	K (dag/kg)	Ca (dag/kg)	Mg (dag/kg)
01	<i>Cambessedesia espora</i>	Folha	*	*	*	*	*	*
		Caule	*	*	*	*	*	*
02	<i>Comolia sessilis</i>	Folha	6,84± 2,50	0,74±1,10	0,03±0,002	0,35±0,09	0,33±0,06	0,12±0,06
		Caule	1,79±0,53	0,43±0,28	0,01±0,002	0,15±0,08	0,10±0,04	0,05±0,01
03	<i>Marcetia taxifolia</i>	Folha	8,86±0,57	7,49±1,15	0,05±0,007	1,15±0,02	0,66±0,04	0,38±0,10
		Caule	2,94±0,56	2,99±0,37	0,02±0,005	0,36±0,04	0,18±0,02	0,05±0,01
04	<i>Miconia albicans</i>	Folha	5,00±0,60	0,51±0,14	0,04±0,002	0,46±0,04	0,57±0,03	0,08±0,01
		Caule	4,62±0,34	0,16±0,05	0,03±0,001	0,94±0,16	0,60±0,07	0,09±0,01
05	<i>Miconia cancellata</i>	Folha	10,00±1,88	0,90±0,16	0,04±0,006	0,65±0,06	1,19±0,16	0,04±0,01
		Caule	3,14±0,17	0,35±0,06	0,02±0,004	0,87±0,18	1,17±0,06	0,02±0,01
06	<i>Miconia corallina</i>	Folha	7,82±1,89	1,24±0,49	0,03±0,003	0,49±0,07	0,80±0,22	0,08±0,02
		Caule	8,83±2,57	0,83±0,03	0,02±0,005	0,57±0,16	1,11±0,14	0,08±0,02
07	<i>Miconia ferruginata</i>	Folha	5,04±0,88	0,99±0,15	0,03±0,001	0,49±0,09	0,59±0,22	0,17±0,03
		Caule	10,26±2,59	0,57±0,40	0,03±0,011	0,73±0,41	1,15±0,44	0,22±0,04
08	<i>Miconia lacunosa</i>	Folha	5,86±0,83	1,70±0,42	0,05±0,008	0,54±0,13	0,69±0,07	0,05±0,0042
		Caule	2,14±0,71	0,48±0,32	0,03±0,003	0,49±0,08	0,65±0,19	0,03±0,01
09	<i>Miconia ligustroides</i>	Folha	1,46±0,78	0,64±0,15	0,03±0,004	0,44±0,08	0,35±0,21	0,07±0,03
		Caule	1,75±0,71	0,66±0,28	0,02±0,002	0,50±0,06	0,26±0,11	0,04±0,02
10	<i>Miconia pepericarpa</i>	Folha	4,39±1,74	0,74±0,11	0,03±0,003	0,41±0,09	1,09±0,04	0,14±0,04
		Caule	3,31±1,56	0,36±0,06	0,02±0,001	0,34±0,03	0,56±0,11	0,08±0,03
11	<i>Miconia sp1</i>	Folha	8,72±1,59	0,93±0,14	0,02±0,003	0,37±0,13	0,76±0,15	0,07±0,03
		Caule	7,85±1,14	0,54±0,12	0,02±0,007	0,48±0,17	0,99±0,05	0,08±0,01

12	<i>Miconia</i> sp2	Folha	5,21±1,92	0,36±0,14	0,05±0,010	0,64±0,04	0,48±0,14	0,15±0,03
		Caule	3,44±1,43	0,32±0,05	0,02±0,003	0,64±0,10	0,60±0,14	0,09±0,01
13	<i>Microlicia cataphracta</i>	Folha	22,20±2,55	0,54±0,14	0,03±0,001	0,48±0,02	1,24±0,36	0,12±0,03
		Caule	6,90±1,43	0,56±0,08	0,01±0,001	0,27±0,05	0,33±0,18	0,10±0,05
14	<i>Microlicia confertiflora</i>	Folha	7,87±0,35	0,50±0,09	0,07±0,008	0,74±0,13	0,61±0,02	0,24±0,05
		Caule	2,22±0,19	0,50±0,07	0,03±0,004	0,36±0,04	0,18±0,03	0,05±0,004
15	<i>Microlicia isophylla</i>	Folha	6,84±0,52	0,74±0,26	0,03±0,005	0,35±0,02	0,33±0,09	0,12±0,04
		Caule	1,79±0,70	0,43±0,10	0,01±0,003	0,15±0,04	0,10±0,04	0,05±0,01
16	<i>Microlicia laniflora</i>	Folha	4,84±1,34	1,64±0,12	0,02±0,005	0,30±0,05	0,22±0,03	0,08±0,02
		Caule	4,68±1,28	0,97±0,14	0,01±0,001	0,22±0,06	0,17±0,07	0,09±0,01
17	<i>Microlicia parviflora</i>	Folha	6,20±1,50	1,28±0,55	0,06±0,014	0,89±0,28	0,25±0,07	0,15±0,04
		Caule	4,84±0,58	0,66±0,24	0,02±0,009	0,27±0,09	0,13±0,05	0,05±0,01
18	<i>Microlicia warmingiana</i>	Folha	2,09±0,32	1,11±0,47	0,04±0,003	0,67±0,11	0,42±0,01	0,23±0,03
		Caule	1,65±0,29	0,74±0,22	0,02±0,008	0,36±0,13	0,11±0,03	0,05±0,02
19	<i>Microlicia</i> sp1	Folha	*	*	*	*	*	*
		Caule	*	*	*	*	*	*
20	<i>Pleroma cardinale</i>	Folha	6,27±0,40	2,29±0,39	0,04±0,009	0,60±0,06	1,02±0,15	0,09±0,01
		Caule	1,52±0,37	1,88±0,27	0,03±0,007	0,42±0,09	0,44±0,06	0,04±0,01
21	<i>Pleroma frigidulum</i>	Folha	27,74±0,90	0,67±0,46	0,05±0,006	0,65±0,08	1,88±0,35	0,13±0,03
		Caule	7,17±0,45	0,16±0,10	0,02±0,002	0,41±0,10	0,52±0,15	0,18±0,01
22	<i>Pleroma heteromallum</i>	Folha	4,62±0,49	1,51±0,10	0,12±0,036	0,96±0,21	1,11±0,36	0,20±0,02
		Caule	1,66±0,16,	0,78±0,21	0,07±0,025	0,81±0,16	1,39±0,86	0,12±0,03

* Espécies cuja quantificação química foi realizada em amostras compostas; em todas elas foram obtidos valores para Al ≥ 1 g.kg⁻¹.

Tabela 4 – Correlação entre Al, macronutrientes e ferro em folha e caule das 22 espécies da família Melastomataceae, ocorrentes na Serra de Ouro Branco (MG).

Nº	Espécie	Órgão	P	K	Ca	Mg	Fe
01	<i>Cambessedesia espora</i>	Folha	*	*	*	*	*
		Caule	*	*	*	*	*
02	<i>Comolia sessilis</i>	Folha	-0,75	-0,79	-0,13	-0,92	0,98
		Caule	-1,00	0,90	0,97	-0,88	-0,81
03	<i>Marcetia taxifolia</i>	Folha	0,20	-0,19	-0,94	0,52	-0,99
		Caule	-0,40	0,52	0,52	-0,96	0,42
04	<i>Miconia albicans</i>	Folha	0,04	0,53	0,64	0,16	-0,68
		Caule	-0,83	-0,78	0,91	0,75	0,75
05	<i>Miconia cancellata</i>	Folha	-0,63	0,48	1,00	0,33	0,22
		Caule	0,00	0,85	0,54	-0,96	-0,02
06	<i>Miconia corallina</i>	Folha	0,09	0,52	0,96	0,85	0,92
		Caule	-1,00	-0,99	0,63	-1,00	0,90
07	<i>Miconia ferruginata</i>	Folha	-0,64	-0,90	0,98	1,00	0,23
		Caule	-0,97	-0,77	0,33	-0,35	0,88
08	<i>Miconia lacunosa</i>	Folha	-0,98	-0,95	-0,41	0,18	-0,93
		Caule	0,50	-0,02	0,99	0,76	0,22
09	<i>Miconia ligustroides</i>	Folha	0,99	0,90	0,95	0,88	0,98
		Caule	0,90	1,00	0,99	1,00	1,00
10	<i>Miconia pepericarpa</i>	Folha	0,91	0,03	-0,17	0,60	-0,86
		Caule	-0,07	0,98	0,37	0,86	0,30
11	<i>Miconia sp1</i>	Folha	-0,35	0,84	0,92	-0,57	0,99
		Caule	0,34	0,70	1,00	0,86	0,73

12	<i>Miconia</i> sp2	Folha	1,00	0,98	0,85	0,99	0,73
		Caule	0,03	-0,13	0,96	0,92	0,02
13	<i>Microlicia cataphracta</i>	Folha	-0,93	-0,03	0,95	0,94	0,83
		Caule	0,69	0,99	0,95	0,99	0,41
14	<i>Microlicia confertiflora</i>	Folha	1,00	-0,33	-0,73	-0,24	0,61
		Caule	0,96	0,89	0,86	0,96	0,68
15	<i>Microlicia isophylla</i>	Folha	-0,87	-0,99	0,51	-0,72	-0,91
		Caule	0,94	0,93	0,93	0,73	1,00
16	<i>Microlicia laniflora</i>	Folha	-0,82	-0,87	0,93	-0,90	-0,82
		Caule	-0,82	-0,87	0,93	-0,90	-0,82
17	<i>Microlicia parviflora</i>	Folha	0,80	0,09	0,47	-0,31	-0,53
		Caule	0,99	0,97	0,98	0,88	-0,49
18	<i>Microlicia warmingiana</i>	Folha	-0,42	0,52	-0,74	-1,00	0,23
		Caule	0,96	0,97	0,96	0,96	-0,55
19	<i>Microlicia</i> sp1	Folha	*	*	*	*	*
		Caule	*	*	*	*	*
20	<i>Pleroma cardinale</i>	Folha	-1,00	-0,90	0,65	-1,00	-0,96
		Caule	0,98	0,98	0,60	1,00	0,87
21	<i>Pleroma frigidulum</i>	Folha	0,41	0,48	-0,56	0,80	-0,33
		Caule	-0,56	0,79	-0,40	1,00	0,53
22	<i>Pleroma heteromallum</i>	Folha	0,80	0,92	0,98	-0,55	-1,00
		Caule	-0,53	-0,27	-0,48	-0,90	-0,60

* Espécies cujo teste de correlação não pôde ser aplicado, devido a não aplicação estatística para as análises de quantificação dos elementos químicos.

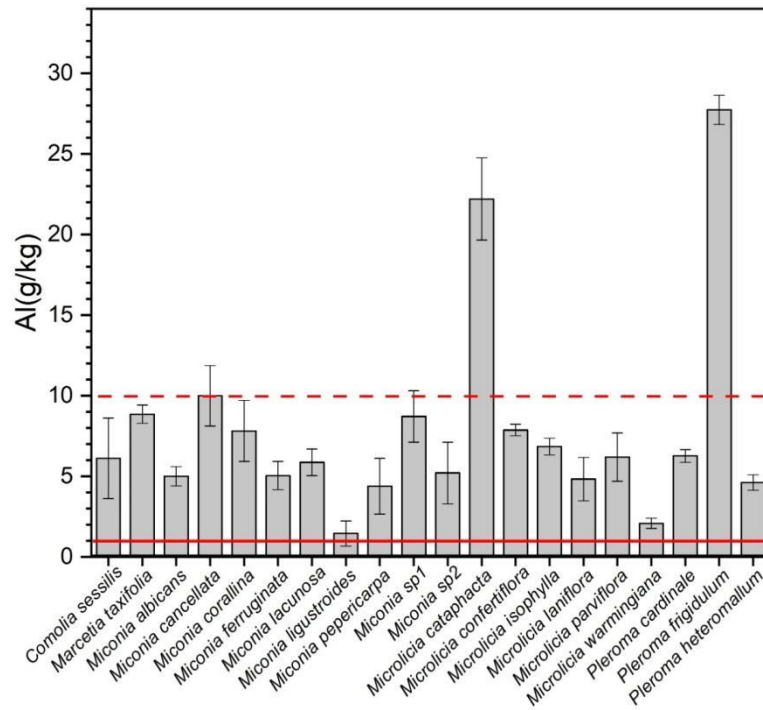


Figura 3 – Concentração foliar de alumínio em Melastomataceae ocorrentes na Serra de Ouro Branco.

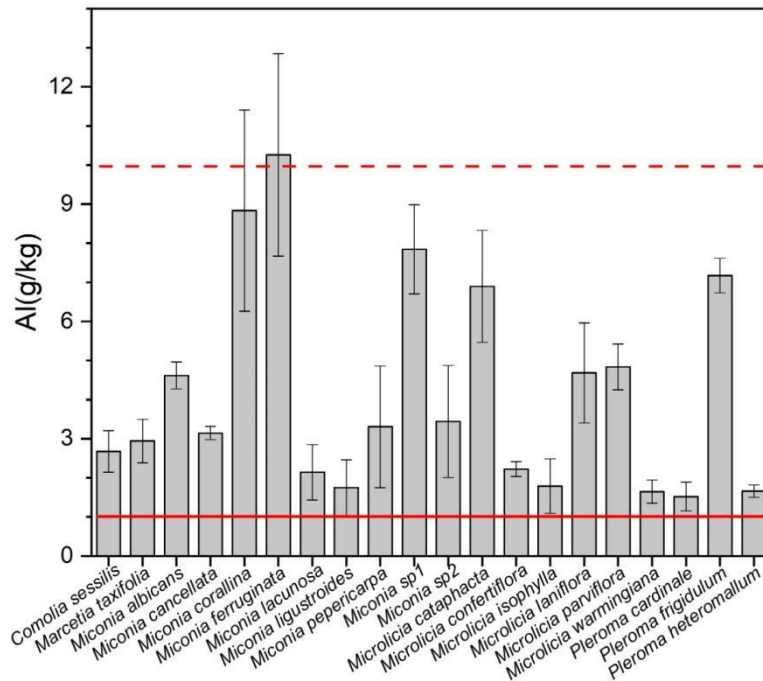


Figura 4– Concentração de alumínio nos caules de Melastomataceae ocorrentes na Serra de Ouro Branco.

Caracterização anatômica de folhas e caules

As espécies apresentam epiderme foliar unisseriada, exceto *Miconia lacunosa* e *Pleroma cardinale*. A epiderme de *Pleroma cardinale* possui duas camadas, enquanto em *Miconia lacunosa* observa-se alternância entre regiões com uma ou duas camadas. A maioria das espécies apresentou células epidérmicas volumosas com parede pericilinal externa espessa. As folhas são, em geral, hipoestomáticas, exceto em *Microlicia confertiflora*, *Microlicia warmingiana* e *Microlicia* sp1 que são anfiestomáticas.

As folhas de *Cambessedesia espora*, *Miconia ligustroides*, *Miconia* sp2, *Microlicia cataphracta*, *Microlicia confertiflora* e *Microlicia isophylla* são glabras. Já *Miconia pepericarpa* e *Pleroma frigidulum* possuem tricomas na face abaxial e o restante das espécies possuem em ambas as faces da folha. Não foi possível observar a forma destes tricomas, uma vez que o processamento do material prejudicou a observação das estruturas. Contudo a formação de indumento pelos tricomas foi observada em *Miconia albicans*, *Miconia corallina*, *Miconia ferruginata*, *Miconia pepericarpa* e *Miconia* sp1. Emergências foram observadas em *Miconia cancellata*, *Miconia lacunosa* (Fig. 5 – A), *Pleroma cardinale* e *Pleroma heteromallum*.

O mesofilo de *Cambessedesia espora*, *Microlicia cataphracta*, *Microlicia confertiflora*, *Microlicia warmingiana* (Fig. 5 – B) e *Microlicia* sp1 é isobilateral, enquanto nas demais espécies é dorsiventral. Das que possuem mesofilo dorsiventral, em *Miconia albicans*, *Miconia ferruginata*, *Miconia cancellata* (Fig. 5 – C), *Miconia corallina*, *Miconia lacunosa*, *Miconia* sp1, *Miconia* sp2, *Pleroma frigidulum* e *Microlicia laniflora* observa-se mais de uma camada de parênquima paliçádico, que variam de duas a quatro camadas de células. Em todas as espécies foram observados idioblastos cristalíferos contendo drusas (Fig. 5 – C). Em *Pleroma frigidulum* observa-se extensão de bainha nos feixes vasculares, distribuídos por todo o limbo foliar. Feixes de fibras foram observados adjacentes à epiderme abaxial de *Miconia pepericarpa* e na margem de *Microlicia cataphracta* (Fig. 5 – D).

Na nervura mediana, observaram-se feixes colaterais em *Cambessedesia espora*, *Microlicia cataphracta*, *Microlicia confertiflora*, *Marcetia taxifolia*, *Microlicia warmingiana*, *Microlicia* sp1 e biclateral para o restante das espécies. Esclereídes estão presentes na nervura mediana de *Miconia albicans*, *Miconia ferruginata*, *Microlicia laniflora*, *Microlicia parviflora*, *Miconia lacunosa*, *Pleroma frigidulum*, *Microlicia confertiflora*, *Miconia* sp1, *Miconia ligustroides* e *Pleroma cardinale*.

