



UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
BIODIVERSIDADE VEGETAL



MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Chrysolaena simplex*
(Less) Dematt. E *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.
(ASTERACEAE) EM AMBIENTES RUPESTRES DA SERRA DOURADA, GOIÁS

Vanessa Sardinha Dos Santos
Orientadora: Profa. Dra. Maria Helena Rezende

GOIÂNIA-GO

2013

Vanessa Sardinha Dos Santos

MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Chrysolaena simplex*
(Less) Dematt. E *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.
(ASTERACEAE) EM AMBIENTES RUPESTRES DA SERRA DOURADA, GOIÁS

Dissertação apresentada ao Programa de
Biodiversidade Vegetal da Universidade
Federal de Goiás como parte dos
requisitos para a obtenção do título de
Mestre em Biodiversidade Vegetal.

Orientadora: Profa. Dra. Maria Helena Rezende

GOIÂNIA-GO

2013

Vanessa Sardinha Dos Santos

MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Chrysolaena simplex*
(Less) Dematt. E *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.
(ASTERACEAE) EM AMBIENTES RUPESTRES DA SERRA DOURADA, GOIÁS

Dissertação defendida no Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Vegetal no Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Goiás, para a obtenção do título de Mestre, aprovada em 01 de outubro de 2013 pela Banca Examinadora constituída pelos seguintes professores:

Dr. Maria Helena Rezende
Instituto de Ciências Biológicas- Universidade Federal de Goiás
Presidente da Banca Examinadora

Dr. Gladys Flávia de Albuquerque Melo de Pinna
Instituto de Biociências- Universidade de São Paulo
Membro titular da Banca Examinadora

Dr. Letícia de Almeida Gonçalves
Instituto de Ciências Biológicas- Universidade Federal de Goiás
Membro titular da Banca Examinadora

AGRADECIMENTOS

À Professora Maria Helena Rezende pela orientação, confiança no meu trabalho e por todo apoio e compreensão nesta fase final. Minha eterna admiração.

Ao professor José Realino de Paula por permitir a utilização do laboratório e realização dos experimentos.

Ao professor Carlos Roberto Sette por permitir a utilização do laboratório e todas as sugestões apresentadas na pré-banca.

À Professora Letícia de Almeida Gonçalves pelas dicas dadas no laboratório.

Ao professor Aristônio Magalhães Teles pela identificação dos espécimes coletados.

À Fernanda Pimenta Simon Ferreira por toda a ajuda na prospecção fitoquímica.

Aos amigos do laboratório de Anatomia Vegetal. À Maria Tereza por me ensinar todas as técnicas para “plantas difíceis”, por ajudar na realização da prospecção e principalmente pela amizade. À Divina Vilhalva por sua ajuda com a parte subterrânea, dicas, pela amizade e por fazer tudo parecer mais fácil. Ao Vinicius Pina que me ajudou durante todo o trabalho e coletas. Agradeço aos três por tornar os longos dias no laboratório muito prazerosos e produtivos.

À Lorryne pela grande amizade, pelas risadas e pelos choros. Sem você esse mestrado não seria o mesmo.

À Giselle pela ajuda na identificação das plantas no campo e por me mostrar as maravilhosas Asteraceae em toda coleta, além de compartilhar o medo da onça.

Ao Gustavo e Rogério por toda a ajuda na coleta.

Ao meu amor, Igor Massaro, que me apoiou em todos os momentos e me deu forças em todas as fases de realização desse trabalho. Toda ausência será recompensada.

Aos meus pais, Arnóbis Sardinha e Maria Carvalho, que sempre me mostraram o valor da educação.

Às minhas queridas irmãs, Vania e Helivania Sardinha que sempre me apoiaram e ajudaram mesmo distantes.

Aos professores do Programa de Pós Graduação em Biodiversidade Vegetal.

À CAPES pela bolsa concedida.

SUMÁRIO

RESUMO	8
ABSTRACT	9
1. INTRODUÇÃO GERAL	10
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	11
3. JUSTIFICATIVA.....	15
4. BIBLIOGRAFIA.....	16
CAPÍTULO I	
RESUMO	22
ABSTRACT	23
1. INTRODUÇÃO	24
2. MATERIAL E MÉTODOS	25
2.1 Área de estudo	25
2.2 Coleta do material vegetal	25
2.3 Análise morfológica.....	26
2.4 Análise anatômica.....	26
2.5 Análise Quantitativa	28
2.6 Prospeção Fitoquímica.....	29
3. RESULTADOS	29
3.1. <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.....	29
3.1.1 Caracterização morfológica	29
3.1.2 Anatomia e histoquímica da folha.....	29
3.1.3 Anatomia e Histoquímica do caule	31
3.1.4 Análise quantitativa.....	31
3.1.5 Prospeção fitoquímica	32
3.2 <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.....	33
3.2.1 Caracterização morfológica.....	33
3.2.2 Anatomia e histoquímica da folha	33
3.2.3 Anatomia e histoquímica do caule.....	34
3.2.4 Análise quantitativa	35
3.2.5 Prospeção fitoquímica.....	36

4. DISCUSSÃO.....	37
5. CONCLUSÃO	41
6. BIBLIOGRAFIA.....	42
FIGURAS	47
CAPÍTULO II	
RESUMO	67
ABSTRACT	68
1. INTRODUÇÃO	69
2. MATERIAL E MÉTODOS	70
2.1 Área de estudo	70
2.2 Coleta do material vegetal	70
2.3 Análise morfológica.....	71
2.4 Análise estrutural	71
2.5 Prospeção fitoquímica e teor de flavonóides	72
3. RESULTADOS.....	73
3.1 <i>Chrysolaena simplex</i>	73
3.2 <i>Lessingianthus buddleiifolius</i>	75
4. DISCUSSÃO.....	76
5. CONCLUSÃO	79
6. BIBLIOGRAFIA.....	81
FIGURAS	85

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I

Figura 1. Mudanças sazonais na pluviosidade na área de estudo para o período de outubro de 2011 a julho 2013.	48
Figura 2. <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	49
Figura 3. Lâmina foliar de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	50
Figura 4. Lâmina foliar de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	51
Figura 5. Lâmina foliar de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	52
Figura 6. Lâmina foliar de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	53
Figura 7. Lâmina foliar de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	54
Figura 8. Caule de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	55
Figura 9. Caule de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	56
Figura 10. <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	57
Figura 11. Lâmina foliar de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	58
Figura 12. Lâmina foliar de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	59
Figura 13. Lâmina foliar de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	60
Figura 14. Lâmina foliar de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	61
Figura 15. Lâmina foliar de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	62
Figura 16. Lâmina foliar de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	63
Figura 17. Caule de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	64
Figura 18. Caule de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	65

CAPÍTULO II

Figura 1. <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	86
Figura 2. Estádios de desenvolvimento de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	87
Figura 3. Rizóforo de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	88
Figura 4. Rizóforo de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	89
Figura 5. Rizóforo de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	90
Figura 6. Raiz adventícia de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	91
Figura 7. <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	92
Figura 8. Xilopódio de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	93
Figura 9. Xilopódio de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	94
Figura 10. Raiz de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	95

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO I

Tabela 1- Metodologias utilizadas para identificar as principais classes de metabólitos nas folhas de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt. e <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	27
Tabela 2- Avaliação de caracteres anatômicos de folhas de <i>Chrysolaena simplex</i> coletadas em estações de seca e chuva, no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) do Estado de Goiás. Valor médio e respectivo desvio padrão. Letras diferentes para a mesma variável indicam diferença significativa.	32
Tabela 3- Principais classes de metabólitos secundários detectados nas amostras dos caules e folha de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	32
Tabela 4- Avaliação de caracteres anatômicos de folhas de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> coletadas em estações de seca e chuva, no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) do Estado de Goiás. Valor médio e respectivo desvio padrão. Letras diferentes para a mesma variável indicam diferença significativa.	36
Tabela 5- Principais classes de metabólitos secundários detectados nas amostras dos caules e folhas de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less.) Dematt.	36

CAPÍTULO II

Tabela 1. Principais classes de metabólitos secundários detectados nas amostras dos rizóforos de <i>Chrysolaena simplex</i> (Less) Dematt.	74
Tabela 2. Principais classes de metabólitos secundários detectados nas amostras dos xilopódios e raízes de <i>Lessingianthus buddleiifolius</i> (Mart. ex DC.) H. Rob.	76

RESUMO

MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Chrysolaena simplex* (Less) Dematt. E *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (ASTERACEAE) EM AMBIENTES RUPESTRES DA SERRA DOURADA, GOIÁS. A família Asteraceae destaca-se como uma das mais frequentes entre as espécies do estrato herbáceo e subarbustivo do Cerrado e apresenta uma ampla variação estrutural em resposta às condições ambientais. O presente estudo teve por objetivo caracterizar a morfoanatomia e investigar a presença de algumas classes de metabólitos secundários pela análise fitoquímica e histoquímica, bem como avaliar os efeitos da sazonalidade nas características morfoanatômicas e fisiológicas dos órgãos vegetativos aéreos e subterrâneos de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. O estudo foi realizado em área rupestre, na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situado no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD). As coletas foram realizadas durante a estação seca e chuvosa em indivíduos adultos de *C. simplex*, e *L. buddleiifolius*. As amostras foram submetidas às técnicas usuais em anatomia vegetal e eletrônica de varredura. Testes histoquímicos foram realizados em material fresco. Na análise fitoquímica foram empregadas as reações clássicas de identificação das classes de metabólitos secundários. *C. simplex* e *L. buddleiifolius* apresentam caracteres anatômicos em comum, tais como folhas anfiestomáticas, epiderme uniestratificada, cutícula delgada, tricomas glandulares e tectores, estômatos anisocíticos, mesofilo dorsiventral, feixes vasculares colaterais e a presença de hidatódios. Testes histoquímicos evidenciaram substâncias lipofílicas e compostos fenólicos nas espécies estudadas. A prospecção fitoquímica realizada em amostras da folha e caule revelou a presença de esteróides, triterpenoides, flavonóides e cumarinas em ambas as espécies. A presença de saponinas foi detectada apenas em *L. buddleiifolius*. A sazonalidade influenciou na morfoanatomia das plantas estudadas, demonstrando assim a grande plasticidade fenotípica dessas espécies. O sistema subterrâneo de *C. simplex* foi identificado como rizóforo, enquanto o de *L. buddleiifolius* um xilopódio. Foram identificados canais secretores nas raízes adventícias de *C. simplex*. Endoderme secretora foi observada nas raízes de *L. buddleiifolius*. Substâncias lipofílicas e cristais de inulina ocorreram nas duas espécies. Em *C. simplex* os cristais foram observados em todo o rizóforo, enquanto em *L. buddleiifolius*, foram observados apenas nas raízes. A análise fitoquímica dos sistemas subterrâneos revelou a presença de flavonóides, saponinas e cumarinas, sendo que esteróides e triterpenóides foram encontrados apenas em *C. simplex*.

Palavras-chave: Cerrado; estruturas secretoras; esclerofilia; sistema subterrâneo.

ABSTRACT

MORPHO-ANATOMY OF VEGETATIVE ORGANS OF *Chrysolaena simplex* (Less) Dematt. AND *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (ASTERACEAE) IN RUPESTRIAN FIELDS IN SERRA DOURADA, GOIÁS. Asteraceae is one of the most common families of cerrado herbs and subshrubs. Plants in this family vary widely in structure in response to environmental conditions. The present study aimed to characterize the morpho-anatomy and histochemistry of aerial and underground organs of *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt and *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob., assess the occurrence of certain classes of secondary metabolites through phytochemical analyses, and study the effects of seasonality on morpho-anatomical and physiological traits. The study was carried out in an area of campo rupestre in the Reserva Biológica Prof. José Ângelo Rizzo of Universidade Federal de Goiás, inside Parque Estadual da Serra Dourada (PESD). Adult individuals of *C. simplex* and *L. buddleiifolius* were collected in the dry and rainy seasons. Samples were analyzed using standard techniques of plant anatomy and scanning electron microscopy. Fresh material was used for histochemical tests. The phytochemical analysis used standard reactions to detect classes of secondary metabolites. *C. simplex* e *L. buddleiifolius* had similar anatomical traits, such as amphistomatic leaves, monostratified epidermis, thin cuticle, glandular and non-glandular trichomes, anisocytic stomata, dorsiventral mesophyll, collateral vascular bundles and hydathodes. Histochemical tests identified the presence of lipophilic substances and phenolic compounds in the studied species. Phytochemical screening of leaf and stem samples detected the presence of steroids, triterpenoids, flavonoids, and coumarins in both species. In contrast, saponins were only found in *L. buddleiifolius*. Seasonality affected the morpho-anatomy of the species studied, revealing their great phenotypic plasticity. The underground system of *C. simplex* was a rhizophore, while the system of *L. buddleiifolius* was a xylopodium. Secretory ducts were found in the adventitious roots of *C. simplex*, whereas the roots of *L. buddleiifolius* had secretory endodermis. Both species had lipophilic substances and inulin crystals. Crystals were observed in the entire rhizophore of *C. simplex*, but exclusively in the roots of *L. buddleiifolius*. The phytochemical analysis of the underground systems revealed the presence of flavonoids, saponins and coumarins, but steroids and triterpenoids were only detected in *C. simplex*.

Keywords: cerrado; secretory structures; sclerophylly; underground system.

1. INTRODUÇÃO GERAL

O Cerrado abrange cerca de 2,0 milhões de km², sendo considerado o segundo maior domínio em termos de área, superado apenas pela floresta Amazônica (RATTER, RIBEIRO, & BRIDGEWATER, 1997). Segundo Coutinho (2006) e Batalha (2011), o cerrado não é um único bioma, mas sim um complexo de biomas, distribuídos em mosaicos. São descritos onze tipos principais de vegetação para o cerrado, enquadrados em formações florestais, savânicas e campestres (RIBEIRO & WALTER, 2008).

Dentre as formações savânicas, inclui-se o cerrado rupestre que é um subtipo de vegetação arbóreo-arbustiva que ocorre em ambientes rupestres e comporta uma vegetação sobre pouco solo entre afloramentos de rocha (RIBEIRO & WALTER, 2008). Segundo estes autores, no cerrado rupestre a densidade arbórea é variável e dependente do volume de solo, existindo casos em que as árvores podem dominar a paisagem, e outros em que a flora arbustivo-herbácea predomina, embora as árvores continuem presentes.

Nas formações campestres do cerrado tem-se o campo rupestre, que é um tipo fitofisionômico predominantemente herbáceo-arbustivo, com presença eventual de arvoretas pouco desenvolvidas e ocorre em altitudes superiores a 900 metros ocupando trechos de afloramento rochosos, em áreas onde há ventos constantes, dias quentes e noites frias (RIBEIRO & WALTER, 1998; RIBEIRO & WALTER, 2008). O campo rupestre é constituído por um mosaico bastante diversificado de ambientes com condições edáficas restritas e clima peculiar, o que proporciona uma composição florística rica e grande endemismo (ROMERO, 2002; RIBEIRO & WALTER, 2008). Pode-se observar a presença da flora esclerófila adaptada a condições extremas, tais como alta insolação, solos rasos com baixa umidade e nutricionalmente pobres (AMARAL, PEREIRA & MUNHOZ *et al.*, 2006).

Segundo Ribeiro & Walter (2008), tanto o campo rupestre quanto o cerrado rupestre ocorrem geralmente em neossolos litólicos, estes solos são ácidos e pobres em nutrientes. Os neossolos litólicos por serem muito rasos, apresentam séria limitação à penetração do sistema radicular e plantas de porte arbóreo só se estabelecem quando encontram aberturas ou fendas entre as rochas (REATTO *et al.*, 2008).

A família Asteraceae se destaca como uma das mais frequentes do estrato herbáceo e subarbustivo do Cerrado (RIBEIRO & WALTER, 1998; ALMEIDA *et al.*, 2005; SALGADO-LABOURIAU, 2005), sendo que no campo rupestre destacam-se os gêneros *Lychnophora*, *Eremanthus*, *Vernonia*, *Wunderlichia* (ROMERO, 2002).

Segundo Filizola *et al.* (2003), as espécies da família Asteraceae apresentam uma ampla variação estrutural em resposta às condições ambientais. No cerrado, estas plantas, estão submetidas a uma extrema sazonalidade pluviométrica; os verões (outubro a abril) são quentes e chuvosos e os invernos (maio a setembro) são frios e secos (ROSSATTO, HOFFMANN & FRANCO, 2009). Sendo assim, este local torna-se adequado para estudos a respeito dos efeitos da sazonalidade nas características morfoanatômicas e fisiológicas de Asteraceae.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Com cerca de 24.000-30.000 espécies distribuídas em 1.600-1.700 gêneros, a família Asteraceae, que ocorre em todos os continentes exceto a Antártida, é a mais diversificada de todas as famílias de plantas (FUNK *et al.*, 2005; ANDERBERG *et al.*, 2007; FUNK *et al.*, 2009). Estima-se que esta família corresponda a aproximadamente 10% do total de plantas com flores (FUNK *et al.*, 2005, 2009). As Asteraceae são predominantemente herbáceas, sendo poucos os gêneros com representantes lenhosos (BREMER, 1994). No Brasil a família é bastante frequente, ocorrendo aproximadamente 276 gêneros e 2047 espécies (NAKAJIMA *et al.*, 2013).

De acordo com Tertuliano & Figueiredo-Ribeiro (1993), muitos representantes de Asteraceae apresentam órgãos subterrâneos espessados. Ratter *et al.* (1997) sugere que no Cerrado o desenvolvimento de órgãos subterrâneos constitui uma importante adaptação ao fogo. Os sistemas subterrâneos podem ter origem radicular, caular ou mista, portanto, as observações baseadas somente na morfologia externa são insuficientes para identificar sua natureza estrutural e por isso análises anatômicas são fundamentais (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006).

A família Asteraceae apresenta diversos tipos de sistemas subterrâneos espessados, tais como xilopódios (Paviani 1977; 1978; 1987), rizóforos (Menezes *et al.* 1979; Sajo & Menezes 1986; Hayashi & Appezzato-da-Glória 2005), rizomas (Lotocka & Geszprych 2004), raízes

tuberosas (Vilhalva & Appezzato-da-Glória 2006b; Vilhalva *et al.* 2011) e sistemas subterrâneos difusos (Appezzato-da-Glória *et al.* 2008a).

Esta diversidade de sistemas subterrâneos em Asteraceae ocorre dentro do mesmo gênero, como observado em *Vernonia*. Para o gênero *Vernonia* já foram descritas estruturas tais como rizóforos em *Vernonia psilophylla*, *V. linearifolia* (Menezes *et al.* 1979), *V. linearis*, *V. psilophylla*, *V. sessilifolia* (Sajo & Menezes 1986), *V. herbacea* e *V. platensis* (Hayashi & Appezzato-da-Glória 2005), raiz tuberosa gemífera em *V. oxylepis* (Vilhalva & Appezzato-da-Glória 2006b), xilopódio em *V. grandiflora* (Hayashi & Appezzato-da-Glória 2007), *V. elegans* e *V. megapotamica* (Appezzato-da-Glória & Cury 2011)

Segundo Hoffmann (1999), em plantas de Cerrado ocorre alto investimento no acúmulo de carboidratos de reservas em órgãos subterrâneos, o que permite rápida reposição de tecidos que foram perdidos pela ação do fogo, contribuindo assim para a sobrevivência dos indivíduos. Na família Asteraceae, a reserva ocorre, na maior parte das espécies, na forma de frutanos (FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993; DIAS-TAGLIACOZZO *et al.*, 2004).

Frutanos são oligo e polissacarídeos baseados na unidade de frutose que ocorrem como carboidratos de reserva em cerca de 15% das Angiospermas (HENDRY & WALLACE, 1993). Entretanto, apresentam outras funções além de fonte de energia (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006); também estão relacionados à tolerância de algumas espécies sujeitas aos estresses ambientais, principalmente no Cerrado, como uma estratégia adaptativa a secas prolongadas e queimadas (ISEJIMA, FIGUEIREDO-RIBEIRO & ZAIDAN, 1991; MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003).