O caule de todas as espécies é revestido por uma epiderme unisseriada, de parede periclinal externa espessa (Fig. 5 – E). A maioria das espécies apresentam tricomas nos caules, estando a estrutura ausente apenas em *Microlicia cataphracta*, *Miconia pepericarpa*, *Miconia sp2*, *Miconia ligustroides*, *Microlicia confertiflora* e *Microlicia isophylla*. No córtex de todas as espécies observou-se inúmeros cristais de oxalato de cálcio do tipo drusa (Fig. 5 – E e F). *Cambessedesia espora*, *Pleroma cardinale*, *Comolia sessilis*, *Microlicia isophylla* e *Microlicia sp1* apresentaram uma camada estreita de córtex, que indicava compressão pelo desenvolvimento dos tecidos secundários. Exceto em *Cambessedesia espora* e *Microlicia cataphracta*, o restante das espécies apresentava muitas esclereides no córtex, isoladas ou formando camadas que separavam o córtex de origem fundamental dos tecidos vasculares (Fig. 5 – E). A medula era composta, majoritariamente, por tecido parenquimático, contendo muitas esclereides e drusas (Fig. 5 – G). Feixes vasculares medulares foram observados em *Comolia sessilis*, *Miconia ferruginata*, *Miconia albicans*, *Miconia pepericarpa*, *Miconia lacunosa*, *Pleroma cardinale*, *Miconia cancellata*, *Miconia sp1*, *Miconia sp2* (Fig. 5 – E), *Miconia corallina*, *Pleroma heteromallum*.

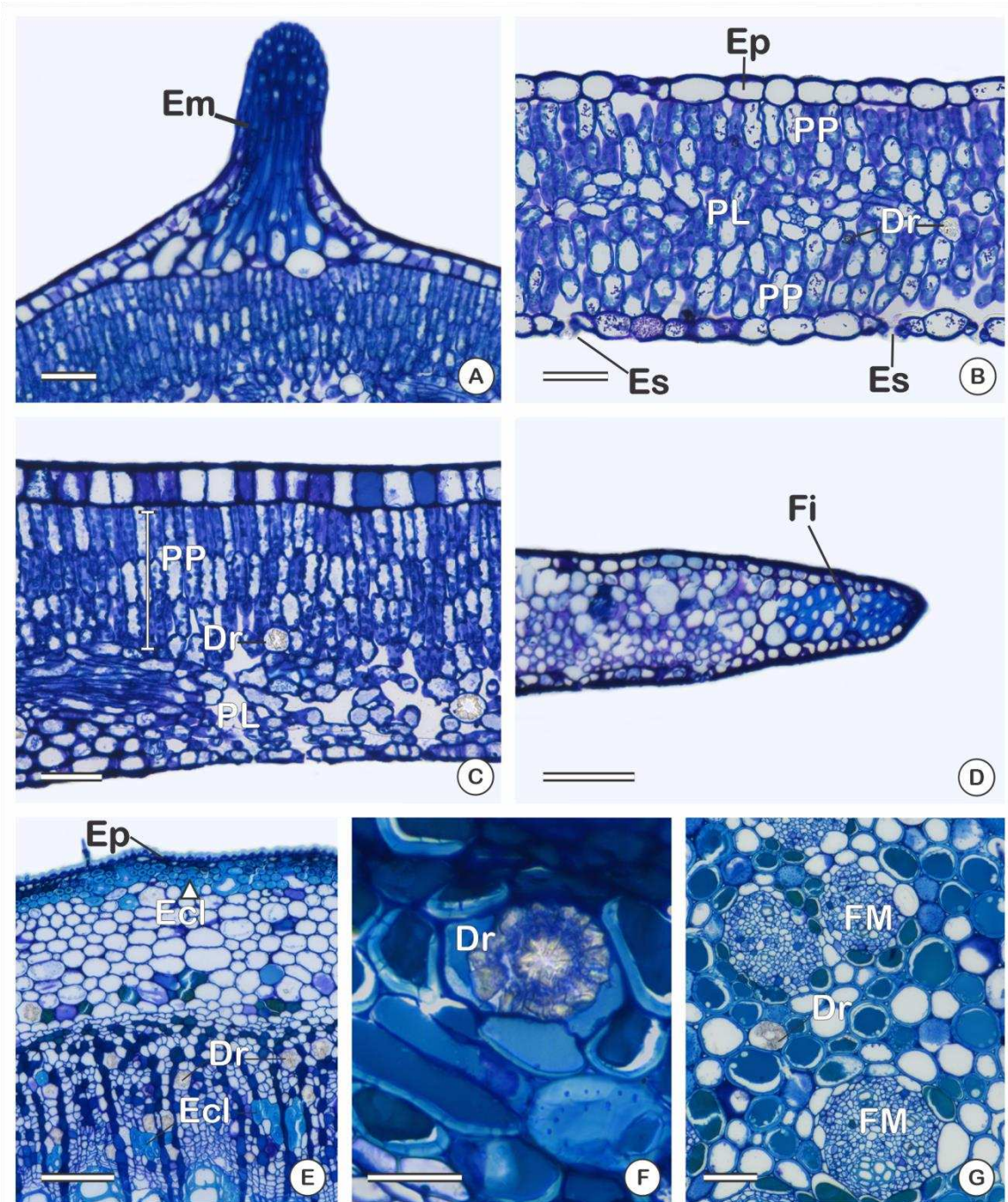


Figura 5 – Anatomia foliar e caulinar de espécies de Melastomataceae, ocorrentes na Serra de Ouro Branco. A-D – folha; F-H – caule. A – *Miconia lacunosa*; B – *Microlicia warmingiana*; C – *Miconia cancellata*; D – *Microlicia cataphracta*; E – *Miconia albicans*; F – *Miconia* sp2; G – *Miconia* sp2. Em – emergência; Ep – epiderme; PP – parênquima paliçádico; PL – parênquima lacunoso; Dr – drusa; Es – estômato; Fi – fibras; Ecl – esclereides; FM – feixes medulares. Escalas: F – 30 μ m; A, B,C – 50 μ m; D, E G – 100 μ m.

Histoquímica para detecção de alumínio, compostos fenólicos e mucilagens

Histolocalização de Al nas folhas

O Al foi evidenciado em diferentes tipos celulares, organelas e compostos orgânicos, nas folhas das espécies analisadas. Na tabela 4 estão reunidos os dados sobre a presença ou ausência do metal e intensidade da reação. O resultado positivo para o teste histoquímico, utilizando Chrome Azurol S, é evidenciado pela cor azul a roxo.

O Al está presente na epiderme foliar das espécies analisadas, exceto em *Miconia albicans* e *Miconia ferruginata*. O elemento foi encontrado na camada mais externa da parede periclinal externa (PPE), a cutícula propriamente dita de *Cambessedesia spora* (Fig. 6 – A), *Miconia lacunosa* e *Miconia cancellata* e no restante das espécies ficou restrito as regiões mais internas da PPE, como observado em *Miconia pepericarpa* (Fig. 6 – B).

Os estômatos foram sítios de acúmulo do metal da maioria das espécies, sendo detectado na parede celular, no conteúdo e nos cloroplastos das células-guarda (Fig. 6 - A). Das espécies que possuem tricomas (Fig. 6 – C), apenas *Comolia sessilis* não apresentou reação positiva para Al. Em *Microlicia parviflora* o Al foi evidenciado nos tricomas glandulares. Em *Miconia lacunosa*, *Miconia cancellata* e *Pleroma cardinale* o Al foi detectado nas emergências (Fig. 6 – D), tanto na parede celular, quanto no conteúdo e núcleo das células.

No mesofilo, o metal foi observado nos parênquimas paliçádico e lacunoso (Fig. 6 – E), estando presente nas paredes celulares, núcleos e cloroplastos (Fig. 6 – F), exceto em *Comolia sessilis*, *Marcetia taxifolia* e *Miconia ligustroides*.

Na nervura mediana, o Al foi evidenciado no colênquima, estando presente na parede celular, no conteúdo citoplasmático e, quando possível observar, nos núcleos. O conteúdo das esclereides de *Miconia lacunosa* (Fig. 6 – G) foram também sítios de acúmulo do metal. Nos cristais de oxalato de cálcio não foi detectada a presença de Al.

Nos feixes vasculares das espécies analisadas, o metal não foi evidenciado na parede das células condutoras do xilema, mas foi detectado nas células parenquimáticas associadas (Fig. 6 – H). Em contrapartida, o floema foi sítio de acúmulo em todas as espécies, tanto nas paredes celulares, quanto no conteúdo dos elementos crivados e células parenquimáticas (Fig. 6 – H).

Histolocalização de Al nos caules

Nos caules de *Comolia sessilis*, *Microlicia confertiflora*, *Miconia ligustroides*, *Microlicia warmingiana*, *Pleroma cardinale*, e *Pleroma heteromallum* não foram detectados sítios com a presença de Al. Nas demais 16 espécies observamos diferentes resultados na reação com o Chrome Azurol S, que estão detalhados na tabela 5, relatando a presença ou ausência do metal e a intensidade da reação.

O Al está presente na parede e conteúdo celular da epiderme da maioria das espécies (Fig. 7 – A e C), estando ausente somente em *Miconia lacunosa* (Fig. 7 – B) e *Miconia* sp2. Assim como ocorreu nas folhas, a observação dos tricomas foi prejudicada pelo processamento do material. Entretanto, exceto em *Miconia lacunosa*, o restante das espécies que possuía a estrutura apresentou reação positiva para o Al (Fig. 7 – C).

No córtex, o Al foi observado: no parênquima (Fig. 7 – D e F), exceto em *Miconia lacunosa*; na parede celular colênquima de *Microlicia cataphracta*, *Miconia albicans*, *Miconia ferruginata* e *Miconia* sp1 (Fig. 7 – A); sendo que nas demais espécies não há a presença do tecido. Ainda no córtex, o Al foi evidenciado no núcleo da maioria das espécies (Fig. 7 – D) e no conteúdo celular de esclereídes em *Miconia albicans*, *Miconia cancellata*, *Miconia coralina* (Fig. 7 – E), *Miconia ferruginata*, *Miconia* sp2, e *Pleroma frigidulum*.

Nos tecidos vasculares secundários, o Al está ausente nos elementos de vaso e presente nas células dos raios do xilema (Fig. 7 – F), onde foi evidenciado na parede e conteúdo celular da maioria das espécies. No floema, tanto nas células de condução, quanto nos raios parenquimáticos, observou-se a presença do metal (Fig. 7 – F). As células do câmbio vascular também apresentaram reação positiva. Nos núcleos do floema e no câmbio também se registrou a presença de Al.

Na medula, o Al está presente na maioria das espécies, tanto nos tecidos fundamentais (Fig. 7 – G), quanto no floema e parênquima dos feixes medulares (Fig. 7 – H), sendo que nestes feixes, está ausente somente no xilema.

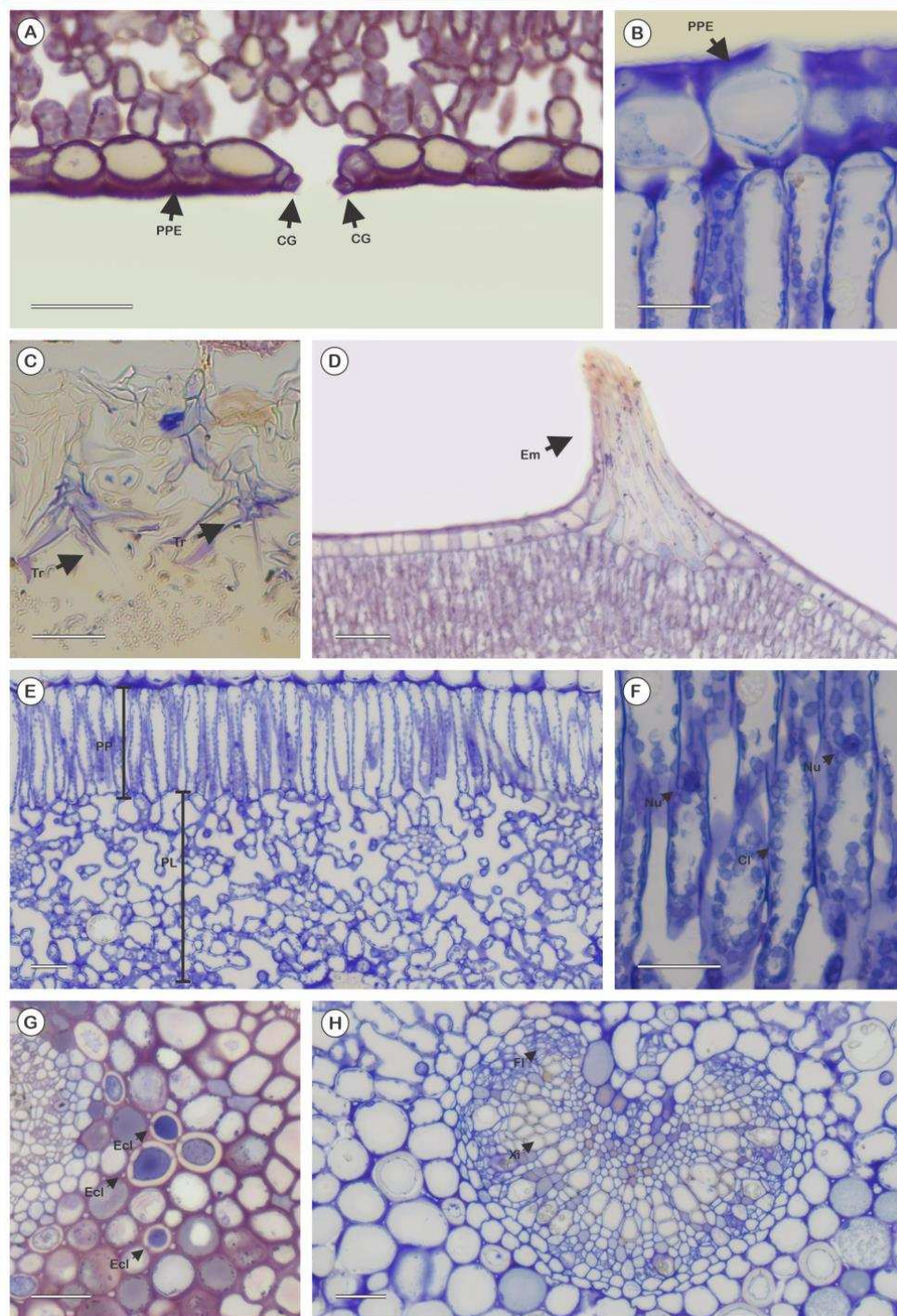


Figura 6 - Detecção de alumínio em folhas das espécies de Melastomataceae, ocorrentes na Serra de Ouro Branco, utilizando teste histoquímico com Chrome Azurol S (reação positiva=coloração azul a roxo). Cortes transversais. A: *Cambessedesia espora*; B, E,F,H: *Miconia pepericarpa*; C: *Pleroma frigidulum*; D, G: *Miconia lacunosa*. PPE = parede periclinal externa; CG = Célula-guarda; Tr = tricoma; Em = emergência; PP = parênquima paliçádico; PL = Parênquima lacunoso; Nu = núcleo; Cl = cloroplastos; Ecl = esclereides; Fl = floema; Xi = xilema. Escalas: B,F - 30 μm; A,C, D, E,G, H - 50μm.

Tabela 4 – Sítios de acúmulo de alumínio, identificados pelo teste com Chrome azulol S, em folhas de 22 espécies da família Melastomataceae, ocorrentes na Serra do Ouro Branco. (PC = parede celular; Con = conteúdo; Es = estômato; Tr = tricoma; Em = emergência; PP = parênquima paliçádico; PL = parênquima lacunoso; FV = feixe vascular; Xi = xilema; Fl = floema; Ecl = esclereides; TF = tecidos fundamentais; Co = colênquima; Esc = esclerênquima; Fi = fibras Nu = núcleo; Cl= cloroplasto; +++ = reação forte; ++ = reação moderada; + = reação fraca; - = negativo; X = ausência da estrutura).