Em Asteraceae, o polissacarídeo mais estudado é a inulina (BACON & EDELMAN, 1951), que é o polímero de frutose mais conhecido quimicamente e aparentemente o mais simples (EDELMAN & JEFFORD, 1968). A inulina é uma fibra alimentar solúvel e tem sido reconhecida como um composto benéfico para a saúde humana (Ritsema & Smeekens 2003). Atualmente, a inulina produzida para fins comerciais é obtida principalmente de chicória (Carvalho *et al.* 2007) e tem sido usada como substituinte da gordura por ter baixo teor calórico (Ritsema & Smeekens, 2003).

Hayashi & Appezzato-da-Glória (2007) detectaram em *Vernonia grandiflora* frutanos do tipo inulina principalmente no parênquima cortical das raízes adventícias produzidas pelo xilopódio. Appezzato-da-Glória *et al.* (2008a) também identificaram frutanos do tipo inulina em espécies de Asteraceae (*Chromolaena squalida*, *Gyptis lanigera*, *Pterocaulon angustifolium*, *Chresta sphaerocephala*, *Lessingianthus bardanoides*, *Lessingianthus glabratus* e *Orthopappus angustifolius*), entre as espécies estudadas apenas *Chromolaena squalida* não apresentou inulina no parênquima cortical das raízes laterais ou adventícias produzidas pelos sistemas subterrâneos. Appezzato-da-Glória & Cury (2011) estudaram a morfo-anatomia de seis espécies de Asteraceae (*Mikania cordifolia*, *Mikania sessilifolia*, *Trixis nobilis*, *Pterocaulon alopecuroides*, *Vernonia elegans* e *Vernonia megapotamica*) e identificaram frutanos do tipo inulina no parênquima de raízes adventícias, exceto para *Trixis nobilis*, que também mostrou acúmulo de frutanos no sistema subterrâneo espessado, e *Pterocaulon alopecuroides*, que acumula apenas no sistema subterrâneo.

De acordo com Anderberg *et al.* (2007), a família Asteraceae exibe uma rica e variada quantidade de metabólitos secundários que servem como compostos de armazenamento ou como mecanismos de defesa química, o desenvolvimento destes metabólitos foi sem dúvida importante no sucesso evolutivo da família. Quimicamente a família é conhecida por produzir monoterpenóides, diterpenóides, triterpenóides, sesquiterpenóides e lactonas sesquiterpênicas, poliacetilenos, flavonóides, ácidos fenólicos, benzofuranos, cumarinas e alcalóide de pirrolizidina que são, com poucas exceções, restritos as tribo Senecioneae e Eupatorieae (CALABRIA *et al.*, 2009).

Diversos estudos histoquímicos foram realizados para Asteraceae e diferentes compostos encontrados. Monteiro *et al.* (2001) realizaram testes histoquímicos nos tricomas de *Stevia rebaudiana* e detectaram que a secreção apresenta natureza lipofílica e hidrofílica. Aguilera, Meira, & Ferreira *et al.* (2004) realizaram testes histoquímicos em *Siegesbeckia orientalis* e constataram a presença de compostos fenólicos e alcalóides nos ductos e, nos tricomas, de compostos lipofílicos e fenólicos. Fonseca, Meira & Casali (2006) detectaram compostos fenólicos em ductos presentes nos caules de *Porophyllum ruderale* e compostos lipídicos e fenólicos em ductos no limbo foliar. Andreucci *et al.* (2008) estudaram tricomas glandulares e ductos secretores de *Matricaria chamomilla* e concluíram que os tricomas glandulares são positivos para lipídios, óleos essenciais, lactonas sesquiterpênicas e substâncias pécicas, enquanto os ductos são sempre positivos para lipídios, sendo que os testes para presença de óleos

essenciais e lactonas sesquiterpênicas mostraram diferentes resultados de acordo com o órgão vegetal analisado.

Segundo Gobbo-Neto & Lopes (2007) o metabolismo secundário de plantas pode variar consideravelmente dependendo de vários fatores como: sazonalidade, índice pluviométrico, radiação UV, composição atmosférica, herbivoria e ataque de patógenos, idade, água, micro e macronutrientes, temperatura, altitude e ritmo circadiano.

Uma série de investigações anatômicas foram realizadas e várias estruturas secretoras foram descritas para Asteraceae, tanto na parte aérea quanto subterrânea, tais como canais secretores (MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003; BUDEL, DUARTE & SANTOS, 2004; GREGIO & MOSCHETA, 2006; MILAN, HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLORIA, 2006; BUDEL & DUARTE, 2007; APPEZZATO-DA-GLÓRIA *et al.*, 2008b), ductos (CASTRO, LEITÃO-FILHO & MONTEIRO 1997; MARTINS *et al.*, 2006; DUARTE, WOLF & PAULA, 2008), idioblastos (CASTRO, LEITÃO-FILHO & MONTEIRO 1997), laticíferos (MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003), tricomas glandulares (CASTRO, LEITÃO-FILHO & MONTEIRO 1997; GREGIO & MOSCHETA, 2006; MARTINS *et al.*, 2006; MILAN, HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLORIA, 2006; BUDEL & DUARTE, 2007; DUARTE, WOLF & PAULA, 2008; APPEZZATO-DA-GLÓRIA *et al.*, 2008b; PEGORINI, MARANHO & ROCHA, 2008; PLOS, SANCHO & ICHARLEGUI, 2011) e hidatódios (CASTRO, LEITÃO-FILHO & MONTEIRO 1997; MILAN, HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLORIA, 2006). Bremer (1994) ressalta que uma característica importante a ser observada é a distribuição de laticíferos e canais secretores em toda a família. Laticíferos são encontrados no floema ou no periciclo e canais secretores na região cortical e normalmente associados com os feixes vasculares, ocasionalmente também nos raios (ANDERBERG *et al.*, 2007).

O sucesso de espécies vegetais em ambientes sujeitos a estresse depende, aparentemente, de uma combinação de fatores: anatômicos, fisiológicos e do tipo específico de habitat (FAHN & CUTLER, 1992). Estudos anatômicos relacionados à sazonalidade são raramente realizados, entretanto pode-se supor um efeito indireto da mesma através da variação da intensidade luminosa e do déficit hídrico (JUSTO *et al.*, 2005).

Trabalhos com enfoque em anatomia quantitativa são geralmente voltados para a plasticidade anatômica das folhas. Estudos demonstraram uma variação na espessura de tecidos em resposta a intensidade luminosa (GOMES *et al.*, 2008; BOEGER *et al.*, 2009; ESPINDOLA

JUNIOR *et al.*, 2009; ROSSATTO & KOLB, 2010; GOBBI *et al.*, 2011; SOMAVILLA & GRACIANO-RIBEIRO, 2011), ao déficit hídrico (MELO *et al.*, 2007; GRISI *et al.*, 2008) e à sazonalidade (JUSTO *et al.*, 2005; GOMES *et al.*, 2008). Também foram registradas diferenças na densidade de tricomas em resposta a luminosidade (BOEGER *et al.*, 2009; ESPINDOLA JUNIOR *et al.*, 2009; ROSSATTO & KOLB, 2010) e densidade estomática em resposta a luminosidade (BOEGER *et al.*, 2009; ESPINDOLA JUNIOR *et al.*, 2009; ROSSATTO & KOLB, 2010; GOBBI *et al.*, 2011), ao déficit hídrico (MELO *et al.*, 2007; GRISI *et al.*, 2008) e sazonalidade (JUSTO *et al.*, 2005).

3. JUSTIFICATIVA

Os ambientes rupestres demonstram uma grande diversidade florística e um alto índice de endemismo constituindo um local apropriado para investigações científicas. Neste ambiente as plantas estão expostas a solos ácidos e pobres em nutrientes, além do clima de Cerrado que é caracterizado pela presença de uma estação seca e uma estação chuvosa, submetendo estas plantas a uma extrema sazonalidade. A família Asteraceae apresenta uma ampla variação estrutural em resposta às condições ambientais e destaca-se no estrato herbáceo e subarbustivo do Cerrado. Sendo assim, o estudo de *Chrysolaena simplex* e *Lessingianthus buddleiifolius* pode fornecer informações sobre estratégias estruturais de sobrevivência destas espécies, que estão sujeitas frequentemente a estresse ambiental.

4. BIBLIOGRAFIA

- AGUILERA, D.B., MEIRA, R.M.S.A., & FERREIRA, F.A. Anatomia e histoquímica dos órgãos vegetativos de *Siegesbeckia orientalis* (Asteraceae). **Planta Daninha**, v.22, n.4, p. 483-489, 2004.
- ALMEIDA, A.M., FONSECA, C.R., PADRO, P.I., ALMEIDA NETO, M., DINIZ, S., KUBOTA, U. BRAUN, M.R., GALDINI RAIMUNDO, R.L., ANJOS, L.A., MENDONÇA, T.G., FURTADA, S.M. & LEWINSOHN, T.M. 2005.Diversidade e ocorrência de Asteraceae em cerrados de São Paulo. **Biota Neotropica**, v.5, n.2. Disponível em: [http://www.biotaneotropica.org.br/v5n2/pt/abstract?article+BN00105022005]. Acesso em: 26 dez. 2011.
- AMARAL, A.G., PEREIRA, F.F.O. & MUNHOZ, C.B.R. Fitossociologia de uma área de cerrado rupestre na Fazenda Sucupira, Brasília-DF. **Cerne**, v.12, n.4, p.350-359, 2006.
- ANDERBERG, A. A., BALDWIN, B. G. BAYER, R.G., BREITWIESER, J., JEFFREY, C., DILLON, M.O., ELDEÑAS, P., FUNK, V., GARCIA-JACAS, N., HIND, D.J.N, KARIS, P.O., LACK, H.W., NESOM, G. NORDENSTAM, B. OBERPRIELER, C. H., PANERO, J.L., PUTTOCK, C., ROBINSON, H., STUESSY, T.F., SUSANNA, A., URTUBEY, E., VOGT, R., WARD, J. & WATSON, L.E. Compositae. Pp 61-87. In: Kadereit, J., Jeffrey, C. (Eds.). **The Families and Genera of Vascular Plants. Flowering plants, Eudicots, Asterales**. Springer, Berlin. 2007.
- ANDREUCCI, A. C., CICCARELLI, D., DESIDERI, I. & PAGNI, A. M. Glandular hairs and secretory ducts of *Matricaria chamomilla* (Asteraceae): morphology and histochemistry. **Annales Botanici Fennici**, v.45, n.1, p.11-18, 2008.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CURY, G. Morpho-anatomical features of underground systems in six Asteraceae species from the Brazilian Cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v.83, n.3, p. 981-992, 2011.
- APPEZZATO-DA-GLORIA, B., CURY, G., SOARES, M.K.M., ROCHA, R. & HAYASHI, A. H. Underground systems of Asteraceae species from the Brazilian Cerrado. **Journal of the Torrey Botanical Society**, v.135, n.1, p.103-113, 2008a.
- APPEZZATO-DA-GLORIA, B., HAYASHI, A. H., CURY, G., SOARES, M. K. M. & ROCHA, R. Occurrence of secretory structures in underground systems of seven Asteraceae species. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v.157, p.789-796, 2008b.
- BACON, J. S. D. & EDELMAN, J. The carbohydrates of the Jerusalem artichoke and other Compositae. **Biochem. J.**, v.48, p.114-126, 1951.
- BATALHA, M. A. O cerrado não é um bioma. **Biota Neotropica** 11(1). Disponível em: [http://www.biotaneotropica.org.br/v11n1/pt/abstract?inventory+bn00111012011] acessado em 27/12/2011. 2011.

BOEGER, M. R. T., ESPÍNDOLA JÚNIOR, A., MACCARI JÚNIOR, A., REISSMANN, C. B., ALVES, A. C. A., RICKLI, F. L. Variação estrutural foliar de espécies medicinais em consórcio com erva-mate, sob diferentes intensidades luminosas. **Floresta**, v.39, n.1, p.215-225, 2009.

BREMER, K. **Asteraceae, cladistics & classification**. Timber Press, Portland. 1994.

BUDEL, J.M. & DUARTE, M.R. Caracteres morfoanatômicos de partes vegetativas aéreas de *Baccharis coridifolia* DC. (Asteraceae-Astereae). **Latin American Journal of Pharmacy**, v.26, n.5, p.723-31, 2007.

BUDEL, J.M., DUARTE, M.R. & SANTOS, C.A.M. Stem morpho-anatomy of *Baccharis cylindrica* (Less.) DC. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v.40, p.93-99, 2004.

CALABRIA, L.M., EMERENCIANO, V.P.; SCOTTI, M.T., MABRY, T.J. Secondary Chemistry of Compositae. Pp 73-88. In: FUNK, V.A.; SUSANNA, A.; STUESSY, T.F.; BAYER, R.J. (Eds.). **Systematics, Evolution, and Biogeography of Compositae**. IAPT, Austria. 2009.

CASTRO, M.M.; LEITÃO-FILHO, H.F.; MONTEIRO, W.R. Utilização de estruturas secretoras na identificação dos gêneros de Asteraceae de uma vegetação de cerrado. **Revista Brasileira de Botânica**, v.20, n.2, p.163-174, 1997.

COUTINHO, L.M. O conceito de bioma. **Acta botanica brasílica**, v.20, n.1, p.1-11, 2006.

DIAS-TAGLIACOZZO, G. M., ITAYA, N. M., CARVALHO, M. A. M., FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C. L., & DIETRICH, S. M. C. Fructans and water suppression on intact and fragmented rhizophores of *Vernonia herbacea*. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.47, n.3, p.363-373, 2004.

DUARTE, M.R., WOLF, S. & PAULA, B.G. *Smallantus sonchifolius* (Poepp.) H. Rob. (yacón): identificação microscópica de folha e caule para o controle de qualidade farmacognóstico. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v.44, p.157 -164, 2008.

EDELMAN, J. & JEFFORD, T. G. The mechanism of fructosan metabolism in higher plants as exemplified in *Helianthus tuberosus*. **New Phytologist**, v.67, p.517-531, 1968.

ESPINDOLA JUNIOR, A., BOEGER, M. R. T., MACCARI JÚNIOR, A., REISSMANN, C. B. & RICKLI, F. L. Variação na estrutura foliar de *Mikania glomerata* Spreng. (Asteraceae) sob diferentes condições de luminosidade. **Revista Brasileira de Botânica**, v.32, n.4, p.749-758, 2009.

FAHN, A. & CUTLER, D. F. **Xerophytes**. Gebruder Borntraeger, Berlin. 1992.

FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C.L. Distribuição, aspectos estruturais e funcionais dos frutanos, com ênfase em plantas herbáceas do cerrado. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.5, n.2, p. 203-208, 1993.

FILIZOLA, L.R.S., PIMENTEL, R.M.M., RANDAU, K.P. & XAVIER, H.S. Anatomia dos órgãos vegetativos de *Vernonia brasiliiana* (L.) Druce. **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v. 22, n.4, p.299-303, 2003.

FONSECA, M.C.M., MEIRA, R.M.S.A., & CASALI, V.W.D. Anatomia dos órgãos vegetativos e histolocalização de compostos fenólicos e lipídicos em *Porophyllum ruderale* (Asteraceae). **Planta Daninha**, v.24, n.4, p.707-713, 2006.

FUNK, V.A., BAYER, R.J., KEELEY, S., CHAN, R., WATSON, L., GEMEINHOLZER, B., SCHILLING, E., PANERO, J.L., BALDWIN, B.G., GARCIA-JACAS, N., SUSANNA, A. & JANSEN, R.K. Everywhere but Antarctica: Using a supertree to understand the diversity and distribution of the Compositae. **Biologiske Skrifter**, v.55, p.343-374, 2005.

FUNK, V.A., SUSANNA, A., STUESSY, T.F. & ROBINSON, H. Classification of Compositae. Pp 171-189. In: FUNK, V.A.; SUSANNA, A.; STUESSY, T.F.; BAYER, R.J. (Eds.). **Systematics, Evolution, and Biogeography of Compositae**. IAPT, Austria. 2009.

GOBBI, K. F., GARCIA, R., VENTRELLA, M. C., NETO, A. F. G. & ROCHA, G. C. Área foliar específica e anatomia foliar quantitativa do capim-braquiária e do amendoim-forrageiro submetidos a sombreamento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.40, n.7, p.1436-1444, 2011.

GOBBO-NETO, L. & LOPES, N.P. Plantas medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários. **Química Nova**, v.30, n.2, p. 374-381, 2007.

GOMES, I. A. C., CASTRO, E. M., SOARES, A.M., ALVES, J. D., ALVARENGA, M. I. N., ALVES, E., BARBOSA, J. P. R. A. D. & FRIES, D. D. Alterações morfofisiológicas em folhas de *Coffea arabica* L. cv. "Oeiras" sob influência do sombreamento por *Acacia mangium* Willd. **Ciência Rural**, v.38, n.1, p.109-115, 2008.

GREGIO, S. J. D. & MOSCHETA, I. S. Anatomia de raiz, caule e folha e identificação de estruturas secretoras de *Achillea millefolium* L. (Asteraceae). **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v.28, n.4, p.327-334, 2006.

GRISI, F. A., ALVES, J. D., CASTRO, E. M., OLIVEIRA, C., BIAGIOTTI, G., & MELO, L. A. Avaliações anatômicas foliares em mudas de café 'catuaí' e 'siriema' submetidas ao estresse hídrico. **Ciência e Agrotecnologia**, v.32, n.6, p.1730-1736, 2008.

HAYASHI, A. H. & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Anatomy of the underground system in *Vernonia grandiflora* Less. and *V. brevifolia* Less. (Asteraceae). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.50, n.6, p.979-988, 2007.

HENDRY, G.A.F.; WALLACE, R.K. The origin, distribution, and evolutionary significance of fructans. Pp.119-139. In: SUZUKI, M.; CHATTERTON, N.J. (eds.). **Science and Technology of Fructans**, CRC Press, Boca Raton. 1993.

HOFFMANN, W.A. Fire and population dynamics of woody plants in a neotropical savanna: matrix model projections. **Ecology**, v.80, p.1354-1369, 1999.

ISEJIMA, E.M., FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C.L & ZAIDAN, L.B.P. Fructan composition in adventitious tuberous roots of *Viguiera discolor* Baker (Asteraceae) as influenced by daylength. **New Phytologist**, v.119, p.149-154, 1991.

JUSTO, C. F., SOARES, A. M., GAVILANES, M. L. & CASTRO, E. M. Plasticidade anatômica das folhas de *Xylopia brasiliensis* Sprengel (Annonaceae). **Acta Bot. Bras.** v.19, n.1, p.111-123, 2005.

MARTINS, L.R.R., MOURÃO, K.S.M., ALBIERO, A.L.M., CORTEZ, D.A.G., DIAS-FILHO, B.P. & NAKAMURA, C.V. Estudo morfoanatômico preliminar do caule e da folha de *Acanthospermum australe* (Loefl.) Kuntze (Asteraceae-Heliantheae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, n.16, p.42-52, 2006.

MELO, H.C., CASTRO, E.M., SOARES, A.M, MELO, L.A. & ALVES, J.D. Alterações anatômicas e fisiológicas em *Setaria anceps* Stapf ex Massey e *Paspalum paniculatum* L. sob condições de déficit hídrico. **Hoehnea**, v.34, n.2, p.145-153, 2007.

MELO-DE-PINNA, G.F.A. & MENEZES, N.L. Meristematic endodermis and secretory structures in adventitious roots of *Richterago* Kuntze (Mutisieae- Asteraceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v.26, p.1-10, 2003.