		FOLHA															
Espécies		Epiderme				Mesofilo				FV			TF		Organelas		
		PC	Con	Es		Tr	Em	PP	PL	Xi	Fl	Ecl	Co	Esc	Fi	Nu	Cl
PC	Con																
01	<i>Cambessedesia espora</i>	+++	++	++ +	+++	X	X	+++	++ +	-	++ +	X	X	X	X	+++	++ +
02	<i>Comolia sessilis</i>	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	X	X	X	X	-	-
03	<i>Marcetia taxifolia.</i>	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	X	X	X	X	-	-
04	<i>Miconia albicans</i>	+++	+++	++ +	+++	-	X	-	++ +	-	+	X	X	-	X	+++	++ +
05	<i>Miconia cancellata</i>	+++	-	+	+	-	+++	+++	++ +	-	++ +	-	X	X	-	+++	++ +
06	<i>Miconia corallina</i>	+++	+++	++ +	+++	-	X	+++	++ +	-	+	X	X	X	X	+++	++ +
07	<i>Miconia ferruginata</i>	-	-	+	+	-	X	-	++ +	-	+	-	X	X	-	+++	++ +
08	<i>Miconia lacunosa</i>	+++	-	++ +	+	-	+++	+++	++ +	-	++ +	+++	X	X	X	+	+
09	<i>Miconia ligustroides</i>	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	X	X	X	X	-	-
10	<i>Miconia pepericarpa</i>	+++	+	++ +	+++	-	X	+++	++ +	-	++ +	X	X	X	-	+++	++ +
11	<i>Miconia sp1</i>	+++	+++	++ +	+++	-	X	+++	++ +	-	++	-	X	X	X	+++	++ +
12	<i>Miconia sp2</i>	+	+	+	-	X	X	+	+	-	+	X	X	X	X	+	+
13	<i>Microlicia cataphracta</i>	+++	++	++ +	+++	X	X	+++	++ +	-	++ +	X	X	X	-	+++	++ +
14	<i>Microlicia confertiflora</i>	+++	+	+	+	-	X	+	+	-	+	X	X	X	X	+	+
15	<i>Microlicia isophylla</i>	+	+	+	+	X	X	+	+	-	+	X	X	X	X	+	+

16	<i>Microlicia laniflora</i>	+++	+++	++ +	+++	+	X	-	++ +	-	++ +	+++	X	X	X	+++	++ +
17	<i>Microlicia parviflora</i>	+++	-	++ +	-	+	X	+++	++ +	-	++ +	+++	X	X	X	+++	++ +
18	<i>Microlicia warmingiana</i>	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	X	X	X	X	-	-
19	<i>Microlicia sp1</i>	+++	+++	++ +	+++	X	X	-	++ +	-	++ +	X	X	X	X	+++	++ +
20	<i>Pleroma cardinale</i>	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	X	X	-	+	+
21	<i>Pleroma frigidulum</i>	-	-	+	+	+	X	-	+	-	-	X	X	X	X	+	+
22	<i>Pleroma heteromallum</i>	+	-	+	+	-	+	+	+	-	++	-	X	X	X	+++	++ +

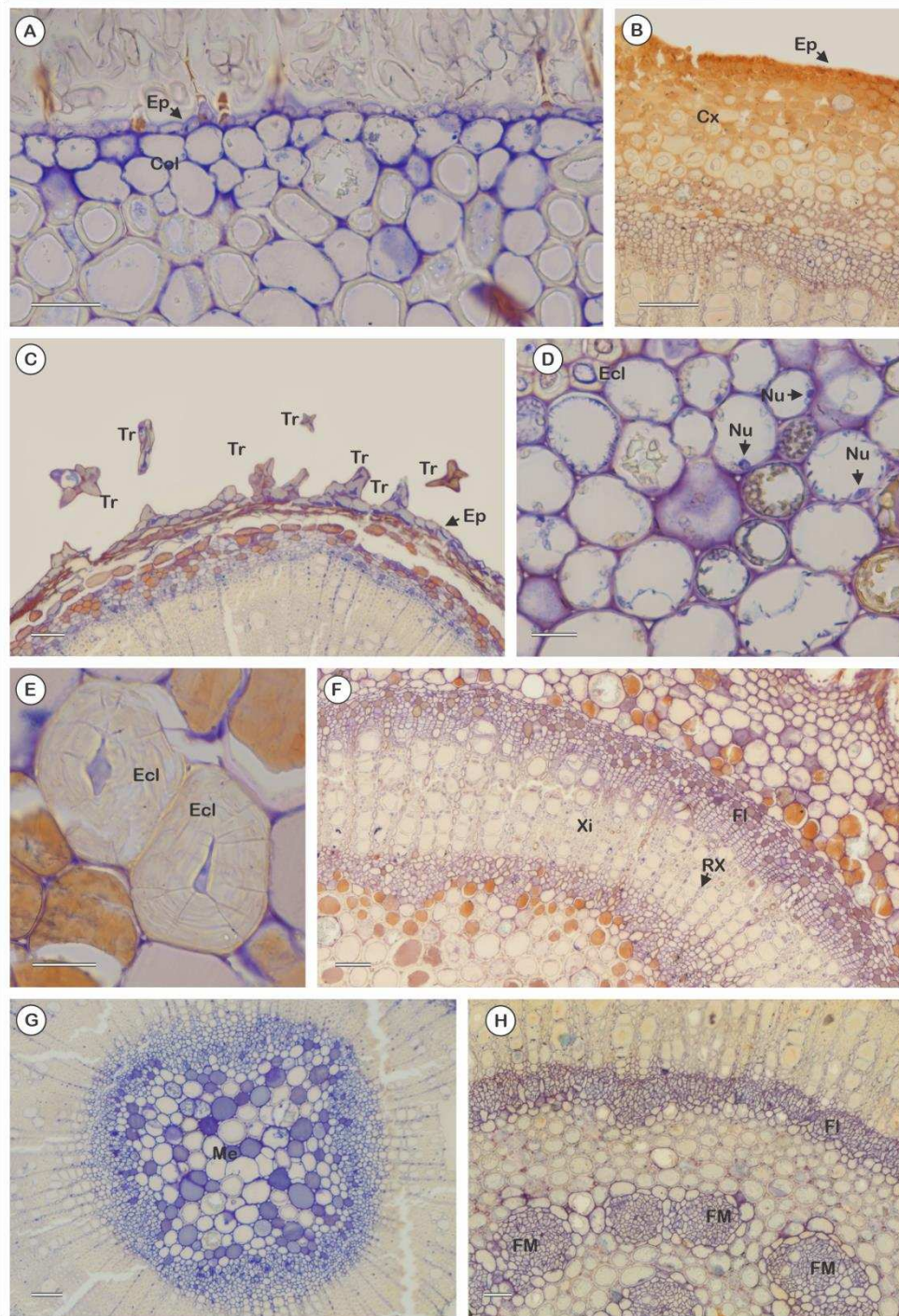


Figura 7 – Histolocalização do alumínio em caules das espécies de Melastomataceae, ocorrentes na Serra de Ouro Branco, utilizando Chrome Azurol S. Cortes transversais. A, E – *Miconia ferruginata*; B– *Miconia lacunosa*; C, G – *Cambessedesia espora*; D– *Miconia corallina*, F - *Miconia sp1*; H - *Miconia cancellata*. Ep = epiderme; Col = colênquima; Cx = córtex; Tr = tricomas; Nu = núcleo Ecl = esclereíde; Fl = floema; Xi = xilema; RX = raio do xilema; Me = medula parenquimática; FM = feixe medular. Escalas: D – 20 μm ; E – 30 μm ; A,C,F,G – 50 μm ; B – 100 μm .

Tabela 5 – Sítios de acúmulo do Al, identificados por Chrome Azurol S, em caules de 22 espécies da família Melastomataceae, ocorrentes na Serra do Ouro Branco. (Ep = epiderme; Tr = tricoma; Em = emergência; Par = parênquima; Col = colênquima; Esc = esclerênquima; Ecl = esclereide; TV2. = tecido vascular secundário; Xi = xilema; Fl = floema; TV1 = tecido vascular primário; Nu = núcleo; Cl = cloroplasto; X= ausência da estrutura, tecido ou tipo celular; + = positivo; - = negativo).

		CAULE															
Espécies	Revestimento	Córtex									Medula				Organelas		
					TF			TV2			TV1		TF		Nu	Cl	
		Ep	Tr	Em	Par	Col.	Esc	Ecl	XI	Fl	Ecl	XI	Fl	Par			Ecl
01	<i>Cambessedesia espora</i>	+++	+++	X	+++	X	X	-	-	+++	X	-	X	X	X	+++	X
02	<i>Comolia sessilis</i>	-	-	X	-	X	X	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X
03	<i>Marcetia taxifolia</i>	-	-	X	-	X	X	-	-	-	X	X	X	-	X	-	-
04	<i>Miconia albicans</i>	+++	-	X	+++	X	X	+++	X	+++	+++	X	X	-	X	+++	+++
05	<i>Miconia cancellata</i>	+++	X	+++	+++	X	X	+	-	+++	X	-	+++	-	X	+	X
06	<i>Miconia corallina</i>	+++	+	X	+++	X	X	+++	-	+++	X	-	+	-	X	+	X
07	<i>Miconia ferruginata</i>	+++	+	X	+++	+++	X	+++	-	+++	x	X	X	+	X	+++	X
08	<i>Miconia lacunosa</i>	-	-	-	-	X	X	-	-	+	X	-	+++	-	-	+	X
09	<i>Miconia ligustroides</i>	-	X	X	-	X	X	-	-	-	X	X	X	-	X	-	X
10	<i>Miconia pepericarpa</i>	+++	X	X	+	X	X	-	-	+++	-	-	-	+	-	+++	+++
11	<i>Miconia sp1</i>	++	+	X	+	X	X	-	-	+++	-	-	-	-	X	+	+
12	<i>Miconia sp2</i>	+	X	X	-	X	X	+++	-	+++	X	-	-	-	-	+	X
13	<i>Microlicia cataphracta</i>	+++	X	X	++	X	X	X	-	+++	X	X	X	-	X	+++	X
14	<i>Microlicia confertiflora</i>	-	X	X	-	X	X	-	-	-	X	X	X	-	X	-	X
15	<i>Microlicia isophylla</i>	+	-	X	-	X	X	-	-	+	X	X	X	-	X	-	X
16	<i>Microlicia laniflora</i>	+++	+	X	+++	X	X	X	-	+++	X	X	X	+++	X	+++	X
17	<i>Microlicia parviflora</i>	+	X	X	-	X	X	-	-	+++	+	X	X	+	X	+++	X
18	<i>Microlicia warmingiana</i>	-	X	X	-	X	X	-	-	-	X	X	X	-	X	-	X
19	<i>Microlicia sp1</i>	+++	-		+	-	-	+	-	+	-	X	X	-	-	+	X
20	<i>Pleroma cardinale</i>	-	-	-	-	X	X	-	-	-	X	-	-	-	X	-	X
21	<i>Pleroma frigidulum</i>	+++	+	X	+++	X	X	+++	-	+++	X	-	-	+++	X	+	X
22	<i>Pleroma heteromallum</i>	-	-	X	-	X	X	-	-	-	X	-	-	-	X	-	X

Detecção de compostos fenólicos e mucilagem

No teste para compostos fenólicos, realizado através do reagente Dicromato de Potássio, a reação positiva é evidenciada pela coloração castanho escuro. Já no teste para mucilagens, através do PAS, a reação positiva é evidenciada pela coloração roxa.

Tanto nas folhas quanto nos caules foi observada a presença marcante de conteúdo fenólico em diferentes tecidos e tipos celulares de todas as espécies (Fig. 8). Nas folhas, em *Miconia ferruginata* observou-se uma epiderme adaxial fenólica, que não foi encontrada nas demais espécies. Nos tricomas foi evidenciada a presença desses compostos apenas em *Comolia sessilis*, enquanto nos estômatos a reação foi negativa para todas as espécies.

No mesofilo, uma paliçada totalmente fenólica foi observada em *Microlicia laniflora* (Fig. 8 – C), *Miconia albicans*, *Miconia ferruginata*, *Pleroma frigidulum*, *Pleroma cardinale*, *Miconia* sp1, *Miconia* sp2 e *Microlicia* sp1 (Fig. 8 – F). Nas espécies que possuíam mais de uma camada de parênquima paliçádico, as células cujo conteúdo celular reagiu positivamente para compostos fenólicos, ficaram restritas a primeira camada. Exceto em *Miconia* sp2, que apresentou fenólicos em duas camadas subepidérmicas de parênquima lacunoso, não houve reação positiva para compostos fenólicos neste tecido. *Microlicia cataphracta* apresentou reação positiva para as células da bainha dos feixes vasculares de menor porte, distribuídos no limbo foliar. Na nervura mediana, *Microlicia laniflora*, *Pleroma frigidulum*, *Pleroma cardinale* e *Comolia sessilis* apresentaram um parênquima com intensa marcação para compostos fenólicos. Não houve reação positiva para fenólicos no floema e xilema em nenhuma espécie.

Os caules de *Miconia lacunosa* e *Microlicia* sp1 apresentaram epiderme fenólica. No córtex caulinar, exceto em *Microlicia cataphracta*, foi observado células com conteúdo fenólico, isoladas ou formando camadas celulares contínuas (Fig. 8 – I e L). Esclereídes com conteúdo celular apresentando reação positiva foram observadas em *Pleroma frigidulum*, *Miconia* sp1, *Comolia sessilis*, *Miconia* sp2, *Microlicia* sp1.

Reação positiva foi evidenciada no xilema e floema de *Miconia albicans*, *Miconia ferruginata*, *Microlicia laniflora*, *Pleroma cardinale*, principalmente nas células do raio de ambos os tecidos. Na medula, a maioria das espécies apresentou células com reação positiva para compostos fenólicos.

O teste PAS para polissacarídeos também evidenciou a reação positiva para o citoplasma de diferentes células na maioria dos tecidos das folhas de todas as espécies. A reação positiva foi observada no conteúdo celular da epidérmicas de *Cambessedesia espora*, *Marcetia taxifolia* e *Microlicia* sp1 e no tricoma glandular de *Microlicia parviflora* (Fig. 9 – F). Em *Microlicia laniflora*, o teste indicou uma intensa coloração na região da parede periclinal externa da epiderme (Fig. 9 – G). As emergências de *Miconia lacunosa* (Fig. 9 – H), *Pleroma cardinale*, *Miconia cancellata*, *Pleroma heteromallum* e *Pleroma cardinale*, também apresentaram reação positiva no citoplasma das células.

No mesofilo de todas as folhas, foi evidenciada reação positiva no citoplasma de inúmeras células, tanto do parênquima paliçádico, quanto do lacunoso. Em *Microlicia parviflora*, o teste indicou reação positiva no citoplasma de todas as células da paliçada, assim como nas células da bainha dos feixes vasculares em *Microlicia* sp1 (Fig. 9 – I). Na nervura mediana, a reação foi positiva para células parenquimáticas.

Assim como nas folhas, nos caules de todas as espécies o teste com PAS indicou reação positiva em diferentes tipos celulares, principalmente das células parenquimáticas do córtex e medula. No geral, os tricomas apresentaram reação positiva. O mesmo resultado foi observado nas emergências de *Miconia lacunosa*, *Pleroma cardinale* e *Miconia cancellata* e no conteúdo das esclereídes de *Microlicia parviflora*, *Miconia lacunosa*, *Pleroma frigidulum*, *Miconia cancellata* e *Microlicia* sp1 (Fig. 9 – K). A coloração indicando reação positiva foi observada nos grãos de amido, presentes na medula de *Miconia lacunosa* e *Miconia cancellata* (Fig. 9 – L).

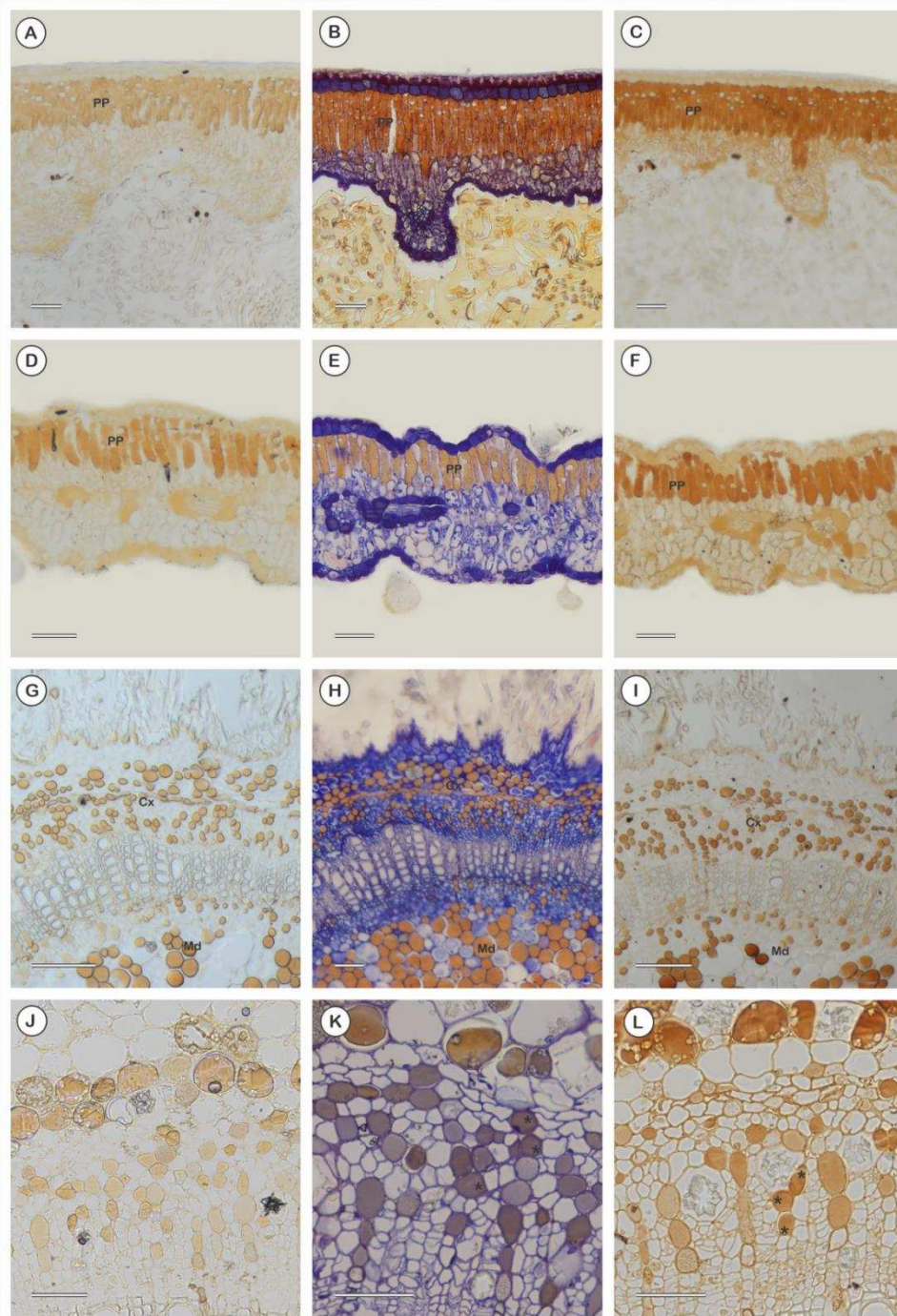


Figura 8 - Detecção histoquímica de alumínio (Al) com Chrome Azurol S e de compostos fenólicos com Dicromato de Potássio em folhas e caules das espécies de Melastomataceae, ocorrentes na Serra de Ouro Branco. Teste positivo para Al coloração azul a roxo (B,E,H e K), para compostos fenólicos coloração castanho (C,F,I,L) e Branco com cortes não submetidos a nenhuma coloração (A,D,G,J). Cortes transversais A-C e G-I– *Microlicia laniflora*; D-F – *Microlicia* sp1; J-L – *Miconia ligustroides*. PP = parênquima paliádico; Cx = córtex; Md = medula, * = superposição de Al e compostos fenólicos. Escalas: A-F, H,J,L – 50µm; G,I – 100 µm.

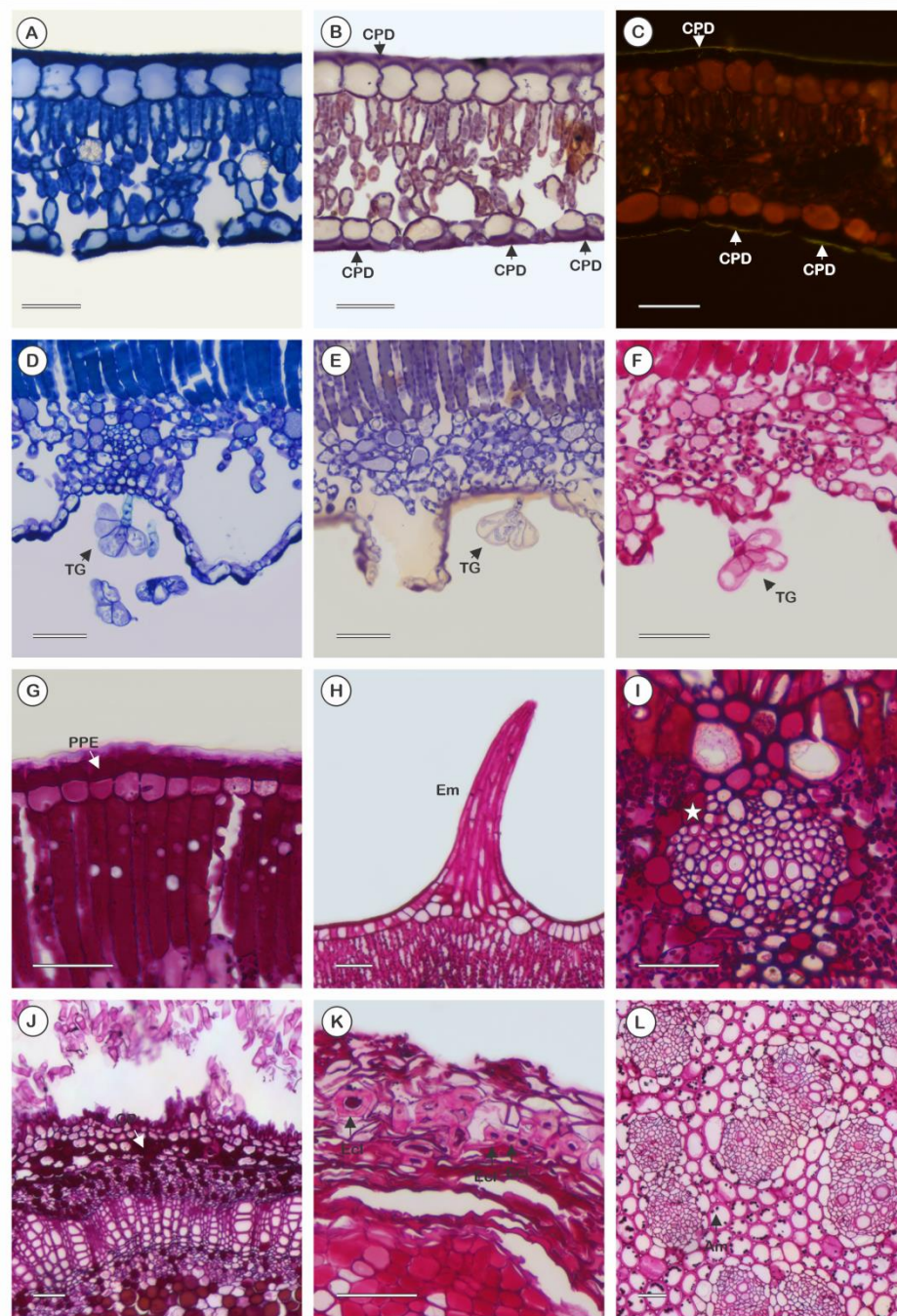


Figura 9 - Detecção histoquímica de alumínio (Al) com Chrome Azurol S, cutícula com Vermelho Neutro e Mucilagem com PAS em folhas e caules das espécies de Melastomataceae, ocorrentes na Serra de Ouro Branco. A-C: *Cambessedesia espora*; D-F: *Microlicia parviflora*; G, J: *Microlicia laniflora*; H: *Miconia lacunosa*; I, K: *Microlicia sp1*; L: *Miconia cancellata*. CPD = cutícula propriamente dita; TG = tricoma glandular; PPE = parede periclinal externa; Em = emergência; CP = célula parenquimática; Ecl = esclereides. Estrela = indica célula da bainha do feixe vascular apresentando reação positiva para mucilagem. Escala: 50 μm .

Localização de sítios ativos de alumínio, cálcio, ferro e silício por MEV/EDS

A espectroscopia de energia dispersiva de raios-X (EDS) acoplada ao microscópio eletrônico de varredura (MEV) - MEV/EDS indicou a localização das principais regiões de acúmulo de Al, Si, Ca, Fe e Mn. Os resultados para Fe e Mn foram pouco esclarecedores, variando muito entre as espécies e não indicando nenhum padrão conciso.

O Al ficou restrito aos sítios já evidenciados pelos testes histoquímicos. Nas folhas e nos caules, não foi evidenciada a presença de Al nos tricomas, exceto em *Marcetia taxifolia*. Na maioria das espécies houve a superposição de sítios de Al e Si, sendo que somente em *Miconia ferruginata*, *Microlicia parviflora*, *Miconia* sp1, *Miconia* sp2 não foi evidenciada a superposição na região da nervura; em *Miconia* sp2 e *Miconia ligustroides* não foi evidenciada a superposição na região do limbo foliar; *Miconia pepericarpa* e *Miconia ferruginata* não apresentaram superposição dos elementos no caule. Em *Microlicia laniflora*, *Miconia cancellata*, *Miconia* sp2 e *Comolia sessilis* observou-se a indicação clara de superposição dos sítios de Al e Si em estruturas mineralizadas (Fig. 10). O Al e o Si foram detectados nas paredes celulares na epiderme e mesofilo de *Microlicia cataphracta* (Fig 11 - J, K). Não houve sobreposição entre Al e Fe, exceto em *Comolia sessilis*, que se observa a superposição dos sítios de Al, Si e Fe (Fig. 11 - A-D).

O Ca foi intensamente indicado nas regiões onde ocorriam aos cristais. Em *Miconia lacunosa*, o comportamento esparsos dos sítios de Ca (Fig. 11 – H), no limbo e nervura foliar, foi compatível com estruturas semelhantes a cristais em forma de espículas, presentes nas paredes das células da nervura mediana. Essas estruturas também aparecem na nervura mediana de *Miconia cancellata* (Fig. 10 – H). *Comolia sessilis* apresentou marcação para Ca na parede das células da região secretora dos tricomas presentes na epiderme adaxial da folha (Fig. 11 – F). A presença de Ca nos tricomas, também foi evidenciada em *Microlicia parviflora*. Em *Microlicia cataphracta* foi possível observar Ca na epiderme adaxial da nervura mediana (Fig. 11 – K). Em nenhuma espécie observou-se a superposição entre os sítios de Al e Ca, nem do Ca com outros elementos. Em *Marcetia taxifolia*, foi evidenciada maior presença de Al e Si nos tricomas da face adaxial da folha (Fig. 12 – D e E) e maior presença de Ca nos tricomas da face abaxial da folha (Fig. 12 – L).

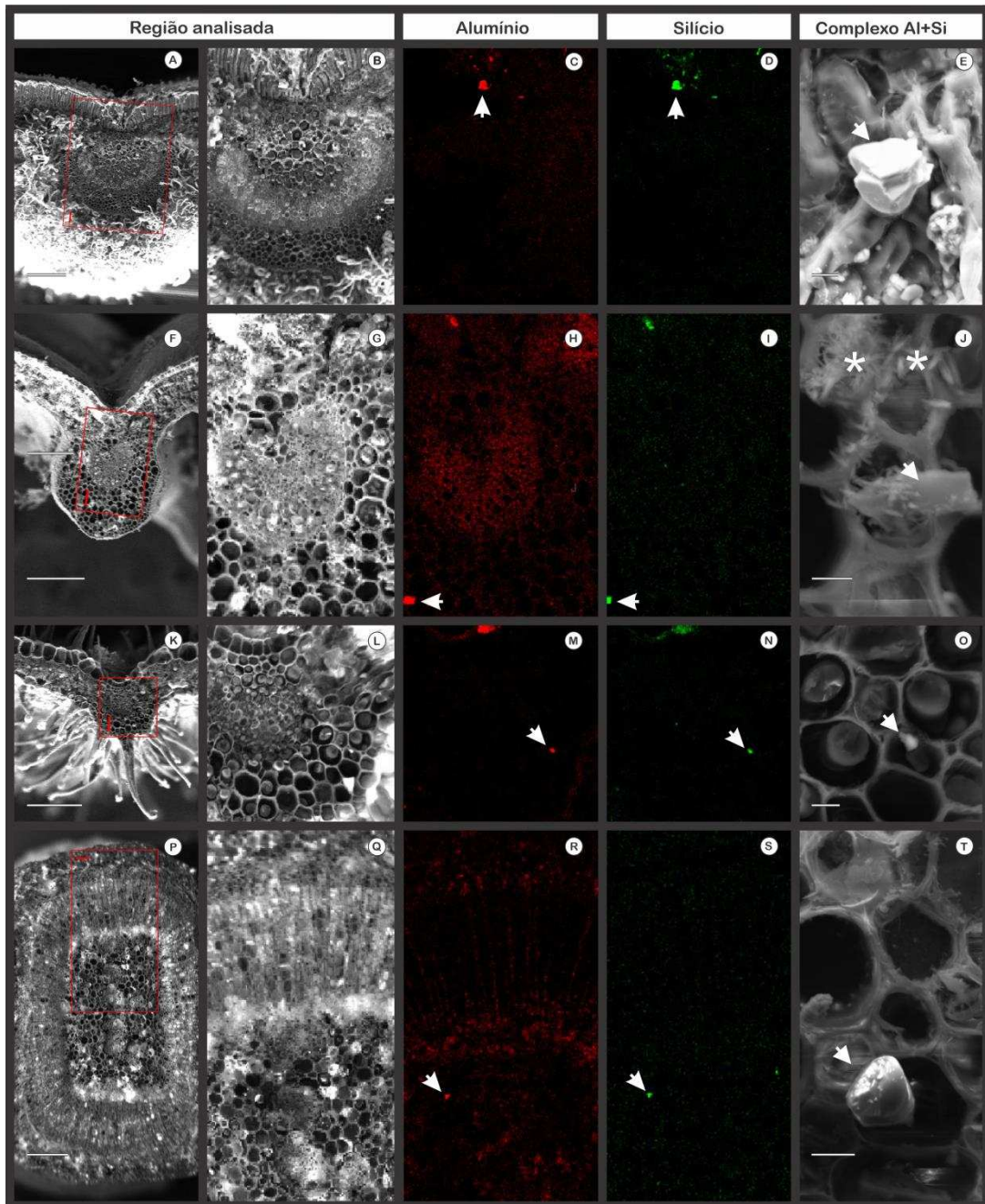


Figura 10 – Localização de Al e Si e formação de complexos Al+Si em folhas e caule, por espectroscopia de energia dispersiva de raios-X (EDS) acoplada ao microscópio eletrônico de varredura (MEV) -MEV/EDS. As setas indicam a localização da superposição entre os sítios de Al e Si, na terceira e quarta coluna, e os complexos em forma de cristais na quarta coluna. C,H,M,R: cor vermelha indica presença de Al; D,I,N,S: cor verde indica presença de Si. A-E: Nervura mediana de *Microlicia laniflora*; F-J: nervura mediana de *Miconia cancellata*; K-O: nervura mediana de *Comolia sessilis*; P-T: caule de *Miconia* sp2. *: indicam estrutura em forma de espícula constituída por cálcio. Escalas: E,J,O (10 μm); T (20 μm); A,F,K (200 μm); P (250 μm).

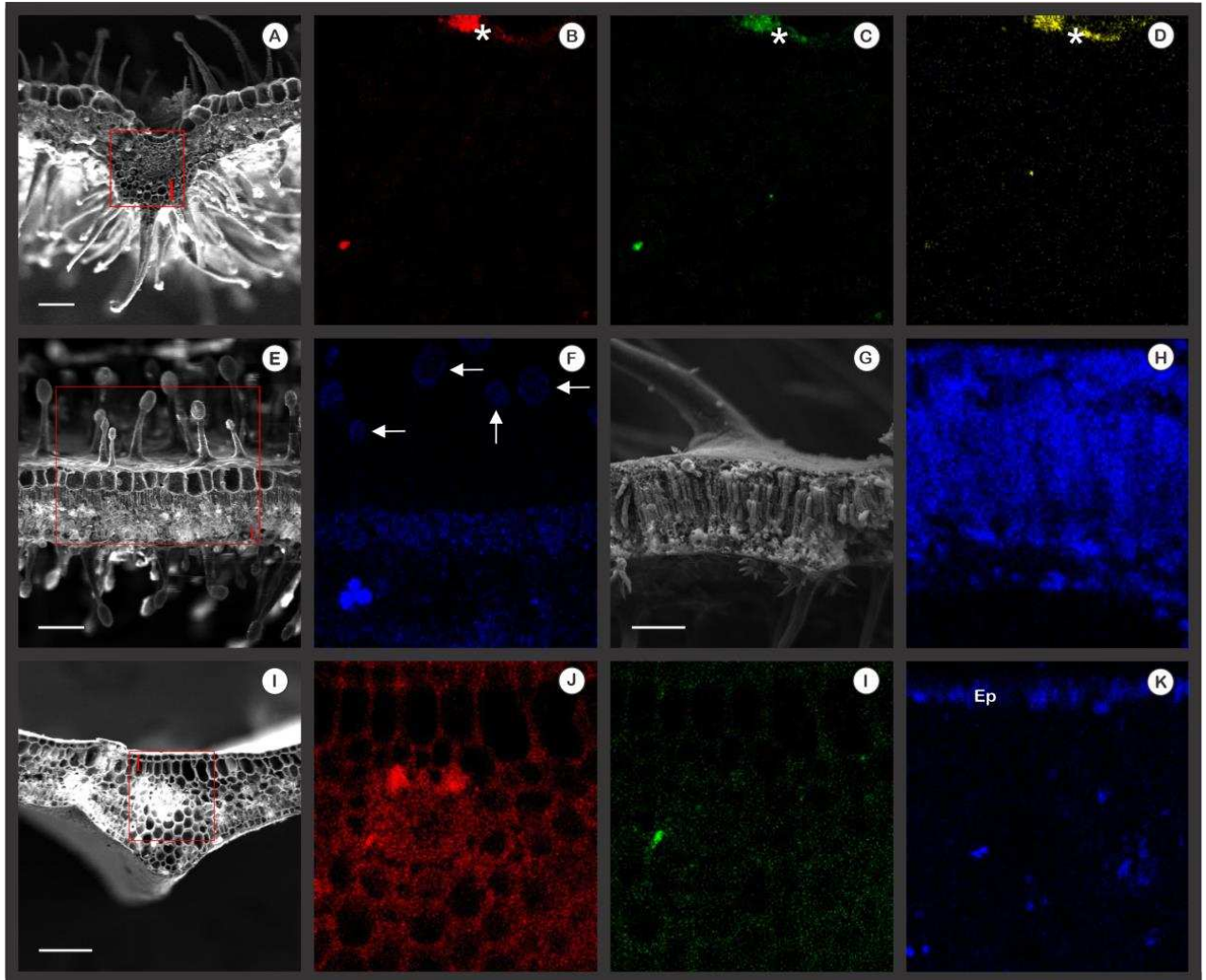


Figura 11 – Histolocalização de Al, Si, Ca e Fe em folhas, através de sonda de raio- X acoplada a microscópio eletrônico de varredura . B e J: cor vermelha indica presença de Al; C e I: cor verde indica presença de Si; F, H e K: cor azul indica presença de Ca; D: cor amarela indica presença de Fe. A-F: *Comolia sessilis*; G e H: *Miconia lacunosa*; I-K: *Microlicia cataphracta*. Ep = epiderme; setas indicam região secretora dos tricomas de *Comolia sessilis*; asteriscos indicam superposição dos sítios de Al, Si e Fe. Escala: A, E, G, I (100 μ m).