MILAN, P., HAYASHI, A. H. & APPEZZATO-DA-GLORIA, B. Comparative leaf morphology and anatomy of three Asteraceae species. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.49, p.135-144, 2006.

MONTEIRO, W. R., CASTRO, M. M., MAZZONI-VIVEIROS, S. C. & MAHLBERG, P. G. Development and some histochemical aspects of foliar glandular trichomes of *Stevia rebaudiana* (Bert.) Bert. - Asteraceae. **Revista Brasileira de Botânica**, v.24, n.3, p.349-357, 2001.

NAKAJIMA, J.; LOEUILLE, B.; HEIDEN, G.; DEMATTEIS, M.; HATTORI, E.K.O.; MAGENTA, M.; RITTER, M.R.; MONDIN, C.A.; ROQUE, N.; FERREIRA, S.C.; TELES, A.M.; BORGES, R.A.X.; MONGE, M.; BRINGEL JR., J.B. A.; OLIVEIRA, C.T.; SOARES, P.N.; ALMEIDA, G.; SCHNEIDER, A.; SANCHO, G.; SAAVEDRA, M.M.; LIRO, R.M.; SOUZA-BUTURI, F.O.; PEREIRA, A.C.M.; MORAES, M.D.; SILVA, G.A.R.; MEDEIROS, J.D. 2013. Asteraceae in **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB55>), acessado 16/08/2013.

PEGORINI, F., MARANHO, L.T. & ROCHA, L.D. Organização estrutural das folhas de *Baccharis dracunculifolia* DC., Asteraceae. **Revista Brasileira de Farmácia**, v.89, n.3, p.272-275, 2008.

PLOS, A., SANCHO, G. & IHARLEGUI, L. Secretory structures of leaves of *Ophryosporus* Meyen (Asteraceae, Eupatorieae), a genus with medicinal properties. **Journal of the Torrey Botanical Society**, v.138, n.4, p.391-399, 2011.

RATTER, J.A., RIBEIRO, J.F. & BRIDGEWATER, S. The brazilian cerrado vegetation and threats to its biodiversity. **Annals of Botany**, v.80, p.223-230, 1997.

REATTO, A., CORREIA, J.R., SPERA, S.T. & MARTINS, E.S. Solos do Bioma Cerrado: aspectos pedológicos. Pp.107-149. *In*: SANO, S. M., ALMEIDA, S. P. & RIBEIRO, J. F. (Eds.). **Cerrado: ecologia e flora**. Embrapa Cerrados, Brasília. 2008.

RIBEIRO, J. F.; WALTER, B. M. T. Fitofisionomias do bioma Cerrado. Pp.89-166. *In* : SANO, S. M. & ALMEIDA, S. P. DE. (Eds.). **Cerrado: ambiente e flora**. Embrapa-CPAC, Planaltina, DF. 1998.

RIBEIRO, J. F. & WALTER, B. M. T. As principais fitofisionomias do bioma Cerrado. Pp.153-212. *In*: SANO, S. M., ALMEIDA, S. P. & RIBEIRO, J. F. (Eds.). **Cerrado: ecologia e flora**. Embrapa Cerrados, Brasília. 2008.

ROMERO, R. Diversidade da flora dos campos rupestres de Goiás, sudoeste e sul de Minas Gerais. Pp.81-86. *In*: ARAÚJO, E. L., MOURA, A. N., SAMPAIO, E. V. B., GESTINARI, L. M. S. & CARNEIRO, J. M. T. (Eds.). **Biodiversidade, conservação e uso sustentável da flora do Brasil**. Universidade Federal Rural de Pernambuco / Sociedade Botânica do Brasil, Recife. 2002

ROSSATTO, D.R., HOFFMANN, W.A. & FRANCO, A.C. Características estomáticas de pares congêneros de cerrado e mata de galeria crescendo numa região transicional no Brasil central. **Acta botânica brasílica**, v.23, n.2, p.499-508, 2009.

ROSSATTO, D. R. & KOLB, R. M. *Gochnatia polymorpha* (Less.) Cabrera (Asteraceae) changes in leaf structure due to differences in light and edaphic conditions. **Acta Botanica Brasilica**, v.24, n.3, p.605-612, 2010.

SALGADO-LABOURIAU, M. L. Alguns aspectos sobre a Paleoecologia dos Cerrados. Pp. 107-118. *In*: SCARIOT, A., SOUSA-SILVA, J.C. & FELFILI, J.M. (Orgs.). **Cerrado: Ecologia, Biodiversidade e Conservação**. Ministério do Meio Ambiente, Brasília. 2005.

SOMAVILLA, N. S. & GRACIANO-RIBEIRO, D. Análise comparativa da anatomia foliar de Melastomataceae em ambiente de vereda e cerrado sensu stricto. **Acta Botanica Brasilica**, v.25, n.4, p.764-775, 2011.

TERTULIANO, M.F. & FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C.L. Distribution of fructose polymers in herbaceous species of Asteraceae from the cerrado. **The New Phytologist**, v.123, p.741-749, 1993.

VILHALVA, D. A. A. & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Morfoanatomia do sistema subterrâneo de *Calea verticillata* (Klatt) Pruski e *Isostigma megapotamicum* (Spreng.) Sherff. – Asteraceae. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 29, n.1, p.39-47, 2006.

CAPÍTULO I

EFEITO DA SAZONALIDADE NA MORFOANATOMIA DA FOLHA E CAULE DE
Chrysolaena simplex (Less). Dematt. E *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.
(ASTERACEAE) EM AMBIENTES RUPESTRES DA SERRA DOURADA, GOIÁS

RESUMO

EFEITO DA SAZONALIDADE NA MORFOANATOMIA DA FOLHA E CAULE DE *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. E *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (ASTERACEAE) EM AMBIENTES RUPESTRES DA SERRA DOURADA, GOIÁS. *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob são espécies da família Asteraceae, esta família destaca-se como uma das mais frequentes entre as espécies do estrato herbáceo e subarbustivo do Cerrado e apresenta uma ampla variação estrutural em resposta às condições ambientais. O presente estudo teve por objetivo analisar a morfoanatomia, histoquímica e investigar a presença de algumas classes de metabólitos secundários pela análise fitoquímica da folha e caule de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob., bem como avaliar os efeitos da sazonalidade nas características morfoanatômicas destas espécies. O estudo foi realizado em área rupestre, na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situado no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD), localizado nos Municípios de Mossâmedes, Goiás e Buritis de Goiás. As coletas foram realizadas durante as estações chuvosa e seca em indivíduos adultos de *C. simplex* e *L. buddleiifolius*. As amostras foram submetidas às técnicas usuais em anatomia vegetal e eletrônica de varredura. *C. simplex* e *L. buddleiifolius* apresentam caracteres anatômicos em comum, tais como folhas anfiestomáticas, epiderme uniestratificada, cutícula delgada, tricomas glandulares e tectores, estômatos anisocíticos, mesofilo dorsiventral, feixes vasculares colaterais e a presença de hidatódios. Testes histoquímicos evidenciaram substâncias lipofílicas e compostos fenólicos nas espécies estudadas. A prospecção fitoquímica realizada a partir das amostras da folha e caule revelou a presença de esteróides, triterpenoides, flavonóides e cumarinas em ambas as espécies. A presença de saponinas foi detectada apenas em *L. buddleiifolius*. A sazonalidade influenciou na morfoanatomia das plantas estudadas, demonstrando assim a grande plasticidade fenotípica dessas espécies. Caracteres como folhas anfiestomáticas, células epidérmicas com paredes periclinais externas e internas espessadas, tricomas tectores e glandulares, cristais, esclerofilia e presença de substâncias fenólicas e lipofílicas estão relacionadas à adaptação da planta ao ambiente rupestre.

Palavras-chave: Cerrado; esclerofilia; histoquímica; hidatódios.

ABSTRACT

EFFECTS OF SEASONALITY ON THE MORPHO-ANATOMY OF STEMS AND LEAVES OF *Chrysolaena simplex* (Less) Dematt. AND *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (ASTERACEAE) IN RUPESTRIAN FIELDS IN SERRA DOURADA, GOIÁS. *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. and *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. belong to family Asteraceae, one of the most representative families of herbaceous and subshrub species in cerrado. This family has a wide range of structural variation in response to environmental conditions. The present study aimed to characterize the morpho-anatomy and histochemistry of leaves and stems of *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt and *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. In addition, the presence of certain classes of secondary metabolites was investigated through phytochemical analyses, and the effects of seasonality on the morpho-anatomical and physiological traits of these species were addressed. The study was carried out in a rupestrian field at the Reserva Biológica Prof. José Ângelo Rizzo of Universidade Federal de Goiás, Brazil, located inside Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) in the municipalities of Mossâmedes, Goiás and Buritis de Goiás. Collections were made in the dry and rainy season from adult individuals of *C. simplex* and *L. buddleiifolius*. Samples were analyzed using standard techniques of plant anatomy and scanning electron microscopy. *C. simplex* and *L. buddleiifolius* had similar anatomical traits, such as amphistomatic leaves, monostratified epidermis, thin cuticle, glandular and non-glandular trichomes, anisocytic stomata, dorsiventral mesophyll, collateral vascular bundles and hydathodes. Histochemical tests detected lipophilic substances and phenolic compounds in the studied species. Phytochemical screening of leaf and stem samples detected the presence of steroids, triterpenoids, flavonoids, and coumarins in both species, but saponins were only found in *L. buddleiifolius*. Seasonality affected the morpho-anatomy of the studied species, demonstrating their great phenotypic plasticity. Traits like amphistomatic leaves, epidermal cells with thickened outer and inner periclinal cell walls, glandular and non-glandular trichomes, crystals, sclerophylly and presence of phenolic and lipophilic substances represent adaptations to a rupestrian environment.

Keywords: cerrado; sclerophylly; histochemistry; hydathodes.

1. INTRODUÇÃO

O domínio cerrado se estende por cerca de dois milhões de Km², representando 22% do território nacional (AMARAL, PEREIRA, & MUNHOZ, 2006) e caracteriza-se por possuir clima tropical sazonal, de inverno seco, apresentando precipitação concentrada nos meses de primavera e verão (COUTINHO, 2002).

Chrysolaena simplex (Less.) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob são espécies da família Asteraceae, incluídas na tribo *Vernonieae*. Esta família se destaca como uma das mais frequentes do estrato herbáceo e subarbuscivo do Cerrado (RIBEIRO & WALTER, 1998; ALMEIDA *et al.*, 2005; SALGADO-LABOURIAU, 2005).

Estudos da anatomia foliar de Asteraceae têm demonstrado diversas estruturas secretoras para família, tais como canais e ductos secretores, idioblastos, laticíferos, tricomas glandulares e hidatódios, além de uma grande variedade de metabólitos secundários (CASTRO, LEITÃO-FILHO & MONTEIRO, 1997; MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003; BUDEL, DUARTE, & SANTOS, 2004; GREGIO & MOSCHETA, 2006; MARTINS *et al.*, 2006; MILAN, HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLORIA, 2006; BUDEL & DUARTE, 2007; DUARTE, WOLF & PAULA, 2008; APPEZZATO-DA-GLÓRIA *et al.*, 2008; PEGORINI, MARANHO & ROCHA, 2008; PLOS, SANCHO & IHARLEGUI, 2011).

As substâncias secretadas pelas estruturas secretoras servem para atrair agentes polinizadores e vetores de dispersão de sementes, além de atuar contra a herbivoria (FAHN, 1988). Em Asteraceae a grande variedade de metabólitos secundários foi sem dúvida importante para o sucesso evolutivo da família (ANDERBERG *et al.*, 2007).

Estudos têm demonstrado que as Asteraceae apresentam grande plasticidade fenotípica. Boerger *et al.* (2009) estudaram a variação estrutural foliar de espécies medicinais, dentre as espécies estudadas eles analisaram uma Asteraceae (*Mikania glomerata*) e observaram que esta espécie foi a que apresentou maior plasticidade foliar. Segundo Rossatto & Kolb (2010) algumas espécies de plantas possuem grande capacidade de plasticidade fenotípica, apresentando vantagens adaptativas em ambientes de transição, heterogêneos e instáveis como o do Cerrado. Os autores estudaram a espécie *Gochnatia polymorpha* e observaram que a espécie modifica sua estrutura foliar devido a diferenças na luminosidade e condições edáficas, o que pode ser

considerada como uma vantagem adaptativa que a permite ocorrer em diversos ambientes do cerrado.

Diante da extrema sazonalidade do Cerrado, caracterizado pela presença de uma estação seca e uma estação chuvosa e a plasticidade fenotípica de algumas espécies de Asteraceae, este estudo teve por objetivo descrever a morfoanatomia, avaliar parâmetros quantitativos e investigar a presença de metabólitos secundários, bem como avaliar os efeitos da sazonalidade nas características morfoanatômicas e fisiológicas dos órgãos vegetativos aéreos de *Chrysolaena simplex* e *Lessingianthus buddleiifolius* ocorrentes em ambientes rupestres.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Área de estudo

O estudo foi realizado em área rupestre, na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situado no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD), localizado nos Municípios de Mossâmedes, Goiás e Buritis de Goiás. A altitude da Serra Dourada varia desde 726 a 900 m, até o ponto mais alto da Serra no topo, na formação de um “paredão” rochoso com 1080 m de altitude, e as coordenadas geográficas variam de 16°06’02”-16°03’52” S e 50°10’59”-50°10’12” W.

A área estudada apresenta clima sazonal com uma estação seca compreendida entre os meses de maio e setembro e uma estação chuvosa, entre outubro e abril (Fig.1).

2.2 Coleta do material vegetal

As coletas foram realizadas nas estações seca e chuvosa (dezembro/2011 a junho/2013) nas coordenadas 16°04’11” S e 50°10’48” W. Foram coletadas amostras de folhas totalmente expandidas do 3° e 4° nós no sentido ápice-base e fragmentos do 3° entrenó abaixo do ramo floral e entrenó basal de três indivíduos de *Chrysolaena simplex* e *Lessingianthus buddleiifolius*, presentes em ambientes rupestres da Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”. As amostras foram transportadas para o laboratório de Anatomia Vegetal do

Departamento de Biologia Geral/UFG para o processamento conforme as técnicas usuais para a análise morfoanatômica.

A identificação do material botânico foi realizada pelo especialista Dr. Aristônio Magalhães Teles e as exsicatas de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. (*C. simplex* 47930 UFG) e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (*L. buddleiifolius* 48185 UFG) foram depositadas no herbário da UFG.

2.3 Análise morfológica

A caracterização morfológica foi realizada através de observações no local de coleta, registro fotográfico, complementada com análise e descrição em laboratório com o auxílio de microscópio estereoscópico.

2.4 Análise anatômica

Para as análises anatômicas, os fragmentos da lâmina foliar (terço médio) e do caule foram fixados em FAA (Formaldeído 31-40%, ácido acético e álcool etílico 70% 1:1:18 v/v) de acordo com Jonhansen (1940) por um período de 48 horas. Posteriormente os fragmentos foram transferidos para etanol 70%.

A preparação das lâminas semipermanentes foi realizada mediante secção, das amostras vegetais, a mão livre. As secções foram clarificadas com água sanitária por aproximadamente 10min, colocadas em cloral hidratado 10% e levadas para a estufa a 60°. Após a clarificação foram lavadas em água destilada e submetidas à dupla coloração fucsina básica aquosa 0,1% e azul de Astra 0,3% (ROESER 1972; KRAUS *et al.*, 1998); posteriormente foram montadas entre lâmina e lamínula utilizando-se glicerina 50%.

Para a confecção das lâminas permanentes, parte das amostras foi desidratada em série etílica e infiltrada em resina plástica (Leica Historesin) para obtenção de blocos. O processo de infiltração foi de aproximadamente uma semana. Os blocos foram seccionados em micrótomo rotativo Spencer, com navalhas Leica modelo 818. Cortes transversais e longitudinais de 10 – 12

µm de espessura foram corados em azul de toluidina em tampão McIlvaine, pH 4,0 (VIDAL, 1977) e as lâminas foram montadas em resina sintética “Entellan”

Para o estudo da epiderme em vista frontal, pequenas porções do terço médio da lâmina foliar foram submetidas à diafanização, seguida de coloração em safranina aquosa 50% e montagem em glicerina 50% (JOHANSEN, 1940).

As principais classes de metabólitos presentes no material foram investigadas, em secções de material recém coletado, não fixado, obtidas à mão livre usando os testes histoquímicos conforme a tabela 1.

Tabela 1- Metodologias utilizadas para identificar as principais classes de metabólitos nas folhas de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.

REAGENTES/ EM LUZ VISÍVEL	GRUPO DE METABÓLITOS
Cloreto férrico (JOHANSEN, 1940)	Compostos fenólicos
Sulfato ferroso em formalina (ROESER, 1972)	Compostos fenólicos
Dicromato de potássio (GABE, 1968)	Compostos fenólicos
Lugol (JOHANSEN, 1940)	Amido;
Cloreto de zinco iodado (KRAUS & ARDUIN, 1997)	Amido, celulose e lignina
Floroglucinol acidificado (JOHANSEN, 1940)	Lignina
Steinmetz (COSTA, 1970)	Amido, celulose, lignina, suberina, lipídeos diversos, látex, gomo-resinas e cutina
Sudan IV (GERLACH, 1984)	Substâncias lipofílicas
Sudan Black B (JENSEN, 1962)	Substâncias lipofílicas
Azul de bromofenol (MAZIA, BREWER & ALFERT, 1953)	Proteínas
Azul de comassie (FISHER, 1968)	Proteínas
Dittmar (FURR & MAHLBERG, 1981)	Alcalóides

As fotomicrografias foram realizadas em microscópio Leica com câmera digital ICC50, com programa de captura de imagem LAD EZ versão 1.8.1. As escalas que acompanharam as ilustrações foram obtidas nas mesmas condições ópticas.

Para a análise em microscópio eletrônico de varredura (MEV), parte das amostras foi fixada em glutaraldeído (KARNOVSKY, 1965), desidratadas em série etílica, submetidas a

dessecação ao ponto crítico e posteriormente metalizadas com ouro. A análise do material foi realizada em microscópio Jeol, JSM- 6610, equipado com EDS, Thermo Scientific NSS Spectral Imaging, do Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução – LABMIC/IF/UFG.

2.5 Análise Quantitativa

A determinação da densidade estomática e de tricomas tectores e glandulares (mm^{-2}) foi efetuada utilizando-se porções da região apical, mediana e basal que foram submetidas à diafanização, seguida de coloração em safranina aquosa 50% e montagem em gelatina glicerinada (JOHANSEN, 1940). As contagens foram realizadas em fotomicroscópio Zeiss, modelo Axioskop, acoplado a câmara clara, segundo a técnica de Labouriau, Oliveira & Salgado-Labouriau (1961). A amostragem foi constituída por nove folhas de cada espécie por estação (seca e chuvosa) e foram observados 15 campos de cada folha, totalizando 135 campos por estação para cada espécie.

Para determinação do índice estomático foi utilizada a relação descrita por Cutter (1986): índice estomático (IE) = $[\text{NE}/(\text{CE} + \text{NE})] \times 100$, em que NE é o número de estômatos e CE o número de células epidérmicas.

A área foliar foi estimada utilizando-se um medidor de área foliar modelo Li-Cor 3000. As medidas de espessura total da lâmina foliar e da epiderme das faces adaxial e abaxial, dos parênquimas paliádico e lacunoso foram realizadas em secções transversais da região mediana da folha. A amostragem foi constituída por nove folhas de cada espécie por estação (seca e chuvosa) e foram realizadas 15 medições, sendo a amostra constituída, portanto de 135 medições para cada estação. As mensurações foram obtidas em microscópio Leica com câmera digital ICC50, com programa de captura de imagem LAD EZ versão 1.8.1.