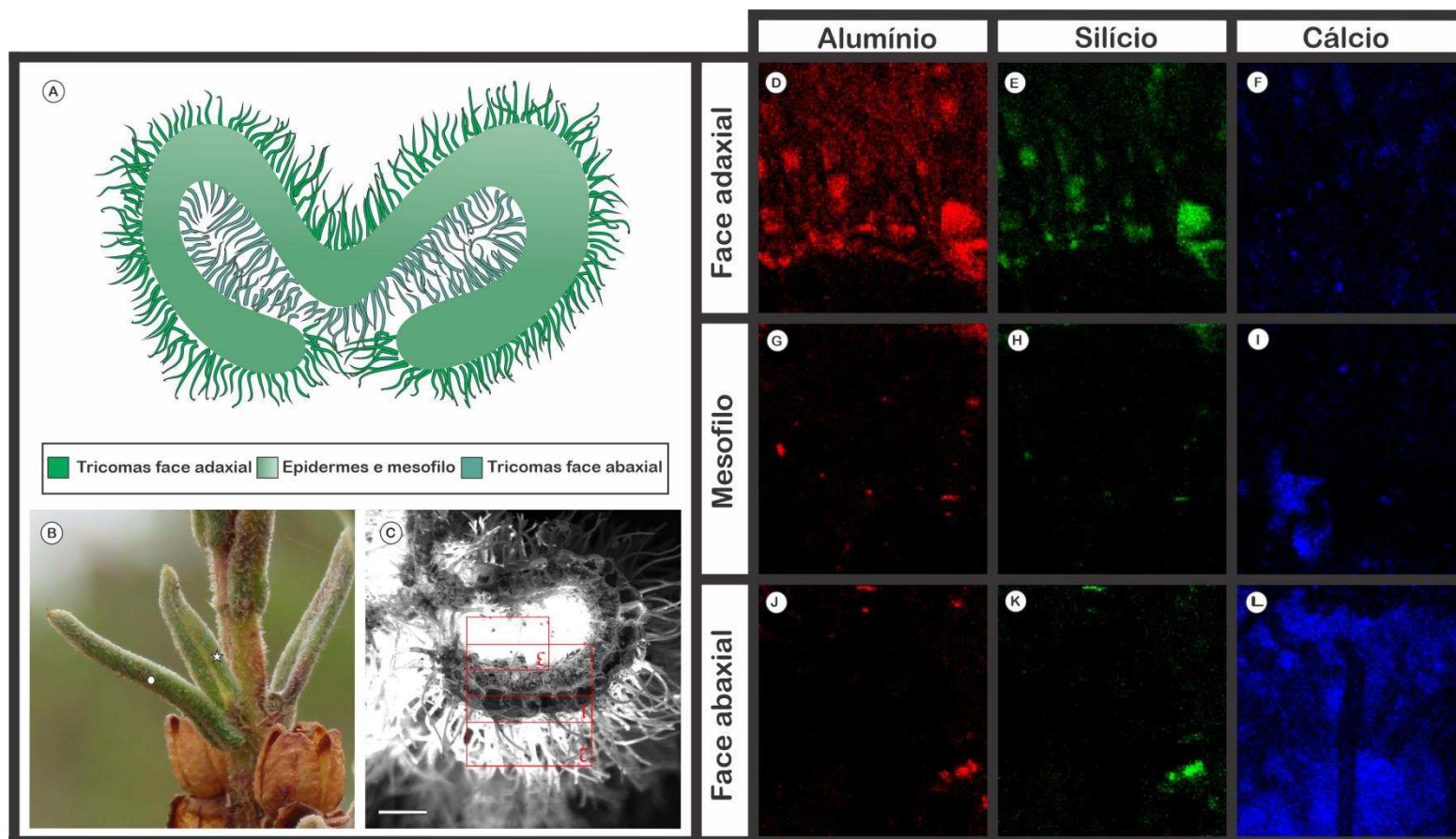


Figura 12 – Localização de Al, Si e Ca na folha de *Marcetia taxifolia*, por espectroscopia de energia dispersiva de raios-X (EDS) acoplada ao microscópio eletrônico de varredura (MEV) -MEV/EDS. A: Esquema da folha de *Marcetia taxifolia*, demonstrando disposição dos tricomas no órgão; B: estrutura foliar de *Marcetia taxifolia* em campo, círculo indica face adaxial e estrela indica margem revoluta da folha; C: região da lâmina foliar analisada; D,E,F: tricomas e epiderme adaxial da folha; G,H,I: mesofilo; J,K,L: tricomas e epiderme abaxial da folha. D,G,J: cor vermelha indica presença de Al; E,H,K: cor verde indica presença de Si; F,I,L: cor azul indica presença de Ca. Escala: C: 100 μ m.

Discussão

Os resultados mostram que os solos dos três sítios de coleta na Serra de Ouro Branco são ácidos e pobres em nutrientes. A acidez foi o único parâmetro capaz de diferenciar os sítios, sendo o primeiro o menos ácido e o terceiro o de maior acidez. Em um dos primeiros trabalhos que avaliaram as características edáficas da Serra de Ouro Branco, Schaefer et al. (2005) classificaram seus solos como ácidos, oligotróficos e ricos em alumínio trocável. As mesmas características foram evidenciadas para outros campos rupestres ao longo da Cadeia do Espinhaço, que assim como os da Serra de Ouro Branco, possuem uma flora de grande riqueza (Benites et al., 2003; Negreiros et al., 2004; Schaefer et al., 2016; Schaefer et al., 2023).

Os altos teores de Al nos solos analisados estão de acordo com os achados por Schaefer et al. (2005). A saturação por Al acima de 70% nos três sítios analisados é explicada por dois fatores: a riqueza de Al nas rochas de origem dos solos, como ocorre em todos os complexos rupestres (Schaefer et al., 2023); e a acidez excessiva destes solos, visto que a dissociação do Al de complexos estáveis e sua disponibilização na solução do solo, está diretamente associada a diminuição do pH (Kochian et al., 2015). A presença de Al nos solos é apontada como principal fator de toxicidade para plantas cultiváveis (Ofoe et al., 2023) e esse consenso tem sido extrapolado para outras vegetações nativas. Contudo, regiões onde vegetações nativas crescem sobre solos ácidos e álicos, apresentam ampla riqueza e diversidade, sobretudo quando se avalia a flora do Cerrado (Bustamante et al., 2012; Paro, 2013). O estudo na perspectiva do acúmulo de Al em vegetações de campo rupestre, que são centros de intenso endemismo, fortalece a mudança de paradigma sobre a toxicidade do metal para plantas nativas, que é baseado em espécies cultiváveis. Schaefer et al. (2023) explicam que a diminuição de biomassa observada em algumas fisionomias dos campos rupestres, por exemplo, está associada aos baixos níveis de P e não a presença de Al no solo.

O empobrecimento químico dos solos é típico entres os complexos rupestres de qualquer tipo litológico (Schaefer et al., 2016; Schaefer et al., 2023), sendo mais acentuado nos originados de rochas quartzíticas (Benites et al., 2003; Schaefer et al., 2023). Com exceção do Fe, todos os outros elementos apresentaram concentrações baixas em todos os pontos de coleta, revelando o caráter distrófico destes solos. Mais uma vez, fica evidente que os níveis de nutrientes no solo parecem não afetar a diversidade de plantas nos campos rupestres e que muitas adaptações desconhecidas devem estar envolvidas na sobrevivência

dessa vegetação em ambientes oligotróficos. A Serra de Ouro Branco, por exemplo, ainda que com uma flora subestimada, possui ampla riqueza de famílias e espécies botânicas (Paula et al., 2005; Longui-Wagner & Welker, 2012; Santos e Sano, 2012; Longhi-Wagner e Araújo, 2014; Vieira e Barros, 2017; Hemsing, 2018; Dias, 2021).

.Schaefer et al. (2023) apontam que o acúmulo de matéria orgânica nos campos rupestres favorece a retenção de água e formam um substrato com maior teor nutricional, o que é positivo para o estabelecimento e desenvolvimento da vegetação. Nos campos rupestres, na maioria das vezes, a decomposição de matéria orgânica é relativamente mais lenta, quando comparada à de outras vegetações. A microbiota do solo é afetada pela escassez hídrica, pela alta saturação de Al e a oligotrofia do solo (Schaefer et al., 2023). Em nossas análises, o teor de matéria orgânica não diferiu estatisticamente entre os solos, apesar de ter sido, numericamente, maior no terceiro sítio. Neste sítio ocorre o alagamento temporário e, mesmo em épocas mais secas de coleta, observamos que o solo ainda possuía maior umidade em relação aos outros pontos. O alagamento possui influência da topografia do local e evidencia um solo menos arenoso que nos outros dois C. Segundo Prezotti et al. (2013), os valores de P_{rem} podem ser utilizados para inferir a granulometria dos solos. Nossos resultados mostram que os solos dos sítios 1 e 2 são arenosos e os do sítios 3 apresentam textura média. Sugerimos posterior análise física dos solos, para avaliar a granulometria.

A quantificação química das plantas evidenciou o acúmulo de Al em todas as espécies analisadas. Este dado confirma nossa hipótese de que a estratégia está presente em plantas herbáceas e arbustivas, de diferentes fisionomias da vegetação, consolidando este trabalho como o primeiro a comprovar o acúmulo de Al por plantas de campo rupestre. A família Melastomataceae é conhecida pelo acúmulo de Al (Jansen et al., 2002), sendo a estratégia mencionada como caractere de valor diagnóstico para a descrição do grupo (APG IV). Na maioria das plantas, o teor de Al supera consideravelmente o valor mínimo para ser considerada uma acumuladora do metal. Observamos que *Miconia cancellata*, *Microlicia cataphracta* e *Pleroma frigidulum* são hiperacumuladoras de Al, por possuírem concentrações $\geq 10 \text{ g/kg}^{-1}$ na matéria seca de suas folhas.

Até o momento, a classificação de espécies acumuladoras de Al é baseada no parâmetro adotado por Hutchinson et al. (1943) *apud* Chenery et al. (1948), que categoriza uma planta como acumuladora, quando a concentração foliar do metal é $\geq 1 \text{ g/kg}$ na matéria seca. Nossos dados apontam diferenças nos teores de Al entre as folhas e caules, dado já

evidenciado por Souza-Fernandes et al. (2019) em plantas herbáceas nativas de Cerrado. Timpone e Habermann (2022) relatam variação dos teores de Al entre diferentes regiões de órgãos distintos de *Miconia albicans*, apontando o acúmulo elevado nas cascas dos caules. Por se tratar de um elemento cuja absorção, a translocação e acúmulo demande diferentes estratégias, como por exemplo, a complexação com outros minerais e compostos orgânicos (Watanabe, 2022), acreditamos que negligenciar os caules e categorizar uma planta como acumuladora de Al, baseando-se somente nos teores foliares, pode levar a interpretações equivocadas. Sugere-se que, ainda que a classificação seja inferida através dos teores foliares, a quantificação do elemento no caule seja realizada de forma separada, a fim de compreender o comportamento de cada espécie em relação ao acúmulo de Al.

A análise de nutrientes das espécies revelou baixos teores de nutrientes nas plantas, expondo espécies de pouca requisição nutricional. Apesar de apresentarem baixas concentrações de nutrientes essenciais, as plantas se apresentam sem nenhum indicativo de carência nutricional, independentemente do hábito e da quantidade de Al acumulada. Apesar de demonstrar forte correlação negativa entre Al e P em algumas das espécies analisadas, este estudo não foi capaz de inferir se o acúmulo de Al é causador da baixa concentração do nutriente nas plantas. Schaefer et al. (2023) aponta que os baixos níveis de P são responsáveis pela diminuição de biomassa observada em fisionomias campestres dos campos rupestres. Inúmeras adaptações estão envolvidas no aporte de nutrientes por plantas de paisagens antigas, sendo muitas delas ainda desconhecidas (Lambers et al., 2011; Camargo et al., 2019). As especializações radiculares, como as raízes clusters em plantas não-micorrízicas, que otimizam o processo de disponibilização e absorção de P (Oliveira et al. 2015); a carnivoría (Oliveira et al., 2016); e a esclerofília (Lambers et al., 2011), são exemplos de registros dessas adaptações. Contudo, o desconhecimento sobre a influência do solo na vegetação de campo rupestre, ainda é uma lacuna a ser preenchida, sobretudo quando se trata da alta saturação por alumínio destes solos.

Os altos teores de Fe nas plantas podem estar relacionados com a alta concentração do elemento nos solos analisados. As rochas quartzíticas também são ricas em Fe. O acúmulo do elemento em plantas associadas a afloramentos ferruginosos, já foi relatado para 27 espécies distribuídas entre monocotiledôneas e eudicotiledôneas (Schettini et al., 2018). Contudo, quando aqui exploramos o Fe através da microanálise de raio-X, observamos que em relação ao Al, Si, Ca e Mn, sua proporção é muito baixa, além da superposição com Al ter sido observada somente para *Comolia sessilis*.

As paredes celulares de natureza pecto-celulósica são os principais sítios de acúmulo do Al como evidenciado tanto pelo teste histoquímico, quanto pela microanálise de Raio-X (Fig.5; Fig. 6; Fig. 9 – J) e já relatado para diversas espécies de cerrado (Malta et al., 2016). O metal se complexa nos grupos carboxílicos livres de carga negativa, presentes nas hemiceluloses e pectinas que compõem a parede celular (Chang et al. 1999; Wehr et al. 2010). Em contrapartida, a ausência do Al no xilema exprime sua não complexação com células de parede lignificada, como consequência da natureza apolar destes compostos. A presença de Al no floema sugere que o metal pode ser redistribuído via células condutoras do tecido. A presença do metal no conteúdo de esclereídes é uma novidade, pois, até então, estas células não tinham sido relatadas como sítios de acúmulo de Al. O acúmulo de Al no interior de células de parede lignificada e espessa, como em esclereídes, precisa ser mais bem investigado, pois pode ser uma forma de imobilização do metal, evitando, conseqüentemente, maiores concentrações em outros tecidos metabolicamente ativos.

A presença do metal nos núcleos e cloroplastos já foi evidenciada como sítio de acúmulo do metal em plantas nativas do Cerrado, entretanto, ainda não foram realizados estudos que explorassem sua função nessas organelas. Bressan et al. (2016) enfatizam o papel estrutural do Al, sugerindo que o elemento não participa de processos fisiológicos no organismo vegetal. Contudo, trabalhos recentes abordam a possibilidade da participação do Al em rotas metabólicas. Silva et al. (2023) apontam o efeito benéfico do Al para a espécie nativa de Cerrado, *Qualea grandiflora*, uma vez que a ausência do elemento compromete o desenvolvimento e funcionamento radicular, limita a hidratação foliar e, conseqüentemente, prejudica parâmetros fotossintéticos. Em *Camellia sinensis*, o Al foi apontado como nutriente essencial, por estar envolvido na integridade do DNA das células do meristema apical radicular (Sun et al, 2020). Nas espécies estudadas, tanto os núcleos, quanto nos cloroplastos apresentaram reação positiva para Al, em células e tecidos íntegros, que não apresentaram nenhum sintoma de anormalidade. Inclusive, foi evidenciada a presença de Al nas células do câmbio vascular nos caules, apontando a presença de Al em células meristemáticas, de intensa divisão e com funcionamento ativo.

Os resultados dos testes histoquímicos para detecção de Al, fenólicos e mucilagem, apontam que, no campo rupestre, as respostas das plantas em relação à presença de Al no solo estão diretamente relacionadas a outras pressões ambientais, havendo uma íntima interação entre as diferentes adaptações apresentadas aos diferentes tipos de estresse. Schaefer et al. (2016) apontam a atuação em sinergia dos filtros ambientais, que conseqüentemente

promovem a megadiversidade e os serviços ecossistêmicos observados nos campos rupestres. Inúmeras adaptações coexistem nestes organismos, muitas delas ainda desconhecidas. Destaca-se neste estudo, a interação entre o acúmulo de Al e os estresses hídrico, luminoso e causado pela oligotrofia do solo.

Observaram-se dois comportamentos para a PPE: o Al pode ser encontrado na camada mais externa, a cutícula propriamente dita; ou ficar restrito nas regiões mais internas da PPE. Até então, a detecção de Al na cutícula só foi evidenciada em uma espécie nativa de Cerrado (Malta et al., 2016), contudo, sem a especificação da região cuticular. Os testes com Chrome Azurol S, para detecção de Al, e com Vermelho Neutro, para diferenciação da cutícula, foram responsáveis por revelar a presença do metal na cutícula propriamente dita, em folhas expandidas de quatro espécies analisadas. A detecção do Al nessa camada nos permite inferir que as estratégias adaptativas em relação ao Al estejam intimamente relacionadas às estratégias adaptativas ao ambiente xérico observado nos Campos rupestres.