Para os estudos quantitativos foi utilizado o programa Assistat 7.7 beta. Verificou-se a normalidade da amostra e depois de aplicadas transformações, quando necessário, os dados foram comparados por análise de variância “ANOVA”, seguido por teste de “Tukey” (ao nível de significância de 5%). Para as variáveis sem distribuição normal utilizou-se o teste não-paramétrico “Mann-Whitney”.

2.6 Prospecção Fitoquímica

Os testes qualitativos da prospecção fitoquímica foram realizados em triplicata e baseados nas metodologias descritas por Matos (1994) e Costa (2001). Investigou-se a presença das seguintes classes de constituintes químicos naturais: heterosídeos antraquinônicos; heterosídeos digitálicos; esteróides e triterpenóides; heterosídeos flavonóides; taninos; alcalóides; heterosídeos saponínicos e cumarinas.

Para a determinação do teor de flavonóides, os ensaios foram realizados em triplicata na estação seca e chuvosa, utilizando método descrito por Rolim *et al.* (2005).

3. RESULTADOS

3.1. *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt.

3.1.1 Caracterização morfológica

Erva ereta com cerca de 40 cm de altura (Fig. 2A-B). O caule é piloso de contorno cilíndrico. Folhas alternas (Fig. 2A), sésseis, simples, ápice agudo, base atenuada, lanceolada, pilosa. A inflorescência é constituída por capítulos com flores roxas (Fig. 2C). Durante a estação seca, as folhas perdem a coloração e tornam-se retorcidas (Fig. 2D).

3.1.2 Anatomia e histoquímica da folha

As folhas são anfiestomáticas, na estação chuvosa, com estômatos anisocíticos e anomocíticos (Fig. 3A-B), enquanto que na estação seca as folhas são hipoestomáticas. Em vista frontal as paredes anticlinais das células epidérmicas são predominantemente retas na face adaxial e sinuosas na face abaxial (Fig. 3A-B).

Estômatos anisocíticos, estrias epicuticulares nas células subsidiárias e cristas estomáticas evidenciados em microscopia eletrônica de varredura, estão ilustrados na Fig. 3C. Foram observados fungos na superfície da epiderme e as hifas penetrando pelo ostíolo (Fig. 3D).

Em secção transversal, observa-se que a epiderme é uniestratificada em ambas as faces, as células apresentam paredes periclinais externas espessadas revestidas por cutícula delgada, as

células da face adaxial são mais volumosas que as da abaxial (Fig. 3E-F). Os estômatos localizam-se no mesmo nível na face adaxial e levemente acima das demais células epidérmicas, face abaxial (Fig. 3E-F).

Os tricomas estão distribuídos por toda a superfície foliar, sendo que os tricomas tectores pluricelulares, simples, unisseriados com as células basais curtas e dilatadas e a célula apical longa afilada ocorrem em ambas as faces da lâmina foliar (Fig. 4A-C). Os glandulares com pedúnculo bisseriado e cabeça bicelular estão localizados em pequenas depressões da epiderme abaxial (Fig. 4C-F), na fase secretora apresentaram a cutícula distendida formando um grande espaço subcuticular, no qual o material secretado se acumula conferindo ao tricoma a forma globosa (Fig. 4E-F).

Hidatódios foram observados no ápice da folha em material diafanizado e em cortes longitudinais (Fig. 5A-B).

O mesofilo é dorsiventral com parênquima paliçádico constituído por uma camada de células colunares, justapostas e parênquima lacunoso formado por cinco a seis camadas de células (Fig. 5 C).

A nervura central, em secção transversal, apresenta contorno côncavo-convexo (Fig. 5 D); colênquima angular-anelar ocorre em ambas as faces; o parênquima cortical é formado por células de tamanho desigual, delimitando pequenos espaços intercelulares; presença de endoderme; o sistema vascular é constituído por três feixes colaterais todos apresentando calotas esclerenquimáticas (Fig. 5 D-E).

O bordo, em secção transversal, apresenta contorno arredondado e encurvado em direção à face abaxial; as células epidérmicas apresentam paredes periclinais externas espessadas; entre a epiderme e o último feixe vascular ocorre parênquima clorofiliano (Fig. 5 F).

Os testes histoquímicos evidenciaram substâncias lipofílicas e fenólicas em tricomas glandulares (Fig. 6A-E), amido na endoderme (Fig. 7A, C-D); substâncias lipofílicas nas células do parênquima cortical (Fig. 7A) e clorofiliano (Fig. 7B); lignina nos elementos condutores do xilema (Fig. 7E) e células esclerenquimáticas; substâncias fenólicas no parênquima clorofiliano e epiderme (Fig. 7F).

3.1.3 Anatomia e Histoquímica do caule

O 3º entrenó abaixo do ramo floral e entrenó basal (Fig.8A-B), em secção transversal, apresenta contorno circular. A epiderme é uniestratificada revestida por cutícula delgada (Fig. 8C). Presença de estômatos localizados no mesmo nível das células epidérmicas e tricomas tectores simples pluricelulares unisseriados (Fig. 8D-E).

A região cortical é constituída por colênquima lamelar com duas a três camadas de células, parênquima e esclereides isoladas e presença de endoderme (Fig. 8E-F).

O cilindro vascular é constituído por feixes colaterais; o periciclo é esclerenquimático e externamente ao floema as células possuem lume reduzido organizadas em forma de calotas (Fig. 8E). A medula é parenquimática podendo esclerificar-se (Fig. 9A-B).

Testes histoquímicos evidenciaram substâncias lipofílicas, especialmente na endoderme (Fig. 9B-C) e substâncias fenólicas nas células epidérmicas (Fig. 9D).

3.1.4 Análise quantitativa

Os resultados dos parâmetros quantitativos analisados nas folhas, coletadas nas estações seca e chuvosa, são apresentados na Tabela 2.

Na estação seca a altura anticlinal das células epidérmicas em ambas as faces, a espessura do parênquima paliçádico e espessura total do limbo foram maiores; enquanto o parênquima lacunoso apresentou menor espessura. A área foliar não apresentou variação significativa nas duas estações analisadas.

A espécie apresentou menor densidade de tricomas na estação chuvosa e maior densidade de estômatos e índice estomático.

Tabela 2- Avaliação de caracteres anatômicos de folhas de *Chrysolaena simplex* coletadas em estações de seca e chuva, no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) do Estado de Goiás.

PARÂMETROS	ESTAÇÕES DO ANO	
	CHUVA	SECA
Área foliar (cm ²)	4,94±1,03a	4,32±0,90a
Altura anticlinal das células epidérmicas da face adaxial (µm)	69,86±11,90b	98,02±17,66a
Altura anticlinal das células epidérmicas da face abaxial (µm)	31,53±26,96b	38,30±8,90a
Espessura do parênquima paliçádico (µm)	150,89±26,08b	180,54±37,56a
Espessura do parênquima lacunoso (µm)	188,12±27,69a	170,09±29,35b
Espessura total do limbo (µm)	416,57±46,49b	476,75±68,44a
Densidade de tricomas na face adaxial (número por mm ⁻²)	80,64±22,35b	106,11±27,88a
Densidade de tricomas na face abaxial (número por mm ⁻²)	50,80±20,66b	66,00±20,40a
Densidade de estômatos na face adaxial (número por mm ⁻²)	1,68±7,11a	0,00±0b
Densidade de estômatos na face abaxial (número por mm ⁻²)	374,93±65,00a	259,66±59,05b
Índice estomático na face adaxial (%)	0,30±1,24a	0,00±0b
Índice estomático na face abaxial (%)	24,61±3,28a	22,01±2,81b

Valor médio e respectivo desvio padrão. Letras diferentes para a mesma variável indicam diferença significativa.

3.1.5 Prospecção fitoquímica

A prospecção fitoquímica realizada a partir das amostras da folha e caule de *C. simplex* revelou a presença de esteróides, triterpenoides, flavonóides e cumarinas (Tabela 3).

Tabela 3- Principais classes de metabólitos secundários detectados nas amostras dos caules e folha de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt.

CLASSE DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS	RESULTADOS
Heterosídeos Antraquinônicos	-
Heterosídeos Digitálicos	-
Esteróides e triterpenóides	+
Heterosídeos Flavonóides	+
Taninos	-
Alcalóides	-
Heterosídeos saponínicos	-
Cumarinas	+

Reação positiva: +; Reação negativa: -.

O teor de flavonóides totais presentes nas amostras de caule e folhas na estação seca e chuvosa foi 4,32% e 7,36%, respectivamente.

3.2 *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.

3.2.1 Caracterização morfológica

Subarbusto atingindo até 1m de altura (Fig. 10A). O caule é piloso na fase inicial do desenvolvimento, com contorno cilíndrico. Folhas alternas (Fig. 10A), sésseis, simples, lanceoladas, pilosa, discolor, face adaxial de coloração verde-escura e a abaxial verde-esbranquiçada. A inflorescência é constituída por capítulos com flores roxas (Fig. 10B-C). A figura 10D mostra o aspecto geral da planta na estação seca.

3.2.2 Anatomia e histoquímica da folha

As folhas são anfiestomáticas com estômatos predominantemente anisocíticos (Fig. 11 A-B). Em vista frontal, as paredes anticlinais das células epidérmicas são retas a onduladas na face adaxial da lâmina foliar (Fig. 11A); na face abaxial, as paredes anticlinais são sinuosas (Fig. 11 B). Cristas estomáticas são evidenciadas em microscopia eletrônica de varredura (Fig. 11 C-D).

Em secção transversal, observa-se que a epiderme é uniestratificada em ambas as faces, as células possuem paredes periclinais externas e internas espessadas, sendo as periclinais externas revestidas por cutícula delgada; na face adaxial as células apresentam-se mais volumosas que as da abaxial (Fig. 11E-F). Os estômatos, na face adaxial, encontram-se localizados no mesmo nível das demais células epidérmicas e levemente acima na face abaxial (Fig. 11 E-F).

Presença de tricomas tectores em ambas as faces da lâmina foliar, sendo a face abaxial densamente pilosa e tricomas glandulares apenas na face abaxial (Fig. 12A-B). Nas faces adaxial e abaxial ocorrem tricomas tectores simples, com uma célula basal curta, uma a duas células intermediárias relativamente curtas e a célula apical longa em forma de chicote (Fig. 12C-E). Os tricomas tectores da face adaxial apresentam a célula basal mais dilatada em relação aos da face

abaxial. Dois tipos de tricomas glandulares estão presentes na face abaxial da lâmina foliar. Tricomas glandulares com pedúnculo bisseriado e cabeça bicelular, localizados em depressões, na fase secretora a cutícula encontra-se distendida formando amplo espaço subcuticular (Fig. 13A) e tricomas glandulares com pedúnculo constituído por duas a três células, a superior em forma de taça e a célula secretora ovalada com ápice caudado (Fig. 12F, 13 B e 15C).

Hidatódios foram registrados no ápice e bordo da folha em material diafanizado, em cortes longitudinais e transversais (Fig. 13 C-F).

O mesofilo é dorsiventral com a uma a duas camadas de parênquima paliçádico com células alongadas e justapostas e parênquima lacunoso formado por três a quatro camadas de células (Fig. 14 A). Presença de cristais em forma de drusa no parênquima clorofiliano (Fig. 14A-B).

A nervura central, em secção transversal, apresenta contorno convexo-convexo, com maior proeminência na face abaxial (Fig. 14C); colênquima angular-anelar ocorre em ambas as faces; o parênquima cortical é formado por células de tamanho desigual, delimitando pequenos espaços intercelulares; o sistema vascular é constituído por três feixes colaterais e apresenta calotas esclerenquimáticas localizadas externa e internamente ao feixe vascular (Fig. 14C-D).

O bordo, em secção transversal, apresenta contorno arredondado; as células epidérmicas possuem paredes periclinais externas e internas espessadas e presença de uma camada de células colenquimáticas subepidérmica (Fig. 14E).

Através dos testes histoquímicos evidenciou-se a presença de substâncias lipofílicas e fenólicas nos tricomas glandulares (Fig. 15A-D) e nos tricomas tectores (Fig. 15 E-H); substâncias fenólicas em células epidérmicas (Fig. 15H); cutina (Fig. 15I-J); substâncias lipofílicas no parênquima clorofiliano (Fig. 16A) e no parênquima cortical (Fig.16B-C); amido nas células endodérmicas (Fig. 16C); lignina nas paredes celulares dos elementos condutores do xilema, fibras e células parenquimáticas do córtex da nervura central (Fig. 16D).

3.2.3 Anatomia e histoquímica do caule

O 3º entrenó, abaixo do ramo floral, é revestido pela epiderme densamente pilosa, o sistema vascular é constituído por feixes colaterais com organização eustélica (Fig. 17A) e presença de

ampla medula parenquimática. O entrenó basal, nesta fase de desenvolvimento, encontra-se revestido por epiderme uniestratificada com cutícula espessa (Fig. 17B).

A região cortical é formada por colênquima lamelar com duas a três camadas de células (Fig. 17B-C) e parênquima constituído por células de tamanhos variados.

O cilindro vascular encontra-se em início de crescimento secundário (Fig. 17C). O periciclo é esclerenquimático e externamente ao floema as células possuem lume reduzido organizados em forma de calotas (Fig. 17C). No floema secundário ocorrem grupos de fibras (Fig. 17D). A medula é parenquimática (Fig. 17C) podendo ocorrer esclerificação.

Testes histoquímicos evidenciaram lignina nas paredes das fibras e das células do xilema secundário (Fig. 18A), substâncias lipofílicas, especialmente na endoderme (Fig. 18B-C) e esclereídes na região medular (Fig. 18D).

3.2.4 Análise quantitativa

Os resultados dos parâmetros quantitativos analisados nas folhas, coletadas nas estações seca e chuvosa, são apresentados na Tabela 4.

Na estação chuvosa a área foliar, a altura anticlinal das células epidérmicas da face abaxial e a espessura do parênquima lacunoso apresentaram valores maiores, enquanto que o parênquima paliçádico apresentou maior espessura na estação seca. A altura das células epidérmicas da face adaxial e espessura total do limbo não apresentaram diferença significativa nas duas estações analisadas.

Na estação chuvosa a densidade de tricomas e estômatos, índice estomático foram maiores na face adaxial, enquanto que na face abaxial os maiores valores foram encontrados na estação seca. O índice estomático na face abaxial não apresentou variação significativa.

Tabela 4- Avaliação de caracteres anatômicos de folhas de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. coletadas em estações de seca e chuva, no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) do Estado de Goiás.

PARÂMETROS	ESTAÇÕES DO ANO	
	CHUVA	SECA
Área foliar (cm ²)	35,64±12,03a	25,52±5,94b
Altura anticlinal das células epidérmicas da face adaxial (µm)	85,16 ±18,97a	85,93±23,73a
Altura anticlinal das células epidérmicas da face abaxial (µm)	19,47 ± 4,24a	17,60±3,98b
Espessura do parênquima paliçádico (µm)	176,97 ± 22,50b	191,22 ±24,51a
Espessura do parênquima lacunoso (µm)	147,16 ± 27,62a	134,41±30,20b
Espessura total do limbo (µm)	418,03 ± 42,15a	426,36±44,90a
Densidade de tricomas na face adaxial (número por mm ⁻²)	85,99 ± 28,96a	63,47±33,12b
Densidade de tricomas na face abaxial (número por mm ⁻²)	616,44 ± 151,81b	661,62±132,34a
Densidade de estômatos na face adaxial (número por mm ⁻²)	39,68±34,10a	22,51±30,16b
Densidade de estômatos na face abaxial (número por mm ⁻²)	455,01 ±128,97a	413,91±88,25b
Índice estomático na face adaxial (%)	7,26 ±5,41a	3,90±4,61b
Índice estomático na face abaxial (%)	20,86±3,04a	21,24±3,21a

Valor médio e respectivo desvio padrão. Letras diferentes para a mesma variável indicam diferença significativa.

3.2.5 Prospecção fitoquímica

A prospecção fitoquímica realizada a partir das amostras da folha e caule de *Lessingianthus buddleiifolius* revelou a presença de esteróides, triterpenóides, flavonóides, saponinas e cumarinas (Tabela 5).

Tabela 5- Principais classes de metabólitos secundários detectados nas amostras dos caules e folhas de *Lessingianthus buddleiifolius*(Mart. ex DC.) H. Rob.

CLASSE DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS	RESULTADOS
Heterosídeos Antraquinônicos	-
Heterosídeos Digitálicos	-
Esteróides e triterpenóides	+
Heterosídeos Flavonóides	+
Taninos	-
Alcalóides	-
Heterosídeos saponínicos	+
Cumarinas	+

Reação positiva: +; Reação negativa: -.

As amostras de *L.buddleiifolius* apresentaram saponinas com um índice de espuma < 100.

O teor de flavonóides totais presentes nas amostras de caule e folhas na estação seca e chuvosa foi 7,04% e 8,32%, respectivamente.

4. DISCUSSÃO

Chrysolaena simplex e *Lessingianthus buddleiifolius* apresentam caracteres anatômicos em comum como estômatos anisocítico e anomocítico, cutícula delgada na lâmina foliar, hidatódios, tricomas tectores e glandulares, mesofilo dorsiventral, calota esclerenquimática e feixes vasculares colaterais.

As espécies estudadas apresentaram características xeromórficas como folhas anfiestomáticas, lâmina foliar densamente pilosa, células epidérmicas com paredes periclinais externas e internas espessadas, cristas estomáticas e esclerofilia, diferindo na quantidade e na distribuição das mesmas entre as espécies; estas características contribuem para a adaptação das espécies às condições adversas do ambiente rupestre.

Folhas anfiestomáticas são comuns em plantas de ambientes xéricos e a presença de estômatos em ambas as superfícies aumenta a condutância de CO₂ (FAHN & CUTLER, 1992).

A epiderme foliar apresenta cutícula delgada e paredes periclinais espessadas nas duas espécies, em relação ao caule a cutícula é delgada em *C. simplex* e espessa em *L. buddleiifolius*. Segundo Bieras & Sajo (2008) a maioria das folhas de plantas do cerrado são recobertas por ceras e cutícula. A cutícula protege efetivamente as folhas da radiação solar absorvendo os raios ultravioletas (LARCHER, 2000). Além desta função, a cutícula constitui uma barreira mecânica que dificulta a penetração de patógenos, ataque de insetos e reduz a perda excessiva de água e solutos (HEREDIA *et al.*, 1998). Estes autores destacam que, apesar da ideia bastante difundida de que cutículas espessas são mais eficientes, o que determina a resistência contra perda de água é a constituição e não a espessura da mesma.

Hidatódios, presentes nas espécies estudadas, foram descritos para diversas espécies da família Asteraceae, tais como *Vernonia polyanthes* (ALVES & NEVES, 2003), *Siegesbeckia orientalis* (AGUILERA, MEIRA & FERREIRA, 2004), *Richterago polymorpha* e *R. riparia* (MELO-DE-PINNA, 2004), *Porophyllum ruderale* (MILAN, HAYASHI & APPEZZATO-DA-

GLORIA, 2006). Além destas espécies, foi relatada a presença de hidatódios em 65 espécies de Asteraceae (CASTRO, LEITÃO-FILHO & MONTEIRO, 1997).

Tricomas tectores em forma de chicote observados em *L. buddleiifolius*, também foram descritos em *Baccharis gaudichaudiana* DC., *Achillea millefolium*, *Achyrocline alata* (Kunth) DC. (BUDEL, DUARTE & SANTOS, 2003; GREGIO & MOSCHETA, 2006; MUSSURY *et al.*, 2007).

O tricoma glandular com célula secretora ovalada e ápice caudado registrado em *L. buddleiifolius*, é uma estrutura inédita, podendo constituir um caráter de valor taxonômico. Castro, Leitão-Filho & Monteiro (1997) ao analisar 72 espécies de Asteraceae ocorrentes em uma vegetação de cerrado, registraram a presença de ductos, tricomas glandulares, idioblastos e hidatódios. Segundo os autores os tipos de estruturas secretoras, quando avaliados conjuntamente, têm valor diagnóstico em nível genérico.

Em *C. simplex* e *L. buddleiifolius* ocorrem tricomas glandulares bisseriados capitados, classificados como tipo VI por Castro, Leitão-Filho & Monteiro (1997). De acordo com os autores a presença de tricoma glandular tipo VI e a ausência de ductos secretores folhas caules é uma característica para a tribo Vernoniaceae, a qual pertencem as espécies em estudo.

Os tricomas glandulares bisseriados apresentaram reação positiva para substâncias lipofílicas e fenólicas nas duas espécies estudadas, assim como os tricomas bisseriados analisados por Appezzato-da-Glória *et al.* (2012) em *Chrysolaena obovata* e *C. platensis*.

Em *C. simplex* e *L. buddleiifolius* foram detectadas substâncias fenólicas e lipofílicas, esteróides, triterpenóides, flavonóides e cumarinas. A família Asteraceae é conhecida por produzir principalmente poliacetilenos, sesquiterpenóides, diterpenóides, triterpenóides, flavonóides, cumarinas, benzofuranos e benzopiranos (EMERENCIANO *et al.*, 1998).

O teor de flavonóides totais presentes nas amostras de caule e folhas das espécies estudadas foi maior na estação chuvosa. Os flavonóides protegem contra a radiação ultravioleta, além de atuarem na proteção contra a invasão microbiana (HARBONE & WILLIAMS, 2000). Em algumas espécies os teores de flavonóides variam devido à sazonalidade e em outras permanecem praticamente constantes. Borella *et al.* (2001) estudaram a influência da sazonalidade no teor de flavonóides em *Baccharis trimera* e observaram que houve um aumento na média do teor de flavonóides no verão. Yariwake *et al.* (2005) constataram variações sazonais

significativas na composição química de *Maytenus aquifolium* (Celastraceae). De acordo com os autores, os flavonóides e fenóis totais desta espécie são produzidos em menor concentração em estações com fotoperíodos bem definidos: inverno e verão, enquanto a maior quantidade destes metabólitos está correlacionada com estações que apresentam diferenças menos nítida na duração de dias e noites (primavera e outono). O teor de flavonóides em plantas nativas e cultivadas de *Cecropia glaziovii* foi maior no período seco, em comparação com o período de chuva (LUENGAS-CAICEDO *et al.*, 2007). Entretanto, o mesmo estudo demonstrou que em plantas micropropagadas não houve diferença entre os dois períodos. Os autores destacam que estes dados são uma evidência clara de que fatores abióticos influenciam a fisiologia das plantas.

Cristais em forma de drusa foram observados no mesofilo de *L. buddleiifolius*. Os cristais, corpos silicosos, resinas, óleos e taninos presentes em folhas são considerados estratégias adaptativas às condições xerófitas (FAHN & CUTLER, 1992). A produção de oxalato de cálcio apresenta diversos papéis funcionais que protegem a planta de estresses relacionados ao ambiente como a herbívora ou excesso de metais no solo (NAKATA, 2003).

A sazonalidade apresentou efeito sobre a morfoanatomia das duas espécies estudadas.

A densidade de tricomas foi diferente significativamente entre as estações seca e chuvosa. Em *C. simplex* houve um aumento significativo no número de tricomas na estação seca em ambas as faces, enquanto que em *L. buddleiifolius* ocorreu aumento na face abaxial e diminuição na face adaxial. Rossato & Kolb (2010) observaram que a frequência de tricomas é alta em ambientes com alta luminosidade e baixa disponibilidade de água.

A grande quantidade de tricomas nas espécies estudadas, principalmente em *L. buddleiifolius*, pode ser considerada uma adaptação às condições ambientais do Cerrado, sendo estes tricomas responsáveis por influenciar diretamente a transpiração e indiretamente na economia de água das plantas através de regulação da temperatura (FAHN & CUTLER, 1992). A presença de tricomas tectores pode ser considerada também uma defesa estrutural contra pequenos herbívoros, e os tricomas glandulares podem ser interpretados como uma combinação de defesa estrutural e química devido à liberação de metabólitos secundários que podem repelir os herbívoros (DALIN *et al.*, 2008).

Em *C. simplex* ocorreu aumento na altura anticlinal das células epidérmicas, em ambas as faces da lâmina foliar, na estação seca, enquanto que em *L. buddleiifolius* na face adaxial não

houve diferença significativa; na face abaxial a altura anticlinal das células epidérmicas foi maior na estação chuvosa. Em *Xylopia brasiliensis* ocorreu redução da altura anticlinal das células epidérmicas de ambas as faces da folha na estação seca (JUSTO *et al.*, 2005).

Nas espécies estudadas, na estação seca, observou-se o aumento significativo na espessura do parênquima paliçádico, enquanto que no parênquima lacunoso houve redução. Justo *et al.* (2005) ao estudarem a plasticidade anatômica das folhas de *X. brasiliensi* observaram que o parênquima paliçádico apresentou redução na estação seca e foi o tecido com maior plasticidade em resposta aos fatores ambientais. Segundo Vogelmann, Nishio & Smith (1996), o formato das células do parênquima paliçádico facilita a penetração da luz direta do Sol para o interior do mesófilo e ao ajustar a espessura e a geometria das células, este parênquima, propicia uma maior eficiência na distribuição da luz no interior da folha. Isto é especialmente importante para o crescimento de plantas em habitats secos, com chuva em períodos muito curtos (FAHN & CUTLER, 1992).

A densidade estomática foi maior em *C. simplex*, na estação chuvosa, assim como em *L. buddleiifolius*. Segundo Gobbi *et al.* (2011), a densidade estomática está relacionada à capacidade fotossintética das folhas, pois, quanto maior o número de estômatos/mm⁻², menor a resistência à difusão de gases na folha. Lleras (1977), entretanto, afirma que quanto mais xerofíticas as condições, maior é a frequência dos estômatos por unidade de área, o que permite trocas gasosas mais eficientes quando a umidade relativa do ar é elevada e o perigo de desidratação é mínimo.

O índice estomático em *C. simplex* foi maior na estação chuvosa em ambas as faces; em *L. buddleiifolius* o índice foi maior na face adaxial, na estação chuvosa e não houve diferença significativa na face abaxial, entre as estações. Segundo Cutter (2002), o índice estomático é razoavelmente constante para uma determinada espécie, sendo afetado em grande parte pela umidade.

Em *L. buddleiifolius*, na estação seca, a área foliar foi menor em relação à estação chuvosa, enquanto em *C. simplex* não houve diferença significativa entre as estações. A redução da área foliar de plantas em ambientes xéricos, assim como a maior densidade e o menor tamanho dos estômatos são entendidos como mecanismos de retenção de água, diminuindo assim a transpiração (BOERGER & WISNIEWSKI, 2003).

5. CONCLUSÃO

Caracteres como folhas anfiestomáticas, células epidérmicas com paredes periclinais externas e internas espessadas, tricomas tectores e glandulares, cristais, esclerofilia, presença de substâncias fenólicas e lipofílicas estão relacionadas à adaptação da planta ao ambiente rupestre.

As análises quantitativas demonstraram variações morfoanatômicas e fisiológicas, nas duas espécies estudadas em relação às estações secas e chuvosas. Ressaltando que em *C. simplex* as folhas são anfiestomáticas na estação chuvosa e hipoestomáticas na seca. Dessa forma, é possível afirmar que as espécies estudadas apresentam plasticidade em resposta às variações sazonais.

O tricoma glandular com célula secretora ovalada e ápice caudado registrado em *L. buddleiifolius* é uma estrutura inédita para a família, podendo constituir um caráter de valor taxonômico.

6. BIBLIOGRAFIA

- AGUILERA, D.B., MEIRA, R.M.S.A., & FERREIRA, F.A. Anatomia e histoquímica dos órgãos vegetativos de *Siegesbeckia orientalis* (Asteraceae). **Planta Daninha**, v.22, n.4, p.483-489, 2004.
- ALMEIDA, A.M., FONSECA, C.R., PADRO, P.I., ALMEIDA NETO, M., DINIZ, S., KUBOTA, U., BRAUN, M.R., GALDINI RAIMUNDO, R.L., ANJOS, L.A., MENDONÇA, T.G., FURTADA, S.M. & LEWINSOHN, T.M. 2005. Diversidade e ocorrência de Asteraceae em cerrados de São Paulo. **Biota Neotropica** 5(2). Disponível em: [http://www.biotaneotropica.org.br/v5n2/pt/abstract?article+BN00105022005], acessado em 26/12/2011.
- ALVES, V.F.G. & NEVES, L.J. Anatomia foliar de *Vernonia polyanthes* Less (Asteraceae). **Revista Universidade Rural, Serie Ciências da Vida**, v.22, n.2, p.01-08, 2003.
- AMARAL, A.G., PEREIRA, F.F.O. & MUNHOZ, C.B.R. Fitossociologia de uma área de cerrado rupestre na Fazenda Sucupira, Brasília-DF. **Cerne**, v.12, n.4, p.350-359, 2006.
- ANDERBERG, A. A., BALDWIN, B. G. BAYER, R.G., BREITWIESER, J., JEFFREY, C., DILLON, M.O., ELDEÑAS, P., FUNK, V., GARCIA-JACAS, N., HIND, D.J.N, KARIS, P.O., LACK, H.W., NESOM, G. NORDENSTAM, B. OBERPRIELER, C. H., PANERO, J.L., PUTTOCK, C., ROBINSON, H., STUESSY, T.F., SUSANNA, A., URTUBEY, E., VOGT, R., WARD, J. & WATSON, L.E. Compositae. Pp 61-87. In: Kadereit, J., Jeffrey, C. (Eds.). *The Families and Genera of Vascular Plants. Flowering plants, Eudicots, Asterales*. Springer, Berlin, 2007.
- APPEZZATO-DA-GLORIA, B., HAYASHI, A. H., CURY, G., SOARES, M. K. M. & ROCHA, R. Occurrence of secretory structures in underground systems of seven Asteraceae species. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v.157, p.789-796, 2008.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; COSTA, F.B; SILVA,V.C.; GOBBO-NETO,L.; REHDER,V.L.G.; HAYASHI,A.H. Glandular trichomes on aerial and underground organs in *Chysolaena* species (Vernonieae-Asteraceae): Structure, ultrastructure and chemical composition. **Flora**, p.878-887, 2012.
- BIERAS, A. C. & SAJO, M. G. Leaf structure of the Cerrado (Brazilian savanna) woody plants. **Trees**, v.23, p. 451-471, 2008.
- BOERGER,M.R. & WISNIEWSKI, C. Comparação da morfologia foliar de espécies arbóreas de três estádios sucessionais distintos de floresta ombrófila densa (Floresta Atlântica) no Sul do Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v.26, p.61-72, 2003.
- BOEGER, M. R. T., ESPÍNDOLA JÚNIOR, A., MACCARI JÚNIOR, A., REISSMANN, C. B., ALVES, A. C. A., RICKLI, F. L. Variação estrutural foliar de espécies medicinais em consórcio com erva-mate, sob diferentes intensidades luminosas. **Floresta**, v.39, n.1, p.215-225, 2009.
- BORELLA, J.C., FONTOURA, A., MENEZES JR., A.; FRANÇA,S.C. Influência da adubação mineral (N-P-K) e sazonalidade no rendimento e teor de flavonóides em indivíduos masculinos

de *Baccharis trimera* Less. (Asteraceae)- Carqueja. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.4, p.101-104, 2001.

BUDEL, J.M. & DUARTE, M.R. Caracteres morfoanatômicos de partes vegetativas aéreas de *Baccharis coridifolia* DC. (Asteraceae-Astereae). **Latin American Journal of Pharmacy**, v.26, n.5, p.723-31, 2007.

BUDEL, J.M., DUARTE, M.R. & SANTOS, C.A.M. Caracteres morfo-anatômicos de *Baccharis gaudichaudiana* DC., Asteraceae. **Latin American Journal of Pharmacy**, v.22, n.4, p.313-320, 2003.

BUDEL, J.M., DUARTE, M.R. & SANTOS, C.A.M. Stem morpho-anatomy of *Baccharis cylindrica* (Less.) DC. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v.40, p.93-99, 2004.

CASTRO, M.M.; LEITÃO-FILHO, H.F.; MONTEIRO, W.R. Utilização de estruturas secretoras na identificação dos gêneros de Asteraceae de uma vegetação de cerrado. **Revista Brasileira de Botânica**, v.20, n.2, p.163-174, 1997.

COSTA, A.F. **Farmacognosia, v III (Farmacognosia Experimental)**. 2ed. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa. 1970.

COSTA, A. F. **Farmacognosia**. 3ª edição. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa. v.3. 2001.

COUTINHO, L.M. O bioma do cerrado. Pp.77-91. In: Klein, A.L. (ed). **Eugen Warming e o cerrado brasileiro: um século depois**. Editora da Unesp, São Paulo. 2002.

CUTTER, E.G. **Anatomia vegetal: Parte I – Células e tecidos**. 2ª ed. São Paulo, Roca. 1986.

CUTTER, E. G. **Anatomia vegetal: órgãos**. 2 ed. São Paulo: Roca. 2002.

DALIN,P.; AGREN,J; BJÖRKMAN, C.; HUTTUNEN, P. & KÄRKKÄINEN, K. Leaf trichome formation and plant resistance to herbivory. Pp. 89-105. In: Schaller , A. (ed) **Induced Plant Resistance to Herbivory**. Springer Verlag. 2008.

DUARTE, M.R., WOLF,S. & PAULA, B.G. *Smallantus sonchifolius* (Poepp.) H. Rob. (yacón): identificação microscópica de folha e caule para o controle de qualidade farmacognóstico. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v.44, p.157-164, 2008.

EMERENCIANO, V.P. RODRIGUES, G.V.; ALVARENGA, S.A.V. & MACARI. Um novo método para agrupar parâmetros quimiotaxonômicos. **Química Nova**, v.21, n.2, p.125-129, 1998.

FAHN. Tansley Review No 14. Secretory tissues in vascular plants. **New Phytologist**, v.108, p.229-257, 1988.

FAHN, A. & CUTLER, D. F. **Xerophytes**. Gebruder Borntraeger, Berlin. 1992.

FISHER, D.B. Protein staining of riblone epon sections for light microscopy. **Histochemic**, v.16, p.92-96, 1968.

FURR, Y. & MAHLBERG, P.G. Histochemical analysis of laticifers and glandular trichomes in *Cannabis sativa*. **Journal of Natural Products**, v.44, p.153-159, 1981.

GABE, M. **Techniques histologiques**. Masson & Cie, Paris. 1968.

GERLACH, D. **Botanische mikrotechnik**. Georg Thieme Verlag, Stuttgart. 1984.

GOBBI, K. F., GARCIA, R., VENTRELLA, M. C., NETO, A. F. G. & ROCHA, G. C. Área foliar específica e anatomia foliar quantitativa do capim-braquiária e do amendoim-forrageiro submetidos a sombreamento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.40, n.7, p.1436-1444, 2011.

GREGIO, S. J. D. & MOSCHETA, I. S. Anatomia de raiz, caule e folha e identificação de estruturas secretoras de *Achillea millefolium* L. (Asteraceae). **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v.28, n.4, p.327-334, 2006.

HARBONE, J.B & WILLIAMS, C.A. Advances in flavonoid research since 1992. **Phytochemistry**, v.55, p.481-504, 2000.

HEREDIA, A; CASADO, C.G.; LAGUNA, L; REINA, J.J.; SERRANO, J.M. & DOMINGUEZ, E. La cutícula vegetal: estructura y funciones. **Ecologia**, v.12, p.293-305, 1998.

JENSEN, W.A. **Botanical histochemistry, principles and practice**. W. H. Freeman, San Francisco. 1962

JOHANSEN, D.A. **Plant microtechnique**. McGraw-Hill Book Company, New York. 1940.

JUSTO, C. F., SOARES, A. M., GAVILANES, M. L. & CASTRO, E. M. Plasticidade anatômica das folhas de *Xylopia brasiliensis* Sprengel (Annonaceae). **Acta Bot. Bras.**, v.19, n.1, p.111-123, 2005.

KARNOVSKY, M.J. A formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolality for use in electron microscopy. **Journal of Cellular Biology**, v.27, p.137-138, 1965.

KRAUS, J.E. & ARDUIN, M. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. EDUR, Seropédica- RJ. 1997.

KRAUS, J.E., SOUZA, H.C., REZENDE, M.H., CASTRO, N.M., VECCHI, C. & LUQUE, R. Astra blue and basic fuchsin double staining methods for plant materials. **Biotechnic and Histochemistry**, v.73, n.2, p.235-243, 1998.

LABOURIAU, L. G., OLIVEIRA, J. G. & SALGADO-LABOURIAU, M. L. Transpiração de *Schizolobium parahyba* (Vell) Toledo I: comportamento na estação chuvosa, nas condições de Caeté, Minas Gerais. **Anais da Academia Brasileira de Ciência**, v.23, n.4, p.237-257, 1961.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: Rima. 2000.

- LLERAS, E. Differences in stomatal number per unit area within the same species under different micro-environmental conditions: A working hypothesis. **Acta Amazonica**, v.7, n.4, p.473-476, 1977.
- LUENGAS-CAICEDO, P.E; BRAGA, F.C.; BRANDÃO,G.C.; OLIVEIRA, A.B. Season and Interaspecific variation of flavonoids and proanthocyanidins in *Cecropia glaziovii* Sneth. Leaves from native and cultivated specimens. **Z Naturforsch C**, v.62, n.9-10, p.701-709, 2007.
- MARTINS, L.R.R., MOURÃO, K.S.M., ALBIERO, A.L.M., CORTEZ, D.A.G., DIAS-FILHO, B.P. & NAKAMURA, C.V. Estudo morfoanatômico preliminar do caule e da folha de *Acanthospermum australe* (Loefl.) Kuntze (Asteraceae-Heliantheae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.16, p.42-52, 2006.
- MATOS, F. J. A. Proposta de Validação Farmacognóstica de Drogas Vegetais, Plantas Medicinais e Fitoterápicos. **Infarma**, v.3, p.1-6, 1994.
- MAZIA, D., BREWER, P.A. & ALFERT, M. The cytochemistry staining and measument of protein with mercuric bromophenol blue. **The Biological Bulletin**, v.104, p.57-67, 1953.
- MELO-DE-PINNA, G.F.A. Anatomia foliar de *Richtergo* Kuntze (Mutisieae, Asteraceae). **Acta bot. bras.**, v.18, n.3, p.591-600, 2004.
- MELO-DE-PINNA, G.F.A. & MENEZES, N.L. Meristematic endodermis and secretory structures in adventitious roots of *Richtergo* Kuntze (Mutisieae- Asteraceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v.26, p.1-10, 2003.
- MILAN, P., HAYASHI, A. H. & APPEZZATO-DA-GLORIA, B. Comparative leaf morphology and anatomy of three Asteraceae species. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.49, p.135-144, 2006.
- MUSSURY, R.M., BETONI, R., VIEIRA, M.C., SCALON, S.D.P.Q., BARROS, S.S.U. Morfo-anatomia do eixo vegetativo aéreo de *Achyrocline alata* (Kunth) DC. (Asteraceae). **Revista Brasileira Plantas Medicinais**, v.9, n.2, p.94-101, 2007.
- NAKATA, P.A. Advances in our understanding of calcium oxalate crystal formation and function in plants. **Plant Science**, v.146, p.901-909, 2003.
- PEGORINI, F., MARANHO, L.T. & ROCHA, L.D. Organização estrutural das folhas de *Baccharis dracunculifolia* DC. Asteraceae. **Revista Brasileira de Farmácia**, v.89, n.3, p. 272-275, 2008.
- PEIXOTO SOBRINHO, T.J.S., CARDOSO, K.C.M., GOMES, T.L.B., ALBUQUERQUE, U.P. & AMORIM, E.L.C. Análise da pluviosidade e do efeito de borda sobre os teores de favonóides em *Bauhinia cheilantha* (Bong.) Steud., Fabaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.19, n.3, p. 740-745, 2009.
- PLOS, A., SANCHO, G. & IHARLEGUI, L. Secretory structures of leaves of *Ophryosporus* Meyen (Asteraceae, Eupatorieae), a genus with medicinal properties. **Journal of the Torrey Botanical Society**, v.138, n.4, p.391-399, 2011.