Nos campos rupestres, as folhas são conhecidas pela alta densidade de tricomas e cutícula espessa, que são caracteres xeromórficos associados à mitigação da perda de água para o ambiente (Coutinho et al., 2013). O melhor entendimento das funções e composição da cutícula vem mostrando maior complexidade da camada (Fernández et al., 2016). Boanares et al. (2021) observam que plantas de campo rupestre que realizam absorção foliar de água, possuem diferentes composições e polaridades das ceras cuticulares, resultando em diferentes respostas para absorção. Consideramos que nas espécies estudadas, o Al se liga aos constituintes da cutícula, devido a maior polaridade apresentada por diferentes constituintes, como alcanóis, esteróis e triterpenóides das ceras (Boanares et al., 2021), ou até mesmo de monômeros com menor grau de esterificação da cutina (Fernández et al., 2016). Isso ocorre devido ao fato desses constituintes possuírem maior polaridade, devido a maior presença de grupos com radicais hidroxilas, radicais oxigênio e ligações de hidrogênio (Fernández et al., 2016; Boanares et al., 2021). Estudos adicionais serão necessários para comparar a constituição da cutícula das diferentes espécies e confirmar estas hipóteses

A biossíntese de compostos fenólicos é estimulada nas plantas, em situações de estresse biótico e abiótico (Tak et al., 2023). Dentre as diversas funções atribuídas a estes metabólitos do metabolismo secundário, as funções de proteção contra radiação UV excessiva, seca e presença de metais nas células (Tak et al., 2023), podem ser extrapoladas para as plantas dos campos rupestres. Isso porque essa vegetação se estabelece em um

ambiente xérico (Schaefer et al., 2023). A irradiação intensa pode prejudicar a ação de proteínas, enzimas e até mesmo a estrutura do DNA, induzindo produção de espécies reativas de oxigênio (ERO's) que são neutralizadas pelos polifenóis (Emus-Medina et al, 2023). Os compostos fenólicos vêm sendo relatados como mitigadores dos efeitos deletérios do estresse hídrico em espécies cultiváveis, por atuar na desintoxicação de ERO's, produzidos em excesso quando submetidas a esse tipo de estresse (Wagay et al., 2023). A presença de compostos fenólicos em abundância nos tecidos de plantas de campo rupestres é bastante relatada na literatura. Contudo, devido à inexistência de trabalhos que envolvam a temática do Al nessa vegetação, não se sabe se existe alguma interação entre o metal e os fenólicos.

Um padrão de acúmulo de compostos fenólicos não estruturais foi encontrado para o mesófilo das espécies analisadas. Observamos que há um grupo de plantas que possuem uma camada de parênquima paliçádico com presença de fenólicos, onde o Al é evidenciado nos núcleos, cloroplastos e parede celular; e um segundo grupo onde os compostos fenólicos estão ausentes e o Al também é evidenciado nos mesmos sítios. A ausência de Al onde há a presença de compostos fenólicos também foi observada nos caules da maioria das espécies estudadas, contrastando com o caule de *Miconia ligustroides*, única espécie onde houve superposição entre os sítios de acúmulo do Al e fenólicos. A não superposição entre os sítios nas espécies aqui estudadas, diverge de outros resultados que indicam a complexação de Al aos fenólicos, como forma de mitigar os possíveis efeitos negativos acarretados pela presença do metal nas células de espécies nativas de Cerrado (Malta et al., 2016; Arriola et al., 2020) e de outros ambientes (Watanabe, 2022).

Podemos inferir que a abundância de fenólicos no parênquima paliçádico, esteja primeiramente envolvida com a proteção a radiação excessiva, visto que este é o principal tecido envolvido na fotossíntese, sobretudo nas folhas com mesófilo dorsiventral. A possibilidade de que o Al afetaria negativamente a fotossíntese e outros processos vitais que ocorrem nas células do parênquima paliçádico, parece não ser coerente para essas espécies, uma vez que o Al foi detectado em cloroplastos e núcleos destas células altamente fenolizadas. Neste caso, a interação entre as respostas adaptativas aos diferentes estresses, ocorreria de forma a relacionar a neutralização das ERO's produzidas em excesso, estimuladas simultaneamente pela grande quantidade de Al acumulada e xeromorfismo. A superposição dos sítios nos caules de *Miconia ligustroides* indica, ainda, que possivelmente existe mais de uma estratégia nessas plantas, traduzindo a complexidade dos mecanismos de resistência ao Al.

As mucilagens possuem caráter higroscópico que, conseqüentemente, permitem a retenção de água pelas plantas, além de funcionar como uma reserva de energia. Nos campos rupestres, devido ao xeromorfismo intenso, as mucilagens funcionam como uma barreira à desidratação (Lusa et al., 2014; Fortuna-Perez et al., 2021). Em *Microlicia laniflora*, o teste para polissacarídeos evidenciou uma região espessa na parede periclinal externa da epiderme, indicando um possível extravasamento de conteúdo e acúmulo de substância mucilaginosa no espaço periplasmático das células. Possivelmente, a presença dessa camada espessa está associada a adaptações de retenção de água na parede celular da epiderme, visto que essa é uma espécie de campo rupestre que realiza absorção foliar de água (Boanares et al., 2021).

Assim como nas paredes celulares, o Al se liga às mucilagens através dos grupos carboxílicos de carga negativa, presentes nos polissacarídeos que constituem esses compostos orgânicos (Watanabe et al., 2008). Observamos Al no conteúdo de células parenquimáticas, esclereídes e emergências, onde a reação positiva para mucilagem também foi evidenciada. A reação positiva para Al e mucilagem nos tricomas glandulares de *Microlicia parviflora*, permite sugerir a complexação e exudação de Al através da secreção liberada, como forma de balancear os níveis de Al no organismo da planta. O elemento já foi detectado no tricoma glandular de *Eriosema crinitum*, Fabaceae, (Souza-Fernandes, 2019) e nos coléteres de *Borreria latifolia* (Marques, 2021) e *Coccocypselum aureum* (Becari-Viana, 2021), duas Rubiaceae nativas de Cerrado. Em *Andropogon virginicus* a presença do Al na secreção de tricomas foi associada à tolerância ao metal (Ezaki et al. 2013) Contudo, a exudação do Al por meio de secreções na parte aérea ainda é pouco explorada e mais estudos são necessários para averiguar se de fato este é um mecanismo de detoxificação interna, ou se a presença do metal nas mucilagens não ocorre meramente por motivos de interação química.

O silício é o segundo elemento mais abundante na crosta terrestre, seguido pelo Al, que ocupa a terceira posição. A absorção do Si pelas plantas e seus efeitos benéficos para o crescimento, particularmente sob condições de estresse, tem sido relatado na literatura (Mandlik, 2020). Observamos a presença de Si nas paredes celulares de natureza pecto-celulósica, através da microanálise de Raio-X. O resultado revela a superposição entre os sítios de Al e Si em todas as espécies analisadas. A complexação entre os elementos tem sido relatada na literatura como mecanismo de detoxificação interna do metal em espécies cultiváveis e nativas (Hodson e Evans, 2020; Watanabe, 2022). A formação de complexos estáveis já foi apontada para espécies nativas (Britez et al., 2002; Bressan et al., 2016; Malta et al., 2016), entretanto, ainda é pouco compreendida.

Estruturas mineralizadas, correspondentes aos locais de superposição dos elementos, foram evidenciadas nos tecidos de folhas e caules das espécies analisadas. Corpos silicosos, também conhecidos como fitólitos, são formados a partir da precipitação da sílica amorfa, nas células vegetais ou nos espaços intercelulares (Piperno, 1988). Diversas funções são atribuídas aos fitólitos, inclusive a possibilidade de neutralização de elementos tóxicos como o Al (Dias et al., 2020; Hodson e Evans, 2020). Em Melastomataceae, os fitólitos já foram descritos em *Leandra lacunosa* (Raitz et al., 2015), *Miconia theaezans*, *Pleroma heteromallum*, *Tibouchina sebastianopolitana* (Dias et al., 2020), sendo essas três últimas ocorrendo em vegetações de cerrado acima de 900 metros de altitude.

Acreditamos que tais estruturas observadas possam ser corpos silicosos e que o Al e Si interagem na planta devido ao acúmulo em grande quantidade nos tecidos da parte aérea, em consequência da grande concentração de Al e Si nos solos dos campos rupestres quartzíticos (Teodoro et al., 2019; Lira-Martins et al., 2022). Acreditamos, ainda, que uma das funções dessas estruturas é a estabilização desses elementos que se encontram em concentrações elevadas, evitando possíveis eventos de toxidez.

Em *Marcetia taxifolia* observou-se uma distribuição específica para Al, Si e Ca. A presença de Al e Si é marcante nos tricomas da face adaxial da epiderme, onde também os sítios se sobrepõem, sendo o Ca pouco evidenciado. Nos tricomas da face abaxial, a microanálise de Raio-X revela forte presença de Ca e pouca de Al e Si. Morfologicamente, as folhas de *Marcetia taxifolia* são consideradas ericóides. As folhas ericóides são muito encontradas nos campos rupestres e possuem um significado ecofisiológico, associadas ao xeromorfismo acentuado destes ambientes (Gardoni et al., 2007). Na face abaxial, onde estão concentrados os estômatos, forma-se uma câmara úmida com microclima favorável às trocas gasosas. A zonação observada para estes três elementos desperta curiosidade. Acreditamos que partição de Al, Si e Ca nos tricomas, esteja associada à diferença de composição química nesses tricomas e até mesmo a função dessas estruturas na folha. Em ambas as faces ocorrem tricomas tectores e glandulares (Gardoni et al., 2007). Sugerimos posteriores análises químicas da parede celular dos tricomas de *Marcetia taxifolia* para averiguar o motivo da interação com esses elementos.

A microanálise de Raio-X evidenciou abundância de Ca nos tecidos das folhas e caules de todas as espécies, com intensa marcação nos locais onde se encontravam os cristais. A detoxificação interna do Al foi atribuída ao Ca em espécies cultiváveis (Li et al., 2022) e

nativas (Watanabe, 2022). Contudo, não observamos a superposição de Al e Ca em nenhuma espécie. A quantificação química revelou os maiores teores de Ca para as espécies com o maior teor de Al foliar e caulinar. Corroborando o dado, o teste de correlação aponta forte correlação positiva entre Al e Ca, exceto para as folhas de *Pleroma frigidulum* e caules de *Miconia ferruginata*.

A não superposição dos sítios de Al, o maior acúmulo de Ca nas maiores acumuladoras de Al e a correlação positiva entre Al e Ca, sugerem que, provavelmente, a absorção de Al não prejudica a de Ca, podendo, inclusive, beneficiá-la nestas espécies. Além disso, também nos permite inferir que, se o Ca estiver realizando o papel de detoxificação interna do metal na parte aérea, outro mecanismo fisiológico está envolvido e não a complexação entre estes elementos. Li et al. (2022) observaram que o fornecimento de Ca na solução nutritiva em experimentos com *Glycine max* aumentou a fração de pectinas, hemiceluloses e celuloses na parede celular das células da raiz e, como consequência, maiores números de ligantes estariam disponíveis para imobilizar o Al. Por outro lado, Souza et al. (2017) evidenciaram um comportamento calcífugo de *Vochysia tucanorum*, espécie acumuladora de Al nativa de cerrado, por não apresentar bom desenvolvimento em solo calcário. Isso demonstra que as respostas em relação ao Al são variadas, que a complexação entre Al e Ca não é regra e que, inclusive, exista dependência dessas plantas aos solos ricos em Al, visto que os solos calcários são menos concentrados em Al^{3+} .

Os inúmeros cristais de oxalato de cálcio presentes nas folhas e caules, principalmente drusas, são típicos da família Melastomataceae. Nos campos rupestres, os cristais vêm sendo relacionados à função de reflexão UV (Gardoni et al., 2007), além das funções de balanço de cálcio e antiherbivoria, apontadas para outras vegetações nativas e plantas cultiváveis (Khan et al., 2023). Pesquisas apontam a importância dos cristais de oxalato de cálcio, em plantas sob estresse hídrico, pela possibilidade de liberação de CO_2 e H_2O , durante a dissolução do $CaCO_3$, que beneficiaria a fotossíntese e reporiria a água perdida por evapotranspiração (Tooulakoua et al., 2016; Karabourniotis et al., 2020). Durante a microanálise de Raio-X, além da observação de inúmeras drusas, estruturas em forma de espículas foram observadas em abundância, associadas às paredes das células na nervura mediana de (Fig. 10). Em plantas de campo rupestre, que estão submetidas a estresse hídrico e luminoso, os cristais de oxalato de cálcio podem representar uma estratégia adaptativa indispensável.

É importante ressaltar o aspecto ecológico trazido pelas pesquisas com espécies acumuladoras de Al. A acidez do solo pode estar diretamente relacionada com a coloração das pétalas das inflorescências. A biodisponibilidade do Al é condicionada pela acidez do solo (Kochian, 2015). Tanikawa et al (2016) apontam a alteração de cor nas pétalas de *Camellia japonica* 'Sennen-fujimurasaki', em função da mudança de comportamento das antocianinas com o aumento dos níveis de Al e diminuição do pH do meio. As antocianinas desempenham importantes papéis na tolerância contra diferentes estresses abióticos (Naing e Kim, 2021). Das 22 espécies coletadas, doze espécies apresentavam a inflorescência com pétalas roxas ou rosas e, exceto *Miconia* sp1, todas foram coletadas no terceiro sítios, que apresentava o solo mais ácido. Esse resultado nos permite inferir que, possivelmente, a coloração da inflorescência em espécies de Melastomataceae acumuladoras de Al, é influenciada pelas características do solo, uma vez que nos solos menos ácidos, as inflorescências possuíam cor amarela ou branca. É provável que a coloração das pétalas esteja mais associada ao pH do que à concentração de Al acumulada, visto que a presença de flores arroxeadas foi observada em espécies com diferentes teores de Al. Além disso, observar se o Al se encontra no vacúolo, compartimento onde se encontram as antocianinas.

No caso da família Melastomataceae, onde flores roxas e rosas são bastante encontradas, além de um número expressivo de espécies acumuladoras de Al, é interessante pensar sobre a possibilidade de fatores abióticos influenciarem na coloração das pétalas, ampliando os horizontes para além da similaridade taxonômica. Ulloa et al. (2022) apontam que o acúmulo de Al é uma área de pesquisa que necessita de atenção, devido a importância ecológica que a estratégia pode conferir às espécies da família. As modificações do corpo reprodutivo das plantas, em função de condições ambientais, implicam na interação biológica exercida com polinizadores e dispersores, que é peça chave para uma vegetação com tamanha diversidade e riqueza. Sugerimos que trabalhos futuros possam avaliar uma mesma espécie, em solos com diferentes pH, para obtenção de resultados mais conclusivos.

O presente trabalho, além do ineditismo acerca do acúmulo de Al por plantas de campo rupestre, apresenta importância conservacionista. Em 2005, A Cadeia do Espinhaço foi reconhecida pelo Programa Homem e a Biosfera, da UNESCO e passou a compor o grupo da Reserva da Biosfera Brasileira, por ser uma área que abriga uma rica diversidade biológica e de recursos naturais, apresentando também expressiva importância cultural (Reserva da Biosfera da Serra do Espinhaço, 2017; Neves et al., 2016). Os Campos Rupestres são OCBIL's neotropicais (old, climatically buffered, infertile landscapes), ecossistemas com alto

grau de espécies endêmicas e raras (Fernandes, 2016; Morellato & Silveira, 2018; Miola et al., 2021), e hoje se caracterizam como um dos ecossistemas biologicamente mais diversos do mundo (Silveira et al., 2016).

Neste sentido, apresentar a relação da flora com as características edáficas deste ambiente é relevante no sentido de elucidar as peculiaridades envolvidas em ecossistemas extremamente biodiversos. Segundo a teoria OCBIL (Hopper, 2009), por se tratarem de ambientes muito antigos, estes ecossistemas apresentam baixa capacidade de regeneração. Este fato é preocupante, uma vez que cada vez mais os campos rupestres são alvos de ações antrópicas, sobretudo da mineração, que tem ameaçado sua fauna e flora (Messias et al., 2013; Miola et al., 2021).

A pesquisa em questão foi importante para ressaltar a necessidade de proteção da Serra de Ouro Branco, que inclusive possui uma de suas partes inseridas no Quadrilátero Ferrífero, local de intensa extração de minério de ferro. Levantamentos florísticos realizados na Serra evidenciam uma expressiva riqueza de espécie. Ainda que o Parque Estadual tenha sido criado, sua implantação ainda não foi efetivada na prática. A região sofre com atividades antrópicas, como invasão do gado, e a fiscalização é negligenciada. O investimento em pesquisas nessa localidade é indispensável e de fundamental importância, uma vez que fortalecerá a emergência de regulamentação e fiscalização efetiva nas áreas do parque, que necessita com urgência de administração presente e ativa.