RIBEIRO, J. F. & WALTER, B. M. T. Fitofisionomias do bioma Cerrado. Pp.89-166. *In* : Sano, S. M. & Almeida, S. P. De. (Eds.) **Cerrado: ambiente e flora**. Embrapa-CPAC, Planaltina, DF. 1998.

ROESER, K.R. Die Nadel der Schwarzkiefer-Massenprodukt ud Kunstwerk der Natur. **Mikrokosmos** v.2, n.61, p.33-36, 1972.

ROLIM, A.; MACIEL, C.P.M.; KANEKO, T.M.; CONSIGLIERI, V.O.; SALGADO-SANTOS, I.M.N. & VELASCO, M.V.R. Validation Assay for Total Flavonoids, as Rutin Equivalents, from *Trichilia catigua* Adr. Juss (Meliaceae) and *Ptychopetalum olacoides* Bentham (Olacaceae) Commercial Extract. **Journal of AOAC International**, v.88, n.4, p.1015-1019, 2005.

ROSSATTO, D. R. & KOLB, R. M. *Gochnatia polymorpha* (Less.) Cabrera (Asteraceae) changes in leaf structure due to differences in light and edaphic conditions. **Acta Botanica Brasilica**, v.24, n.3, p.605-612, 2010.

SALGADO-LABOURIAU, M. L. Alguns aspectos sobre a Paleoecologia dos Cerrados. Pp. 107-118. *In*: SCARIOT, A., SOUSA-SILVA, J.C. & FELFILI, J.M. (Orgs.). **Cerrado: Ecologia, Biodiversidade e Conservação**. Ministério do Meio Ambiente, Brasília. 2005.

VIDAL, B. C. Acid glycosaminoglycans and endochondral ossification: microspectrophotometric evaluation and macromolecular orientation. **Cell and Molecular Biology**, v.22, p. 45-64, 1977.

VOGELMANN T. C.; NISHIO, J. N. & SMITH, W. K. Leaves and light capture: light propagation and gradients of carbon fixation within leaves. **Trends in Plant Science**, v.1, p.65-71, 1996.

YRIWAKE, J.H.; LANÇAS,F.M.; CAPPELARO, E.A.; VASCONCELOS, E.C.; TIBERTI, L.A.; PEREIRA,A.M.S.; FRANCA,S.C. Variabilidade sazonal de constituintes químicos (triterpenos, flavonóides e polifenóis) das folhas de *Maytenus aquifolium* Mart. (Celastraceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.15, n.2, p.162-168, 2005.

FIGURAS

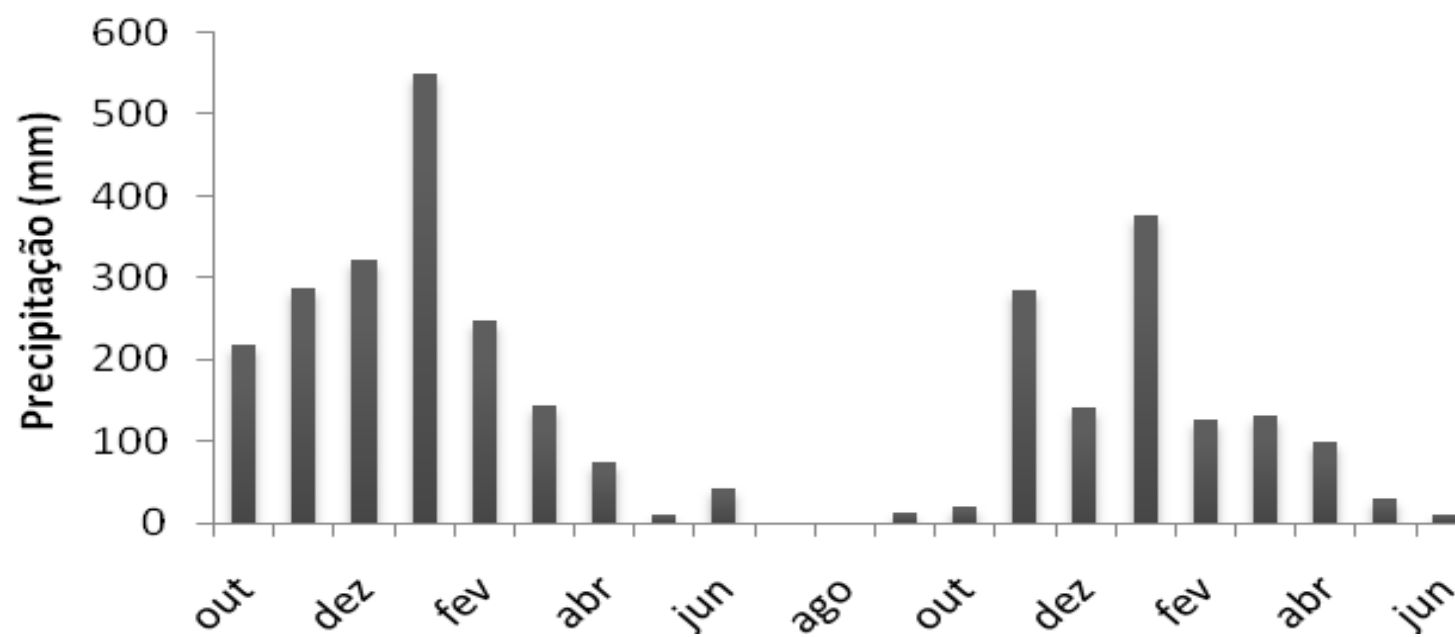


Figura 1. Mudanças sazonais na pluviosidade na área de estudo para o período de outubro de 2011 a julho 2013. Fonte: Inmet.

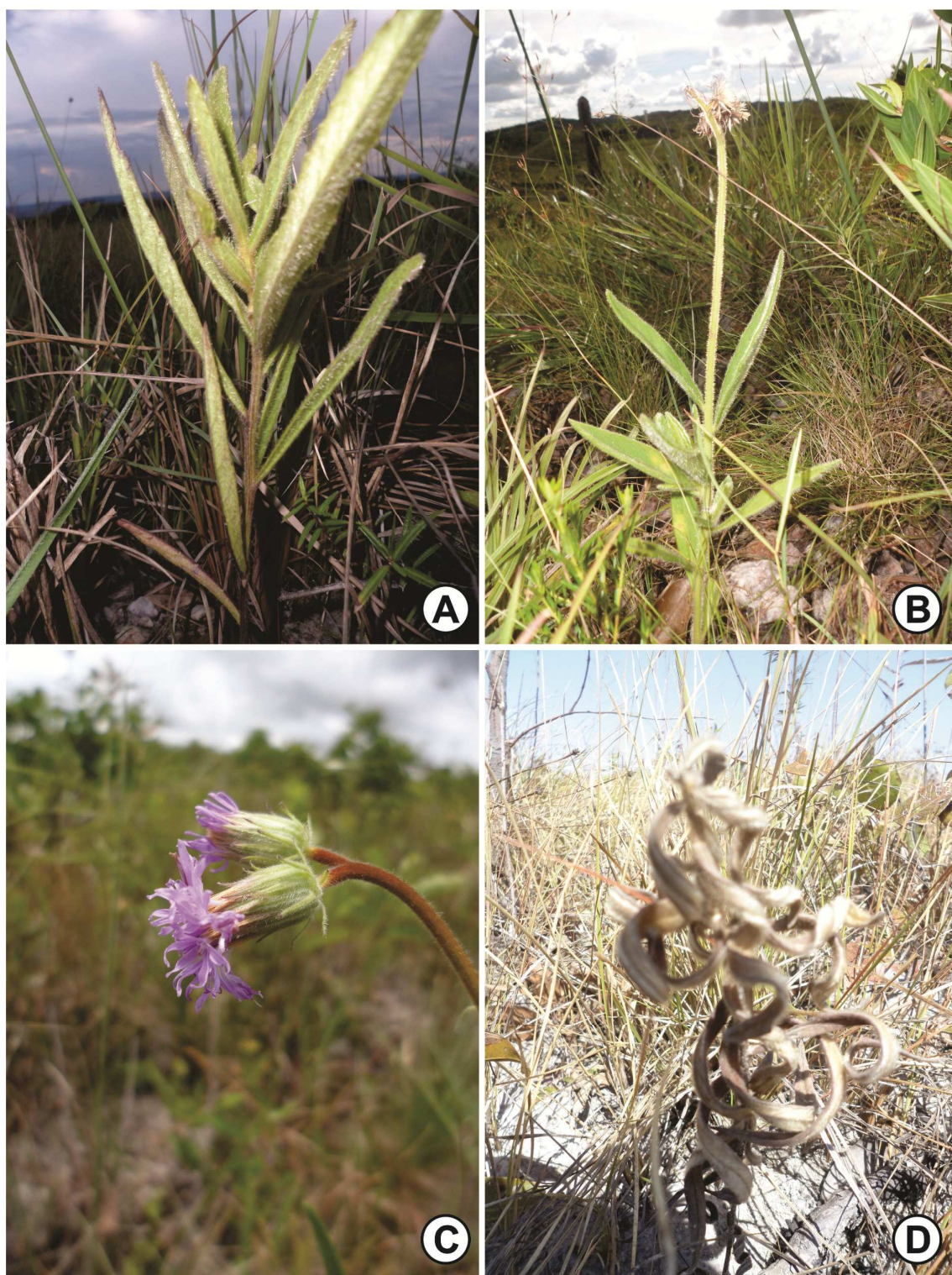


Figura 2. *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A-B. Aspecto geral da planta. C. Detalhe da inflorescência em capítulo. D. Aspecto geral da planta na estação seca.

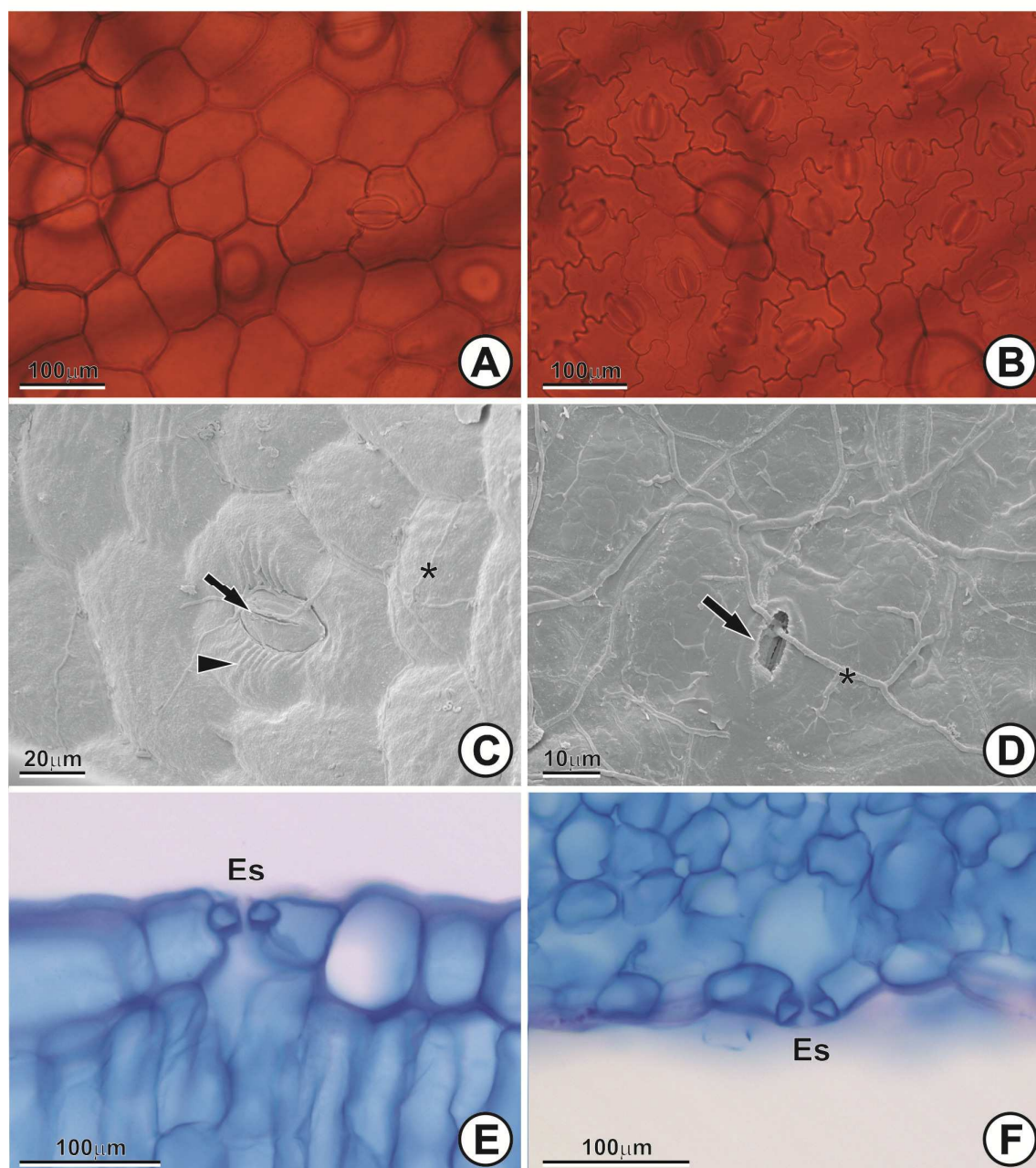


Figura 3. Lâmina foliar de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A-B. Secções paradérmicas. A. Epiderme adaxial evidenciando estômatos e paredes anticlinais predominantemente retas. B. Epiderme abaxial, evidenciando estômatos e paredes anticlinais sinuosas. C. Face adaxial em microscopia eletrônica de varredura (MEV), evidenciando estômato anisocítico, estrias epicuticulares nas células subsidiárias e cristas estomáticas. D. Face abaxial em MEV, destacando cristas estomáticas. E-F. Lâmina foliar em secção transversal, face adaxial e abaxial, respectivamente evidenciando os estômatos. Seta: cristas estomáticas; cabeça da seta: estrias epicuticulares; * fungos; Es: estômatos.

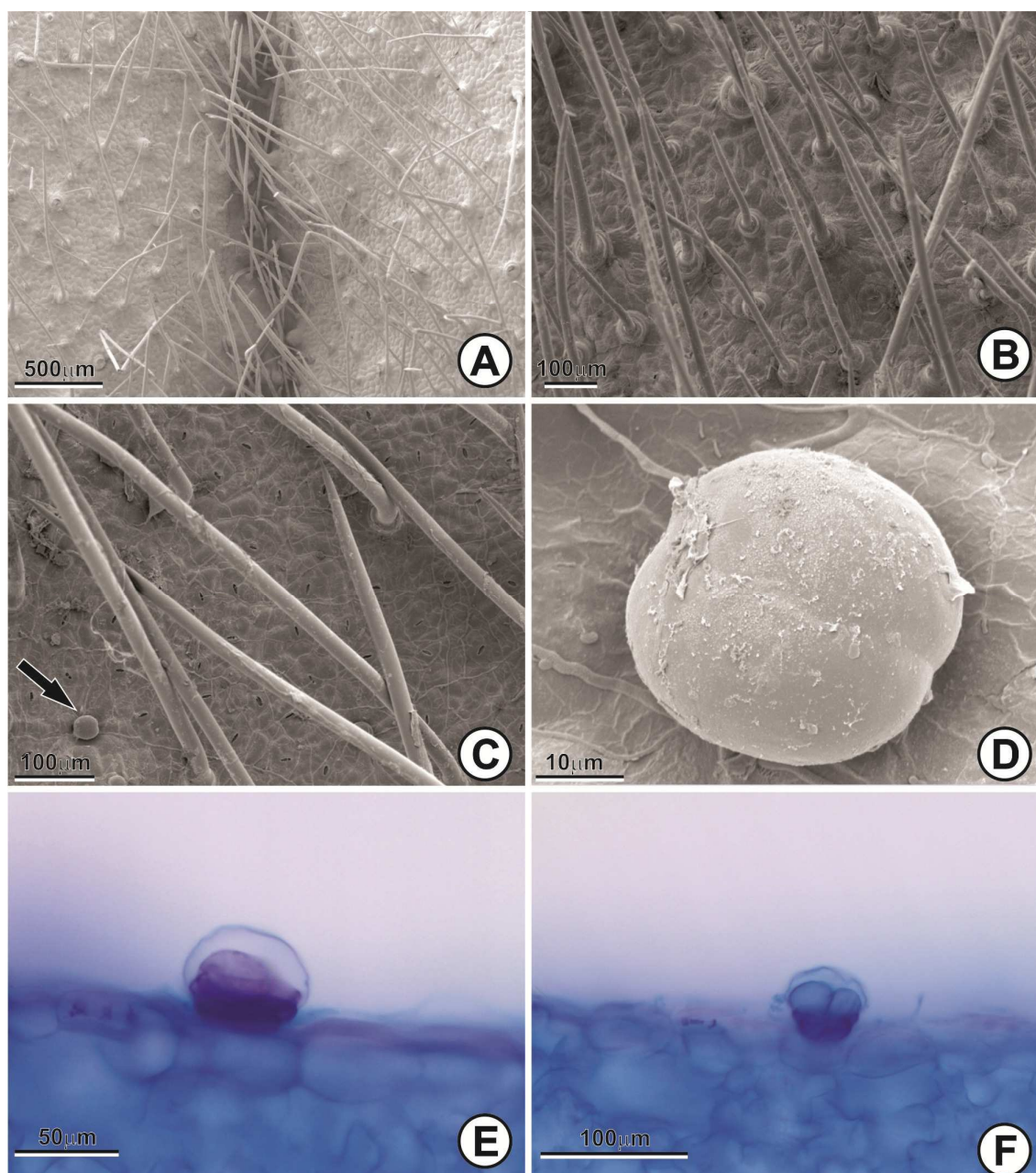


Figura 4. Lâmina foliar de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A-D. Superfície da epiderme observada em MEV. A –B. Aspecto geral dos tricomas tectores - face adaxial. C. Tricomas tectores e glandulares - face abaxial. D. Detalhe do tricoma glandular bisseriado - face abaxial. E-F. Secção transversal evidenciando tricoma bisseriado na face abaxial. Seta: tricoma glandular.

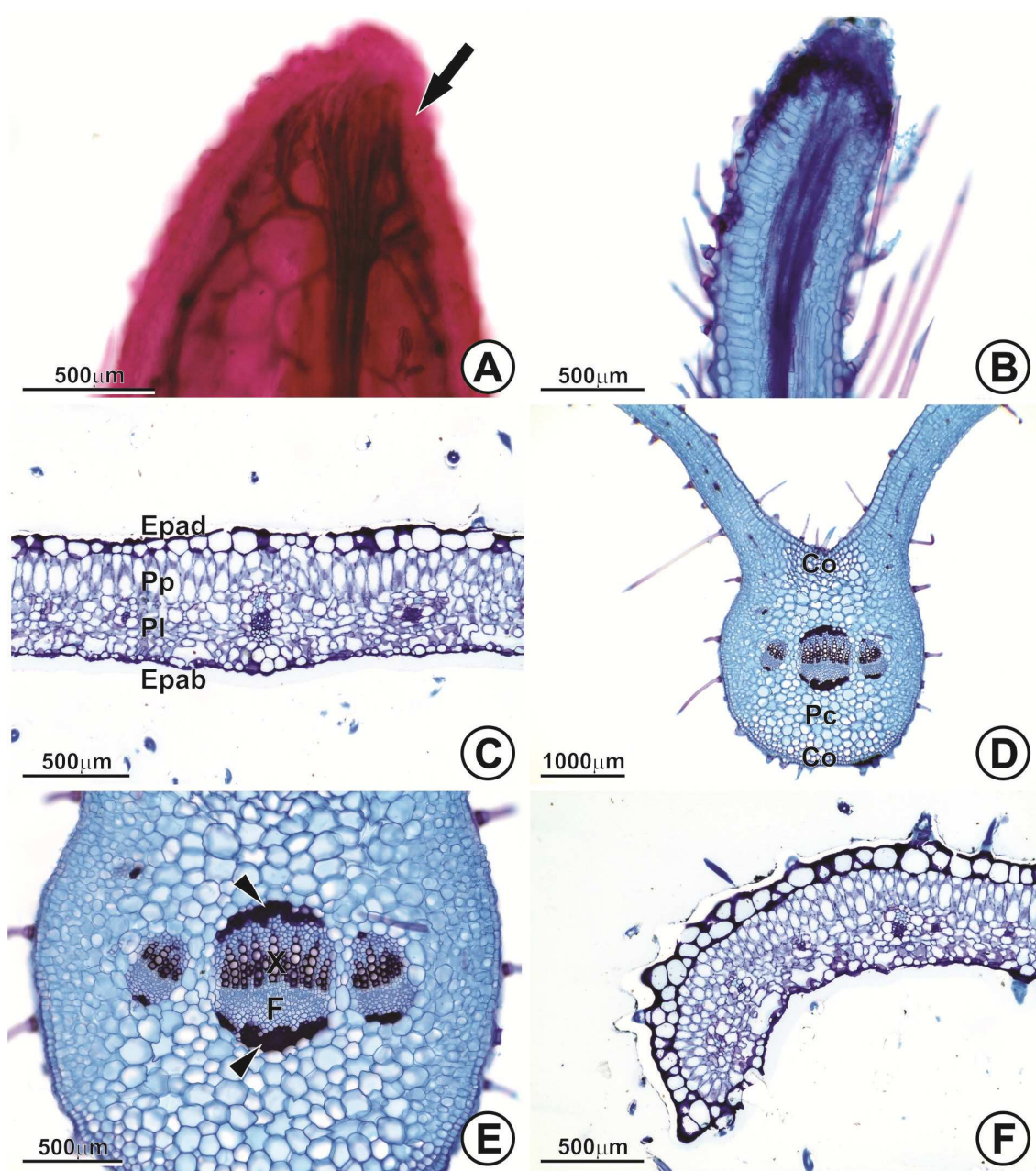


Figura 5. Lâmina foliar de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A-B. Ápice foliar. A. Detalhe do hidatódio (seta), em material diafanizado. B. Secção longitudinal evidenciando o hidatódio. C-F. Secções transversais. C. Aspecto geral da lâmina foliar, evidenciando mesofilo dorsiventral. D-E. Nervura central. D. Aspecto geral. E. Detalhe dos feixes vasculares colaterais. F. Aspecto geral do bordo. Co: colênquima; Epad: epiderme adaxial; Epab: epiderme abaxial; F: floema; Pc: parênquima cortical; Pl: parênquima lacunoso; Pp: parênquima paliádico; X: xilema; cabeça da seta: fibras esclerenquimáticas.

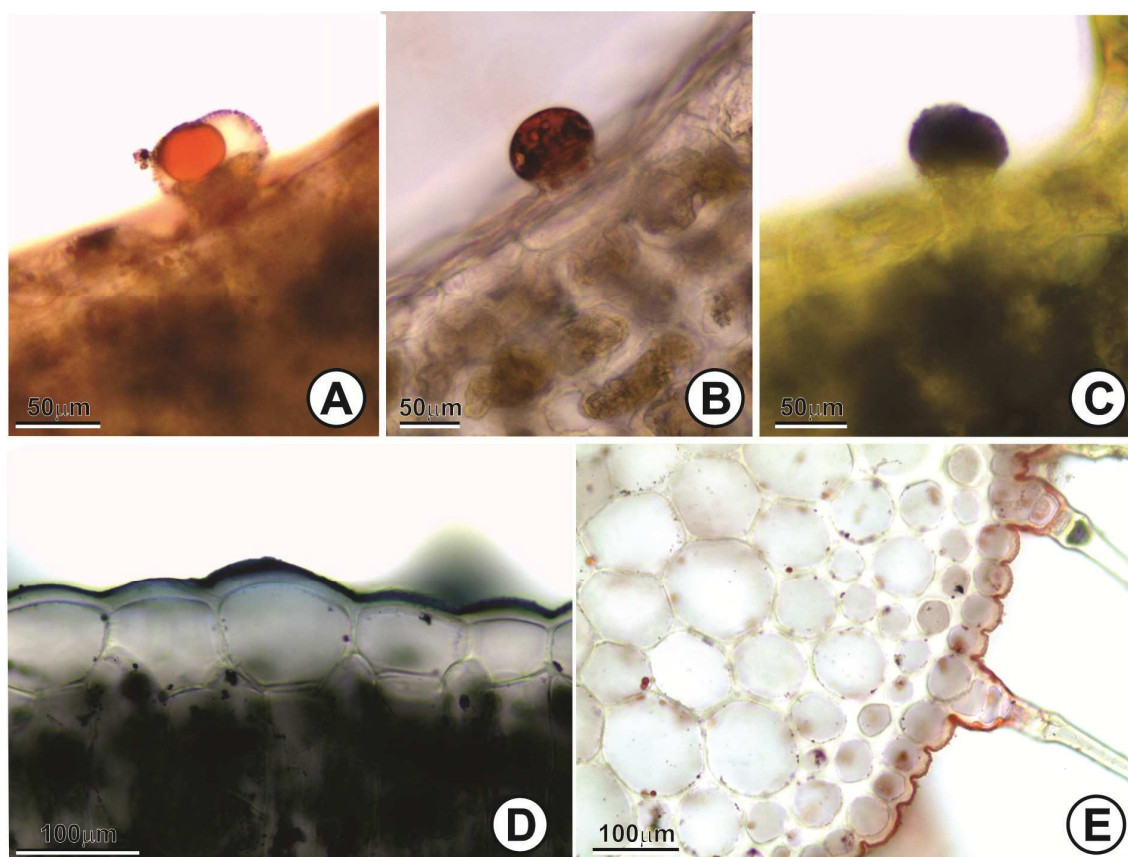


Figura 6. Lâmina foliar de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt., em secções transversais. A-B. Tricomas glandulares com substâncias lipofílicas – sudan IV e Steinmetz, respectivamente. C. Tricoma glandular com substâncias fenólicas - cloreto férrico. D-E. Cutícula evidenciada pelo teste com Sudan Black e Steinmetz, respectivamente.

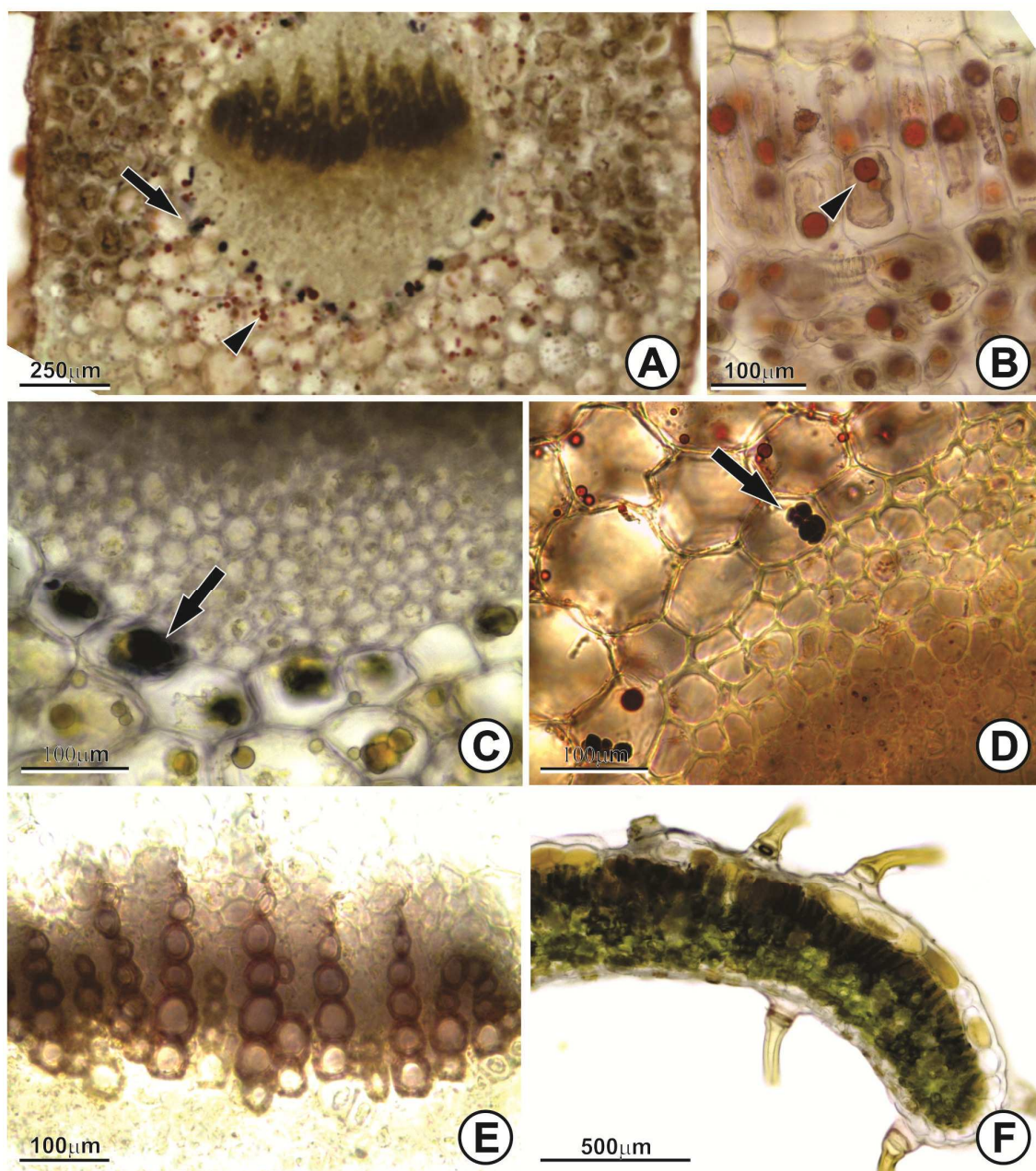


Figura 7. Lâmina foliar de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt., em secções transversais A. Nervura central evidenciando a presença de amido na endoderme e gotas lipofílicas no parênquima cortical - Steinmetz. B. Parênquima clorofiliano com gotas lipofílicas - Steinmetz. C- D. Endoderme com amido - cloreto de zinco iodado e Steinmetz, respectivamente. E. Região da nervura central - detalhe do xilema com reação positiva para floroglucinol acidificado. F. Detalhe do bordo com substâncias fenólicas na epiderme - dicromato de potássio. Setas: amido; cabeça de seta: gotas lipofílicas.

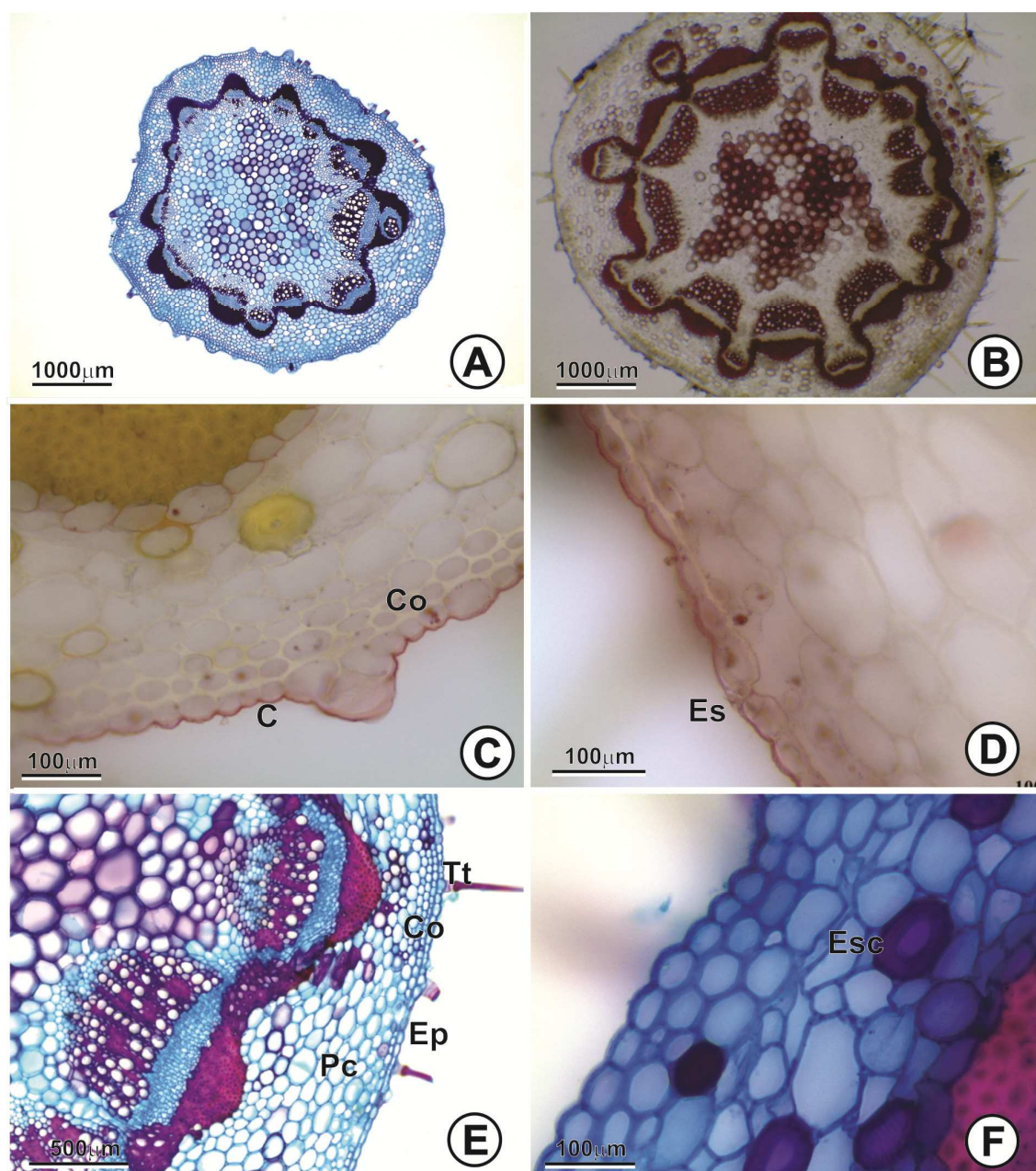


Figura 8. Caule de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt., em secções transversais. A. Aspecto geral do 3º entrenó abaixo do ramo floral. B. Aspecto geral do entrenó basal – floroglucinol acidificado. C-F. Entrenó basal. C. Cutícula evidenciada pelo teste com Steinmetz. D. Detalhe do estômato. E. Detalhe do córtex e cilindro vascular. F. Detalhe da região cortical, evidenciando as esclereídes. C: cutícula; Co: colênquima; Ep: epiderme; Es: estômato; Esc: esclereídes; M: medula; Pc: parênquima cortical; Tt: tricoma tector.

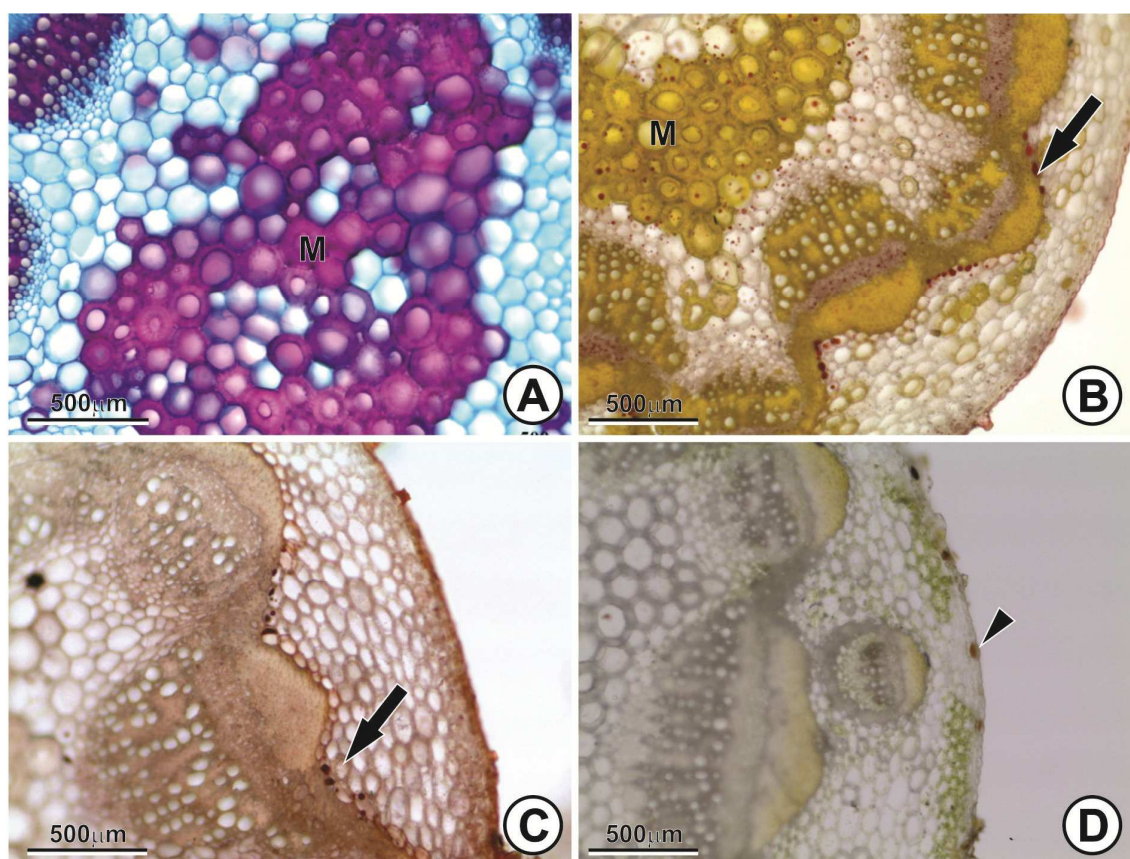


Figura 9. Caule de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt., secções transversais do entrenó basal. A. Detalhe da medula esclerificada. B. Substâncias lipofílicas na endoderme - Steinmetz. C. Substâncias lipofílicas na endoderme - sudan IV. D. Substâncias fenólicas - dicromato de potássio. Seta: substâncias lipofílicas; cabeça de seta: substâncias fenólicas.