Conclusão

Neste trabalho, apontamos que a presença de Al no solo pode vir a ser mais um filtro ambiental promotor de adaptações na flora rupestre, se juntando ao estresse hídrico, a intensa luminosidade, a oligotrofia do solo, aos constantes ventos e a ocorrência de fogo periódico. A presente pesquisa é a primeira a evidenciar o acúmulo de Al na parte aérea das plantas, as estratégias de complexação do metal nos tecidos e compartimentos celulares, bem como, a relação do metal com outros nutrientes essenciais e não essenciais, na flora do campo rupestre. Confirmamos a hipótese de que o metal é acumulado por plantas de diferentes hábitos, presentes em fitofisionomias distintas, independente da concentração de Al no solo. Também afirmamos a complexação de Al e Si; e observamos a não compatibilidade dos sítios de acúmulo de Al com os de compostos fenólicos e Ca. Fica evidente a importância de uso de diferentes técnicas complementares, para a localização de Al nos tecidos e células, para melhor compreensão das estratégias adaptativas em relação ao metal. Este trabalho possui

importância conservacionista por contribuir com o entendimento da flora dos campos rupestres, que são OCBIL's neotropicais, com surpreendente taxa de endemismo, abundância de recursos naturais, além de alimentarem grandes regiões hidrogeográficas brasileiras. A pesquisa com espécies de Campo Rupestre se soma a outras e ampliam a base de dados de plantas nativas acumuladoras de Al, além de criar subsídios para análises filogenéticas sobre o acúmulo do metal, apontando sua presença em uma família botânica megadiversa, as Melastomataceae.

ANEXO



Figura 10 – Ilustração de *Pleroma frigidulum*, espécie hiperacumuladora de alumínio da família Melastomataceae, ocorrente na Serra de Ouro Branco (MG). Ilustrado por: Isaque Marcos Arcelino Resende.

Referências bibliográficas

- Alvares, C. A.; Stape, J. L.; Sentelhas, P. C.; Gonçalves, J. L. M.; Sparovek, G. (2014). Koppen's climate classification map for Brazil. *Meteorologische Zeitschrift*, 22: 711–728. doi:10.1127/0941-2948/2013/0507
- Andrade, L.R.M.; Barros, L.M.G.; Echevarria, G.F.; Amaral, L.I.V.; Cotta, M.G.; Rossatto, D.R.; Haridasan, M.; Franco, A.C. (2011). Al-hyperaccumulator Vochysiaceae from the Brazilian Cerrado store aluminum in their chloroplasts without apparent damage. *Environ and Exper. Bot.* 70:37-42. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2010.05.013>
- APG IV - Stevens, P. F. (2001). Angiosperm Phylogeny Website. Version 14, July 2017 [and more or less continuously updated since]. <http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/>
- Arriola, I.A.; Figueiredo, M.A.F.; Boanares, D.; França, M.G.C.; Isaias, R.M.S. (2020) Apoplast-symplast compartmentalization and functional traits of iron and aluminum in promeristematic tissues of nematode induced galls on *Miconia* spp.. *Plant Physiology and Biochemistry* 154: 360-368. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.06.031>
- Becari-Viana, I. (2021). O efeito do Alumínio sobre *Coccocypselum aureum* (Rubiaceae) – espécie de ocorrência no cerrado brasileiro. Tese. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.
- Benites, V.C.; Schaefer, C.E.G.R.; Simas, F.N.B.; Santos, H.G. (2007). Soils associated with rock outcrops in the Brazilian mountain ranges Mantiqueira and Espinhaço. *Rev. Bras. Botân.* 30:569–577.
- Bitencourt, C.; Rapini, A.; Santos Damascena, L.S.; Marco-Junior, P. (2016) The worrying future of the endemic flora of a tropical mountain range under climate change, *Flora* 218: 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.flora.2015.11.001>.
- Bittencourt, B.M.O.C.; Silva, C.M.S.; Filho, S.Z.; Habermann, G. (2020). Aluminum (Al)-induced organic acid exudation in an Al-accumulating species from the Brazilian savanna. *Trees* 34: 155–162. <https://doi.org/10.1007/s00468-019-01907-5>
- Boanares, D.; A. R. Kozovits; J. P. Lemos-Filho; R. M. S. Isaias; R. R. R. Solar; A. A. Duarte; T. V. B. Silva; M. G. C. França. (2019). Foliar water-uptake strategies are related to leaf water status and gas exchange in plants from a ferruginous rupestrian field. *American Journal of Botany* 106(7): 935-942. <https://doi.org/10.1002/ajb2.1322>

Boanares, D.; Bueno, A.; Souza, A. X.; Kozovits, A. R.; Sousa, H. C.; Pimenta, L. P. S.; Isaias, R. M. S.; França, M.G.C. (2021). Cuticular wax composition contributes to different strategies of foliar water uptake in six plant species from foggy rupestrian grassland in tropical mountains. *Phytochemistry* 190:112894. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2021.112894>

Bojórquez-Quintal, E.; Escalante-Magaña, C.; Echevarría-Machado, I.; Martínez-Estévez, M. (2017). Aluminum, a Friend or Foe of Higher Plants in Acid Soils. *Frontiers in Plant Science* 8: 1767. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01767>

Bressan, A.C.G.; Coan, A.I.; Habermann, G. (2016). X-ray spectra in SEM and staining with chrome azurol S show Al deposits in leaf tissues of Al-accumulating and non-accumulating plants from the cerrado. *Plant Soil* 404:293–306. <https://doi.org/10.1007/s11104-016-2841-1>

Bressan, A.C.G.; Bittencourt, B.M.O.C.; Silva, G.S.; Habermann, G. (2021). Could the absence of aluminum (Al) impair the development of an Al-accumulating woody species from Brazilian savanna?. *Theor. Exp. Plant Physiol* 33:281–292. <https://doi.org/10.1007/s40626-021-00216-y>

Britez, R.M.; Watanabe, T.; Jansen, S.; Reissmann, C.B.; Osaki, M. (2002) The relationship between aluminium and silicon accumulation in leaves of *Faramea marginata* (Rubiaceae). *New Phytologist*. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2002.00531.x>

Bustamante, M.M.C.; Brito, D.Q.; Kozovits, A.R.; Luedemann, G.; Mello, T.R.B.; Pinto, A.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). *PlantEcology* 213: 795–808

Camargo, A.P.; de Souza, R.S.C.; de Britto Costa, P.; Gerhardt, I. R.; Dante, R. A.; Teodoro, G.S; Abrahão, A.; Lambers, H.; Carazzolle, M. F.; Huntemann, M.; Clum, A.; Foster, B.; Foster, D.; Roux, S.; Palaniappan, K.; Varghese, N.; Mukherjee, S.; Reddy, T. B. K.; Daum, C.; Copeland, A.; Chen, I.-Min A.; Ivanova, N. N.; Kyrpides, N. C.; Pennacchio, C.; Eloe-Fadrosch, E. A.; Arruda, P.; Oliveira, R. S. (2019). Microbiomes of Velloziaceae from phosphorus-impooverished soils of the campos rupestres, a biodiversity hotspot. *Sci Data* 6, 140. <https://doi.org/10.1038/s41597-019-0141-3>

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

Castro, L.M.R.; Vinson, C.C.; Gordo, S.M.C.; Williams, T.C.R.; Cury, N.F.; Souza, M.C.; Pereira, L.A.R. (2022). Molecular and physiological aspects of plant responses to aluminum: what do we know about Cerrado plants?. *Braz. J. Bot* 45: 545–562. <https://doi.org/10.1007/s40415-021-00781-1>

Chang, Y.C.; Yamamoto, Y.; Matsumoto, H. (1999). Accumulation of aluminium in the cell wallpectin in cultured tobacco (*Nicotiana tabacum* L.) cells treated with a combination of aluminium and iron. *Plant, Cell and Environment*. Volume 12: 1009-1017. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3040.1999.00467.x>

Chenery, E.M. (1948). Aluminium in the plant world. *Kew Bull.* 3: 173–183. <https://doi.org/10.2307/4119757>

Coutinho, I; Francino, D; Meira, R.M. (2013). Leaf anatomical studies of *Chamaecrista* subsect. *Baseophyllum* (Leguminosae, Caesalpinioideae): New evidence for the up-ranking of the varieties to the species level. *Plant Systematics and Evolution*. 299:1709–1720. [10.1007/s00606-013-0827-5](https://doi.org/10.1007/s00606-013-0827-5).

Cury, N.F.; Silva, R.C.C.; Andre, M.S.F.; Fontes, W.; Ricart, C.A.O.; Castro, M.S.; Silveira, C.E.S.; Williams, T.C.R.; Sousa, M.V.; Pereira, L.A.R. (2020). Root proteome and metabolome reveal a high nutritional dependency of aluminium in *Qualea grandiflora* Mart. (Vochysiaceae). *Plant Soil* 446: 125–143. <https://doi.org/10.1007/s11104-019-04323-3>

Decreto n.º 45180, de 21 de setembro de 2009. Cria o Parque Estadual Serra do Ouro Branco, nos municípios de Ouro Branco e Ouro Preto. *Diário do Executivo*. 22/09/2009. p. 6_col2. Disponível em: <https://www.almg.gov.br/legislacao-mineira/DEC/45180/2009/>

Dias, R.; Coe, H.; Vasconcelos, A.; de Carvalho, A.; Filho, C.; Chueng, K.; Ricardo, S. (2020). Fitólitos de plantas do cerrado. Cap. 09. In: *Os percursos da botânica e suas descobertas*. Lemos, J. R. (eds). Atena. DOI: 10.22533/at.ed.6992004109.

Dias, A.G. (2021). Asteraceae da Serra do Ouro Branco, Minas Gerais, Brasil. Dissertação. Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia.

Ezaki, B.; Jayaram, K.; Higashi, A.; Takahashi, K. (2013). A combination of five mechanisms confers a high tolerance for aluminum to a wild species of Poaceae, *Andropogon virginicus* L. Environmental and Experimental Botany 93: 35-44. [10.1016/j.envexpbot.2013.05.002](https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2013.05.002)

Emus-Medina, A.; Contreras-Angulo, L.A.; Ambriz-Perez, D.L.; Vazquez-Olivo, G.; Heredia, J.B. (2023). UV Light Stress Induces Phenolic Compounds in Plants. In: Lone, R., Khan, S., Mohammed Al-Sadi, A. (eds) Plant Phenolics in Abiotic Stress Management. Springer, Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-19-6426-8_19

Fernandes, G. W. (eds.). (2016). Ecology and Conservation of Mountaintop grasslands in Brazil. 1^a ed. Springer, Cham,. https://doi.org/10.1007/978-3-319-29808-5_2

Fernandes, G.W.; Bahia, T.O.B.; Almeida, H.A.; Conceição, A.A.; Loureiro, C.G.; Luz, G.R.; Neves, A.C.O.; Oki, Y.; Pereira, G.C.N.; Pirani, J.R.; Viana, P.L.; Negreiros, D. (2020). Floristic and functional identity of rupestrian grasslands as a subsidy for environmental restoration and policy. Ecological Complexity 43: 100833. <https://doi.org/10.1016/j.ecocom.2020.100833>

Fernandes, G.W.; Barbosa, N.P.U.; Alberton, B.; Barbieri A.; Dirzo·R.; Goulart, F.; Guerra T. J.; Morellato, L. P.C.; Solar, R. R. C. (2018). The deadly route to collapse and the uncertain fate of Brazilian rupestrian grasslands. Biodivers. Conserv 27: 2587–2603. <https://doi.org/10.1007/s10531-018-1556-4>

Fernández, V.; Guzmán-Delgado, P.; Graça, J.; Santos, S.; Gil, L. (2016). Cuticle Structure in Relation to Chemical Composition: Re-assessing the Prevailing Model. Frontiers in Plant Science. 7: 427. [10.3389/fpls.2016.00427](https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00427)

Figueira, J.E.C. Ribeiro, K.T.; Ribeiro, M.C.; Jacobi, C.M.; França, H.; Neves, A.C.O. Conceição, A.A.; Mourão, F.A.M.; Souza, J.M.; Miranda, C.A.K. (2016). Fire in Rupestrian Grasslands: Plant Response and Management. In: Fernandes, G. (eds) Ecology and Conservation of Mountaintop grasslands in Brazil. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-29808-5_18

Furst, H.; Silva, R.; Fernandes, G.; Galuppo, L.; Machado, I.; Villar, P.; Negreiros, D. (2017) Rebrotamento pós-fogo em arbusto ameaçado e microendêmico dos campos rupestres da Serra do Cipó, sudeste do Brasil. Neotropical Biology and Conservation 12: 143-149. DOI: [10.4013/nbc.2017.122.07](https://doi.org/10.4013/nbc.2017.122.07).

Fank-de-Carvalho, S. M.; Marchioretto, M. S.; Bão, S. N.. (2010). Anatomia foliar, morfologia e aspectos ecológicos das espécies da família Amaranthaceae da Reserva Particular do Patrimônio Natural Cara Preta, em Alto Paraíso, GO, Brasil. *Biota Neotropica*, 10(4): 77–86. <https://doi.org/10.1590/S1676-06032010000400011>

Fortuna-Perez, A.P.; Marinho, C.R.; Vatanparast, M.; de Vargas, W.; Iganci, J.R.V.; Lewis, G.P.; Cândido, E.S.; de Moura, T.M.; e Monteiro, T.C.; Miotto, S.T.S.; Teixeira, S.P. (2021). Secretary structures of the *Adesmia* clade (Leguminosae): Implications for evolutionary adaptation in dry environments. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, volume 48. <https://doi.org/10.1016/j.ppees.2020.125588>

Gabe, M. (1968). *Techniques histologiques*. Paris: Masson et Cie.

Gardoni, L. C. P.; Isaias, R. M. S.; Vale, F. H. A.. (2007). Morfologia e anatomia foliar de três morfotipos de *Marcetia taxifolia* (A. St.-Hil.) DC. (Melastomataceae) na Serra do Cipó, MG. *Brazilian Journal of Botany* 30: 487-500, <https://doi.org/10.1590/S0100-84042007000300013>

Haridasan, M. (1988). Performance of *Miconia albicans* (sw.) Triana, an aluminum-accumulating species, in acidic and calcareous soils. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 19(7–12), 1091–1103. <https://doi.org/10.1080/00103628809367997>

Haridasan, M. (2008). Nutritional adaptations of native plants of the cerrado biome in acid soils. *Brazilian Journal of Plant Physiology* 20(3): 183-195. DOI:10.1590/S1677-04202008000300003

He, H.; Li, Y.; He, L.-F. (2019). Aluminum toxicity and tolerance in Solanaceae plants. *South African Journal of Botany* 123: 23-29. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2019.02.008>.

Hemsing, P.K.B. (2018). *Melastomataceae da Serra do Ouro Branco, Minas Gerais, Brasil*. Dissertação. Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia

Hodson, M.J.; Evans, D.E. (2020) Aluminium–silicon interactions in higher plants: an update, *Journal of Experimental Botany* 71: 6719–6729. <https://doi.org/10.1093/jxb/eraa024>
<https://doi.org/10.1093/jxb/eraa024>

Hopper, S. D. (2009). OCBIL theory: towards an integrated understanding of the evolution, ecology and conservation of biodiversity on old, climatically buffered, infertile landscapes. *Plant Soil* 322: 49–86. DOI [10.1007/s11104-009-0068-0](https://doi.org/10.1007/s11104-009-0068-0)

Hutchinson, G. E.; Wollack, A. (1943). Biological Accumulators of Aluminium. *Conn. Acad. Trans.* 35, 73.

Jacobi, C. M.; Carmo, F. F.; Vincent, R. C.; Stehmann, J. R. (2007). Plant communities on ironstone outcrops: a diverse and endangered Brazilian ecosystem. *Biodivers Conserv* 16:2185–2200. DOI [10.1007/s10531-007-9156-8](https://doi.org/10.1007/s10531-007-9156-8)

Jansen S.; Broadley M.R.; Robbrecht E.; Smets E. (2002). Aluminum hyperaccumulation in Angiosperms: a review of its phylogenetic significance. *The Botanical Review* 68: 235-269. <http://www.jstor.org/stable/4354421>

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

Karabourniotis, G.; Horner, H.T.; Bresta, P.; Nikolopoulos, D.; Liakopoulos, G. (2020), New insights into the functions of carbon–calcium inclusions in plants. *New Phytologist*, 228: 845-854. <https://doi.org/10.1111/nph.16763>

Khan, M.I.; Pandith, S.A.; Shah, M.A.; Reshi, Z.A. (2023). Calcium Oxalate Crystals, the Plant 'Gemstones': Insights into Their Synthesis and Physiological Implications in Plants. *Plant Cell Physiol.* 64(10):1124-1138. DOI: [10.1093/pcp/pcad081](https://doi.org/10.1093/pcp/pcad081).

Kirk Jr.P.W. (1970). Neutral red as lipid fluorochrome. *Stain Technology* 45: 1-4

Kochian L.V.; Piñeros M.A.; Liu J.; Magalhaes J.V. (2015). Plant Adaptation to Acid Soils: The Molecular Basis for Crop Aluminum Resistance. *Annual Review of Plant Biology* 66: 571-598. DOI: [10.1146/annurev-arplant-043014-114822](https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-043014-114822)

Kukachka, B.F.; Miller, R. B. (1980). A chemical spot-test for aluminum and its value in wood identification. *IAWA Bulletin* 1(3): 104-109.

Lemes, F.O.A. (2009). Relações florísticas, fitossociológicas e aspectos edáficos de comunidades de campos rupestres da Serra do Itacolomi e Serra do Ouro Branco. Dissertação. Universidade Federal de Ouro Preto, Ouro Preto.

Li, Z.; Huang, F.; Hu, B.; Qiu, M. (2022). Detoxification of aluminum by Ca and Si is associated to modified root cell wall properties. *Theor. Exp. Plant Physiol.* 34: 131–142. <https://doi.org/10.1007/s40626-022-00235-3>

Lira-Martins, D.; Nascimento, D.L.; Abrahão, A. Costa, P.B.; D'Angioli, A.M.; Valézio, E.; Rowland, L.; Oliveira, R.S. (2022). Soil properties and geomorphic processes influence vegetation composition, structure, and function in the Cerrado Domain. *Plant Soil* 476: 549–588. <https://doi.org/10.1007/s11104-022-05517-y>

Longhi-Wagner, H.; Welker, C. (2012) Diversity, chorology and conservation of the grasses (Poaceae) in Serra do Ouro Branco, State of Minas Gerais, Brazil. *Phytotaxa* 65: 7-22. DOI: [10.11646/phytotaxa.65.1.2](https://doi.org/10.11646/phytotaxa.65.1.2).

Longhi-Wagner, H. M.; Araújo, A. C. (2014). Flora fanerogâmica da Serra do Ouro Branco, Minas Gerais, Brasil: Cyperaceae. *Rodriguésia*, 65(2): 369–404. <https://doi.org/10.1590/S2175-78602014000200006>

McManus J.F.A. (1948). Histological and histochemical uses of periodic acid. *Stain Technology* 23: 99-108.

Malta, P.G.; Silva, A.S.; Ribeiro, C.; Campos, N.V.; Azevedo, A.A. (2016) *Rudgea viburnoides* (Rubiaceae) overcomes the low soil fertility of the Brazilian Cerrado and hyperaccumulates aluminum in cell walls and chloroplasts. *Plant Soil* 408: 369–384. DOI:10.1007/s11104-016-2926-x

Mandlik, R.; Thakral, V.; Raturi, G.; Shinde, S; Nikolić, M.; Tripathi, D. K; Sonah, H.; Deshmukh, R. (2020) Significance of silicon uptake, transport, and deposition in plants. *Journal of Experimental Botany*, 71: 6703–67182. <https://doi.org/10.1093/jxb/eraa301>

Marques, A.P.P. (2021). Alumínio: elemento benéfico ou essencial para a espécie de Cerrado *Borreria latifolia* (Rubiaceae)? Tese. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

Marques, A.R.; Duarte, A.A.; de Souza, A.A.; de Lemos-Filho, J.P. (2021). Does seasonal drought affect C3 and CAM tank-bromeliads from Campo Rupestre differently?. *Flora*. <https://doi.org/10.1016/j.flora.2021.151886>

- Messias, M.C.T.B.; Leite M.G.P.; Meira-Neto J.A.A.; Kozovits A.R.; Tavares R. (2013). Soil-vegetation relationship in quartzitic and ferruginous brazilian rocky outcrops. *Folia Geobotanica* 48:509–521. <https://doi.org/10.1007/s12224-013-9154-4>
- Miola, D. T. B.; Ramos, V. D. V.; Silveira, F. A. O. (2021). A brief history of research in campo rupestre: identifying research priorities and revisiting the geographical distribution of an ancient, widespread Neotropical biome. *Biological Journal of the Linnean Society* 133: 464–480. DOI: <https://doi.org/10.1093/biolinnean/blaa175>
- Morellato, L. P.C.; Silveira, F. A. O. (2018) Plant life in campo rupestre: New lessons from an ancient biodiversity hotspot. *Flora* 238: 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.flora.2017.12.001>.
- Mori, S.A.; Silva, L.A.M.; Lisboa, G.; Coradin, L. (1989). Manual de manejo de herbário fanerogâmico. 2 ed. Ilhéus: Centro de Pesquisas do Cacau.
- Naing, A.H.; Kim, C.K. (2021). Abiotic stress-induced anthocyanins in plants: Their role in tolerance to abiotic stresses. *Physiologia Plantarum*. 172: 1711-1723. <https://doi.org/10.1111/ppl.13373>
- Neves, A.C.O.; Barbieri, A.F.; Pacheco, A.A.; Resende, A.M.; Braga, R.F.; Azevedo, A.A.; Fernandes, G.W. (2016). The Human Dimension in the Espinhaço Mountains: Land Conversion and Ecosystem Services. In: Fernandes, G. (eds) *Ecology and Conservation of Mountaintop grasslands in Brazil*. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-29808-5_21
- Nogueira, M.A.; Bressan, A.C.G.; Pinheiro, M.H.O.; Habermann, G. (2019). Aluminum-accumulating Vochysiaceae species growing on a calcareous soil in Brazil. *Plant Soil* 437: 313–326. <https://doi.org/10.1007/s11104-019-03978-2>
- Nogueira, M.A.; Marin, V.R.; Habermann, G.; Cardoso, J.C. (2023). In vitro organogenesis, content phenols, and antioxidant capacity of two aluminum accumulator plant species from the Cerrado region, Brazil. *In Vitro Cell. Dev. Biol.-Plant*. <https://doi.org/10.1007/s11627-023-10371-3>
- Ofoe, R.; Thomas, R.H.; Asiedu, S.K.; Wang-Pruski, G.; Fofana, B.; Abbey, L. (2023). Aluminum in plant: Benefits, toxicity and tolerance mechanisms. *Frontiers in Plant Science* 13: 1085998. DOI: [10.3389/fpls.2022.1085998](https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1085998)

Oliveira, R.S.; Galvão, H.C.; Campos, M.C.R.; Eller, C.B.; Pearse, S.J.; Lambers, H. (2015) Mineral nutrition of campos rupestres plant species on contrasting nutrient-impooverished soil types. *New Phytol* 205:1183–1194. DOI: [10.1111/nph.13175](https://doi.org/10.1111/nph.13175)

Oliveira, R.S.; Abrahão, A.; Pereira, C.; Teodoro, G.S.; Brum, M.; Alcantara, S.; Lambers, H. (2016). Ecophysiology of Campos Rupestres Plants. In: Fernandes, G. (eds) *Ecology and Conservation of Mountaintop grasslands in Brazil*. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-29808-5_11

Oliveira, A. B. K. (2018). Geoambientes em áreas de campos rupestres ferruginosos e quartzíticos da borda leste do Espinhaço. Dissertação de Mestrado, Programa de Pós-Graduação em Solos, Universidade Federal de Viçosa.

Paro, S. P. Influência de fatores abióticos na diversidade de espécies do estrato herbáceo-subarbustivo em Cerrado, Flona de Paraopeba, MG. 2013. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 96 f.

Paula, C. C de; Silva, R. R da; Oliveira, D. A. S. (2005). *A Serra do Ouro Branco*. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

Pereira, S.H.F. (2009). Pedogênese e geoambientes como subsídios à criação do “Parque Estadual Serras do Ouro”, porção sul do Espinhaço-MG. Dissertação. Universidade Federal Viçosa, Viçosa.

Pereira, A. F. S. (2010). Florística, fitossociologia e relação solo-vegetação em campo rupestre ferruginoso do Quadrilátero Ferrífero, MG. Dissertação de Mestrado, Pós Graduação Botânica, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

Pereira, E.G.; Siqueira-Silva, A.I.; Souza, A.E.; Melo, N.M.J.; Souza, J.P. (2018). Distinct ecophysiological strategies of widespread and endemic species from the megadiverse campo rupestre. *Flora* 238: 79-86. <https://doi.org/10.1016/j.flora.2017.02.006>.

Piperno, D. R. *Phytoliths Analysis: an archaeological and geological perspective*. San Diego: Academic Press, 280p., 1988.

Pirani, J.R.; Sano, P.T.; Mello-Silva, R.; Menezes, N.L.; Giulietti, A.M.; Zappi, D.C. & Jono, V.Y. *Flora da Serra do Cipó, Minas Gerais*. Disponível em: <http://www.ib.usp.br/botanica/serradocipo>. Acesso em 1 de junho de 2015.

Prezotti, L. C.; Guarçoni M., A. Guia de interpretação de análise de solo e foliar. Vitória, ES : Incaper, 2013. 104 p.

Raitz, E.; Calegari, M.; Paisani, J.; Paisani, S.(2016). Inventário de fitólitos da floresta ombrófila mista: subsídios para estudos paleoambientais. *Quaternary and Environmental Geosciences* 6: 18-35. DOI: 6. 10.5380/abequa.v6i2.36421.

Revista Reserva da Biosfera da Serra do Espinhaço, v. 1, n. 1 (2017) – Brasília. Semestral - ISSN: 2527-1032.

Romero, R.; Martins, A. B. (2002). Melastomataceae do Parque Nacional da Serra da Canastra, Minas Gerais, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 25: 19–24. <https://doi.org/10.1590/S0100-84042002000100004>

Sade, H.; Meriga, B.; Surapu, V.; Gadi, J.; Sunita, M. S. L.; Suravajhala, P.; Kishor, P. B. K. (2016). Toxicity and tolerance of aluminum in plants: tailoring plants to suit to acid soils. *Biomaterials* 29: 187–210. <https://doi.org/10.1007/s10534-016-9910-z>

Santos, M.F.; Sano, P.T. (2012). Flora fanerogâmica da Serra do Ouro Branco, Minas Gerais: Myrtaceae. *Rodriguésia*, 63(4):1065–83. <https://doi.org/10.1590/S2175-78602012000400019>

Schaefer, C.E.; Oliveira, D. A. S.; Filho, M. R. A. (2005). Solos da Serra de Ouro Branco. pp. 17 – 18. In: Paula, C. C de; Silva, R. R da; Oliveira, D. A. S. (2005). *A Serra do Ouro Branco*. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

Schaefer, C.E.; Corrêa, G.R.; Candido, H.G; Arruda, D.M.; Nunes, J.A.; Araujo, R.W.; Rodrigues, P.M.S.; Filho, E.I.F.; Pereira, A.F.S.; Brandão, P.C.; Neri, A.V. (2016). The Physical Environment of Rupestrian Grasslands (Campos Rupestres) in Brazil: Geological, Geomorphological and Pedological Characteristics, and Interplays. In: Fernandes, G. (eds) *Ecology and Conservation of Mountaintop grasslands in Brazil*. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-29808-5_2

Schaefer, C.E.G.R.; Candido, H.G.; Corrêa, G.R.; Campos, P.V.; Senra, E.O.; Gjorup, D.F.; Filho, E.I.F. (2023). Soils of Campos Rupestres (Rupestrian Grasslands) of the Old Brazilian Mountain Ranges. In: Schaefer, C.E.G.R. (eds) *The Soils of Brazil*. World Soils Book Series. Springer, Cham, 1ª ed. https://doi.org/10.1007/978-3-031-19949-3_12

Schettini, A.T.; Leite, M.G.P.; Messias, M.C.T.B.; Gauthier, A.; Li, H.; Kozovits, A.R. (2018). Exploring Al, Mn and Fe phytoextraction in 27 ferruginous rocky outcrops plant species. *Flora* 238: 175–182. DOI: [10.1016/j.flora.2017.05.004](https://doi.org/10.1016/j.flora.2017.05.004)

Silva, G.S.; Rodrigues, J.S.; Carvalho, B.M.d.O.; Gavassi, M.A.; Bressan, A.C.G.; Habermann, G. (2023). Absence of aluminium compromises root integrity, reduces leaf hydration and Rubisco performance in *Qualea grandiflora*, an Al-accumulating species. *Plant Biol J.* 25: 740-749. <https://doi.org/10.1111/plb.13535>

Silveira, F.A.O.; Negreiros, D.; Barbosa, N.P.U.; Buisson, E.; Carmo, F.F.C.; Carstensen, D.W.; Conceição, A.A.; Cornelissen, T.G.; Echternacht, L.; Fernandes, G.W.; Garcia, Q.S.; Guerra, T.J.; Jacobi, C.M.; Lemos-Filho, J.P.; Stradic, S.L.; Morellato, L.P.C.; Neves, F.S.; Oliveira, R.S.; Schaefer, C.E.; Viana, P.L.; Lambers, H. (2016). Ecology and evolution of plant diversity in the endangered campo rupestre: a neglected conservation priority. *Plant Soil* 403: 129–152. <https://doi.org/10.1007/s11104-015-2637-8>

Souza, M. C. de .; Bueno, P. C. P.; Morellato, L. P. C.; Habermann, G. (2015). Ecological strategies of Al-accumulating and non-accumulating functional groups from the cerrado sensu stricto. *Anais Da Academia Brasileira De Ciências*, 87(2), 813–823. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201520140222>

Souza-Fernandes, D. P. (2019). O acúmulo de alumínio na parte aérea é comum em espécies herbáceas do cerrado? Dissertação. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

Souza, M.C.; Habermann, G.; do Amaral, C.L.; Rosa, A.L.; Pinheiro, M.H.O.; Da Costa, F. B. (2017). *Vochysia tucanorum* Mart.: an aluminum-accumulating species evidencing calcifuge behavior. *Plant Soil* 419:377–389. <https://doi.org/10.1007/s11104-017-3355-1>

Sun, L.; Zhang, M.; Liu, X.; Mao, Q.; Shi, C.; Kochian, L.V.; Liao, H. (2020). Aluminium is essential for root growth and development of tea plants (*Camellia sinensis*). *J. Integr. Plant Biol*, 62: 984-997. <https://doi.org/10.1111/jipb.12942>

Tak, Y.; Kaur, M.; Gautam, C.; Kumar, R.; Tilgam, J.; Natta, S. (2023). Phenolic Biosynthesis and Metabolic Pathways to Alleviate Stresses in Plants. In: Lone, R., Khan, S., Mohammed Al-Sadi, A. (eds) *Plant Phenolics in Abiotic Stress Management*. Springer, Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-19-6426-8_4

Tanikawa, N.; Inoue, H.; Nakayama, M. (2016). Aluminum Ions Are Involved in Purple Flower Coloration in *Camellia japonica* ‘Sennen-fujimurasaki’, The Horticulture Journal 85 (4): 331-339. <https://doi.org/10.2503/hortj.MI-114>

Tedesco, M. J.; Gianello, C.; Bissani, C. A.; Bohnen, H.; Volkweiss, S. J. (1995). Análise de solo, plantas e outros materiais. 2a edição. Porto Alegre: URGS. 174p.

Teodoro, G.S.; Lambers, H.; Nascimento, D.L.; Costa, P.B.; Flores-Borges, D.N.A.; Abrahão, A.; Mayer, J.L.S.; Sawaya, A.C.H.F.; Ladeira, F.S.B.; Abdala, D.B.; Pérez, C.A.; Oliveira, R.S. (2019). Specialized roots of Velloziaceae weather quartzite rock while mobilizing phosphorus using carboxylates. *Funct Ecol.* 33: 762–773. <https://doi.org/10.1111/1365-2435.13324>

Timpone, L.T.; Habermann, G. (2022). Is aluminum (Al) eliminated by senescent structures of *Miconia albicans*, an Al-accumulating species from Brazilian savanna?. *Flora* 289: 152036 <https://doi.org/10.1016/j.flora.2022.152036>

Tooulakou, G.; Giannopoulos, A.; Nikolopoulos, D.; Bresta, P; Dotsika, E.; Orkoula, M.G.; Kontoyannis, C.G.; Fasseas, C.; Liakopoulos, G.; Klapa, M.I.; Karabourniotis, G. (2016) Reevaluation of the plant “gemstones”: Calcium oxalate crystals sustain photosynthesis under drought conditions. *Plant Signaling & Behavior* 11(9): e1215793. DOI: 10.1080/15592324.2016.1215793

Ulloa, C.; Almeda, F.; Goldenberg, R.; Kadereit, G.; Michelangeli, F.; Penneys, D.; Stone, R.; Veranso-Libalah, M.C. (2022). Melastomataceae: Global Diversity, Distribution, and Endemism. In: Goldenberg, R., Michelangeli, F.A., Almeda, F. (eds) *Systematics, Evolution, and Ecology of Melastomataceae*. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-99742-7_1

Vieira, T. L.; Barros, F. (2017). Orchidaceae na Serra do Ouro Branco, Minas Gerais, Brasil. *Rodriguésia* 68(2): 691–747. <https://doi.org/10.1590/2175-7860201768224>

Wagay, N.A.; Rafiq, S.; Khan, A.; Kaloo, Z.A.; Malik, A.R.; Pulate, P.V. (2023). Impact of Phenolics on Drought Stress and Expression of Phenylpropanoid Pathway Genes. In: Lone, R., Khan, S., Mohammed Al-Sadi, A. (eds) *Plant Phenolics in Abiotic Stress Management*. Springer, Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-19-6426-8_13

Wehr, J.B.; Blamey, F.P.C.; Hanna, J.V.; Kopittke, P.M.; Kerven, G.L.; Menzies, N.W. (2010). Hydrolysis and speciation of Al bound to pectin and plant cell wall material and its reaction with the dye Chrome-Azurol'S. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 58: 5553-5560. <https://doi.org/10.1021/jf100201x>

Watanabe, T.; Misawa, S.; Hiradate, S.; Osaki, M. (2008), Characterization of root mucilage from *Melastoma malabathricum*, with emphasis on its roles in aluminum accumulation. *New Phytologist*, 178: 581-589. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02397.x>

Watanabe, Toshihiro. (2022). Basic understanding of aluminum accumulator plants. *Eurasian Journal of Forest Research* 22: 59-62. 59-62. 10.14943/EJFR.22.59.

Zappi, D. C.; Lucas, E.; Stannard, B. L.; Lughadha, E. N.; Pirani, J. R.; Queiroz, L. P.; Atkins, S.; Hind, D. J.; Giuliatti, A. M.; Harley, H. & Carvalho, A. M. (2003). Lista das plantas vasculares de Catolés, Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. *Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo* 21: 345–398. <https://doi.org/10.11606/issn.2316-9052.v21i2p345-398>