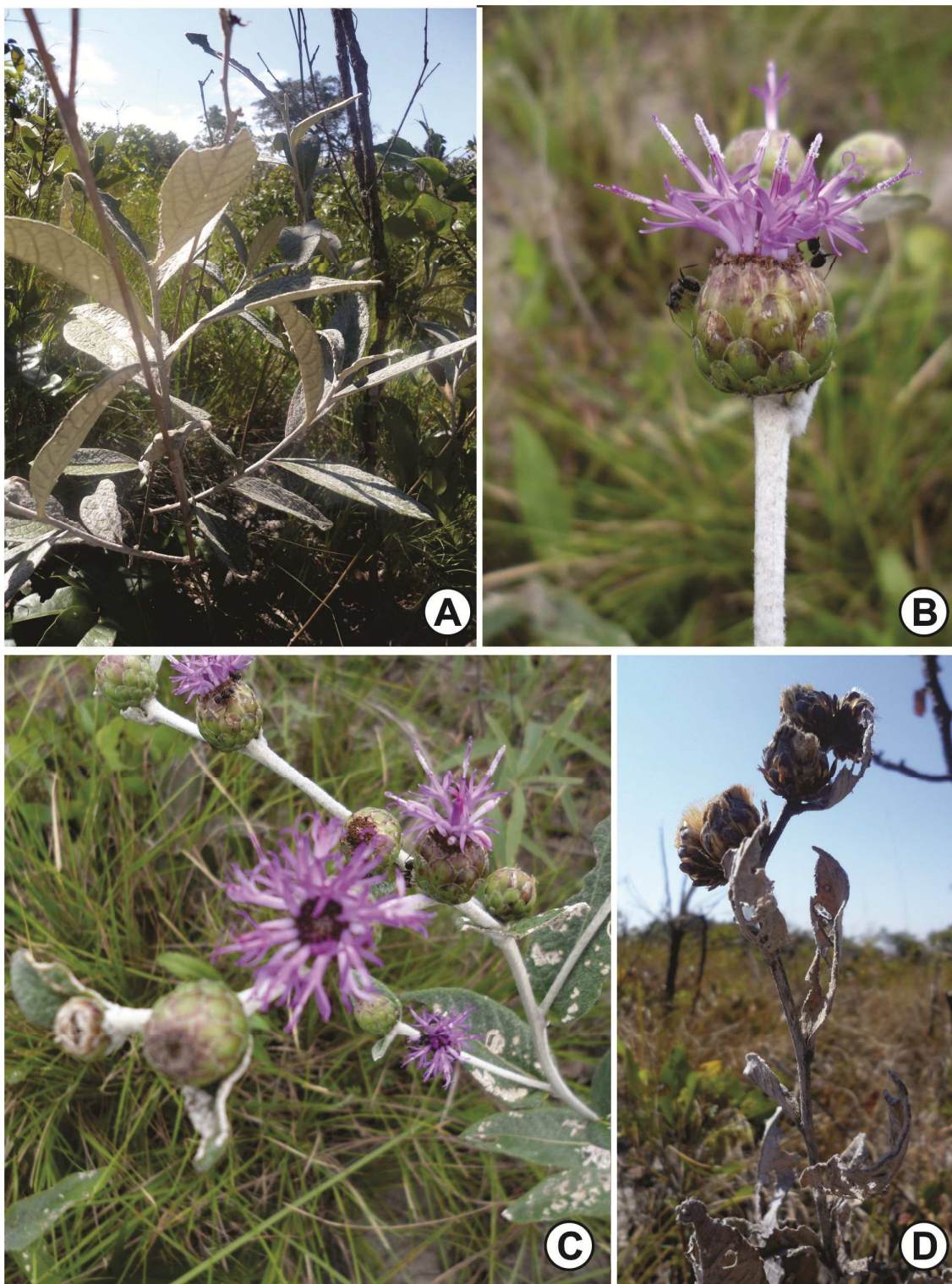


Figura 10. *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. A. Aspecto geral da planta. B-C. Detalhe da inflorescência em Capítulo. D. Aspecto geral da planta na estação seca.

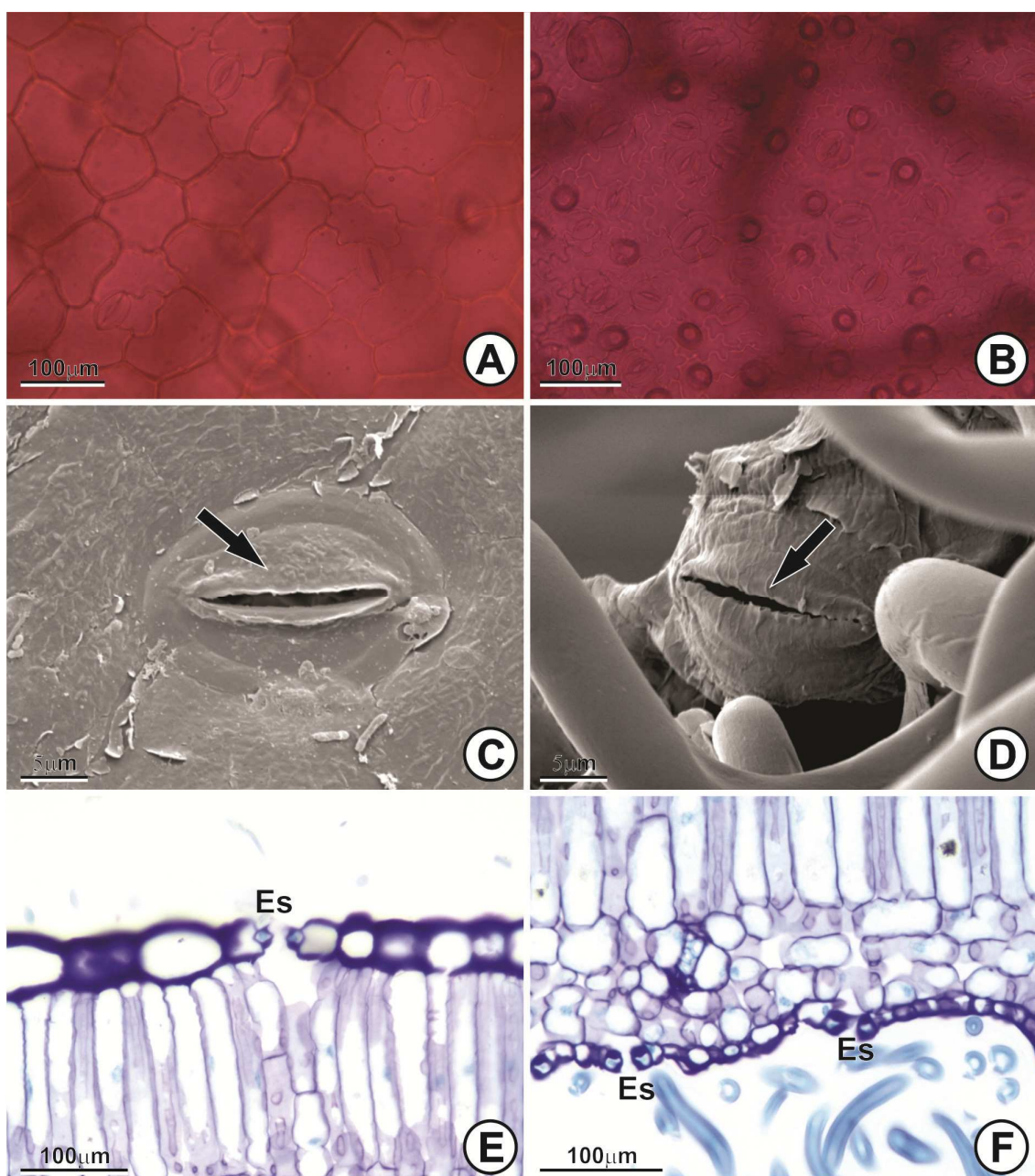


Figura 11. Lâmina foliar de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. A-B. Secções paradérmicas. A. Epiderme adaxial, evidenciando estômatos e paredes anticlinais retas a onduladas. B. Epiderme abaxial, evidenciando estômatos e paredes anticlinais sinuosas. C-D. MEV. C. Face adaxial - Detalhe do estômato evidenciando cristas estomáticas. D. Face abaxial- Detalhe do estômato com cristas estomáticas. E- F. Secções transversais. E. Estômato na face adaxial. F. Estômato na face abaxial. Es: estômato; Setas: cristas estomáticas.

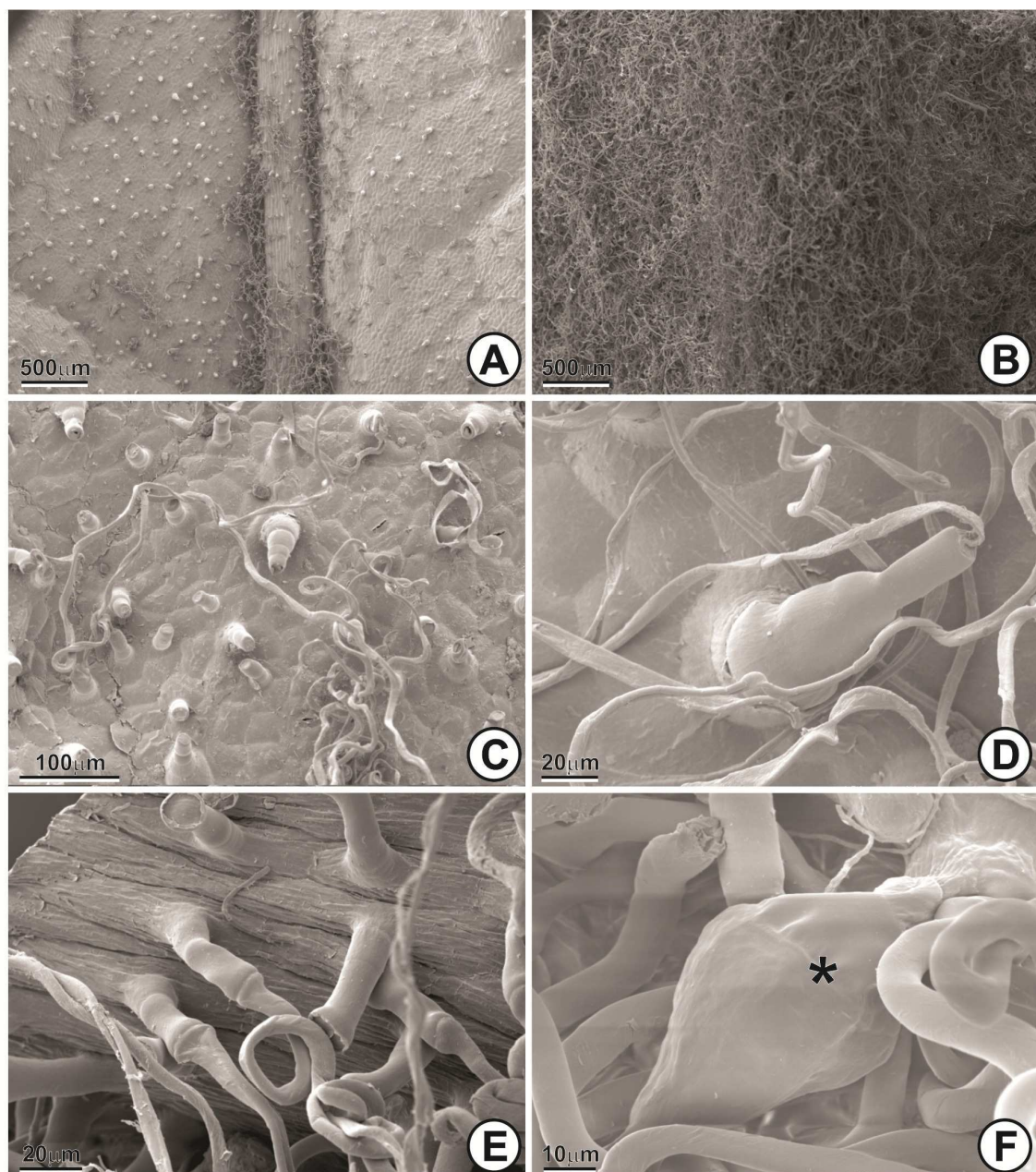


Figura 12. Lâmina foliar de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. A-F. Superfície da epiderme observada em MEV. A. Aspecto geral da face adaxial. B. Face abaxial, evidenciando densa pilosidade. C-D. Face adaxial. C. Aspecto geral, evidenciando estômatos (seta) e tricomas tectores (cabeça de seta). D. Detalhe do tricoma tector com célula apical alongada em forma de chicote. E-F. Face abaxial. E. Tricomas tectores em forma de chicote. F. Detalhe do tricoma glandular (*).

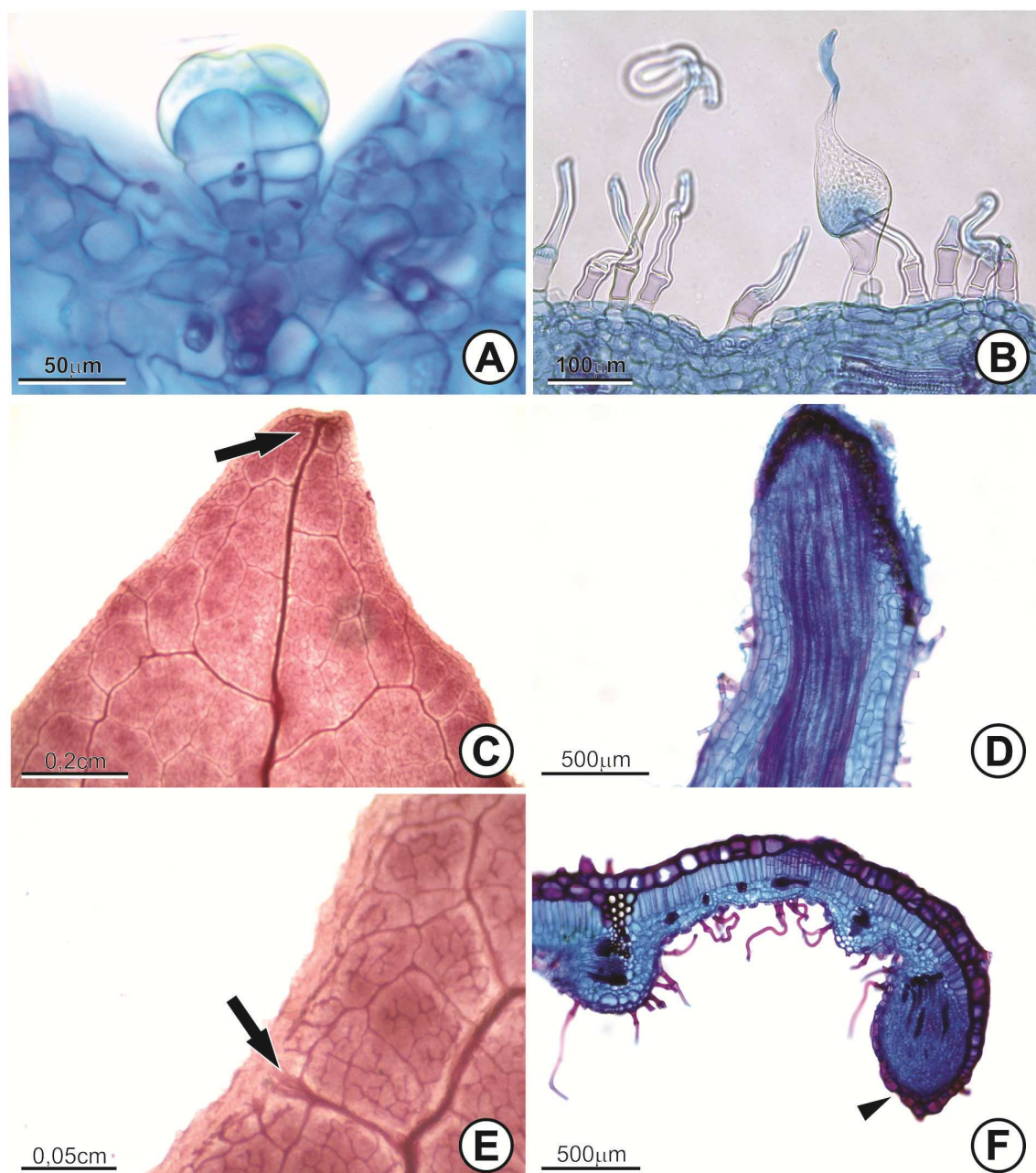


Figura 13. Lâmina foliar de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. A-B. Secções transversais. A. Tricoma glandular bisseriado. B. Tricoma com célula secretora oval caudada. C. Detalhe do hidatódio (seta) no ápice foliar, em material diafanizado. D. Secção longitudinal do ápice foliar evidenciando hidatódio. E-F. Secções transversais do bordo. E. Detalhe do hidatódio (seta) em material diafanizado. F. Hidatódio evidenciando o poro aquífero (cabeça de seta).

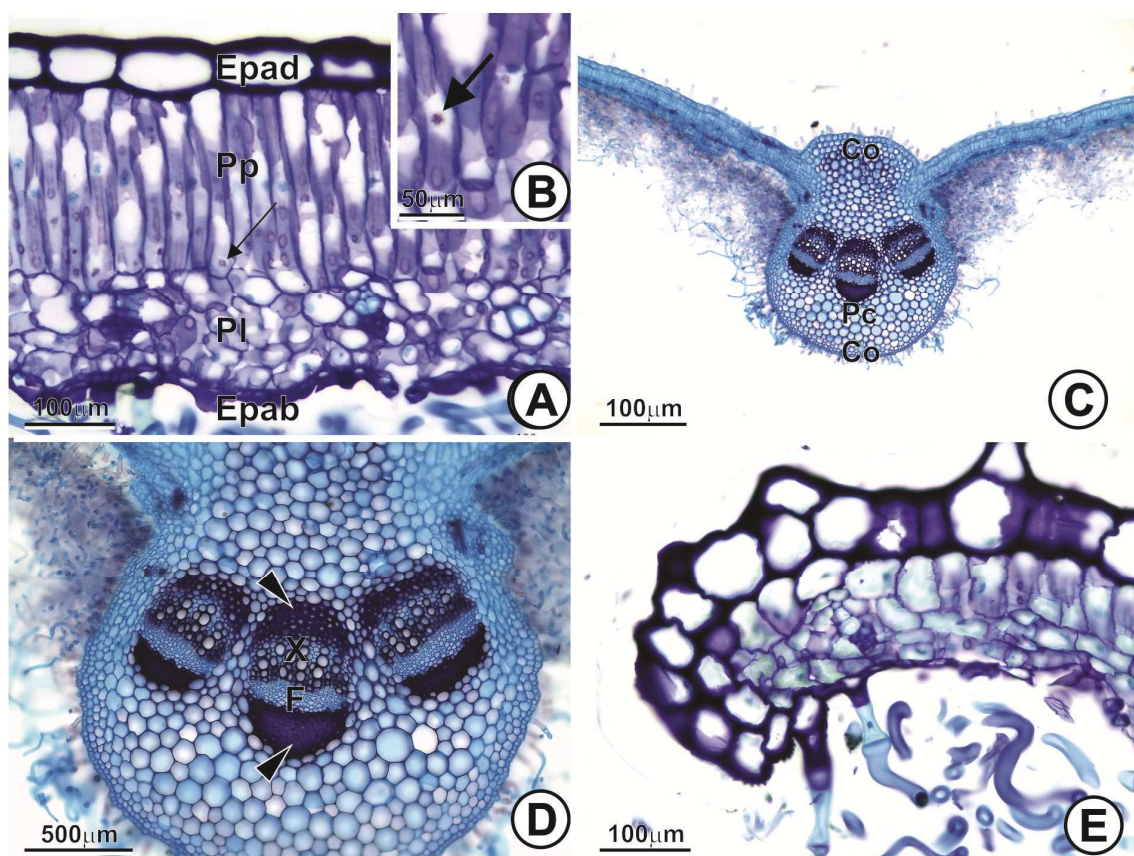


Figura 14. Lâmina foliar de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob., em secções transversais. A. Aspecto geral da lâmina foliar. B. Detalhe da drusa. C. Aspecto geral da nervura central. D. Detalhe dos feixes vasculares colaterais. E. Aspecto geral do bordo de contorno arredondado. Co: colênquima; Epad: epiderme adaxial; Epab: epiderme abaxial; F: floema; Pc: parênquima cortical; Pp: parênquima paliádico; Pl: parênquima lacunoso; X: xilema; cabeça de seta: fibras esclerenquimática; seta: drusas.

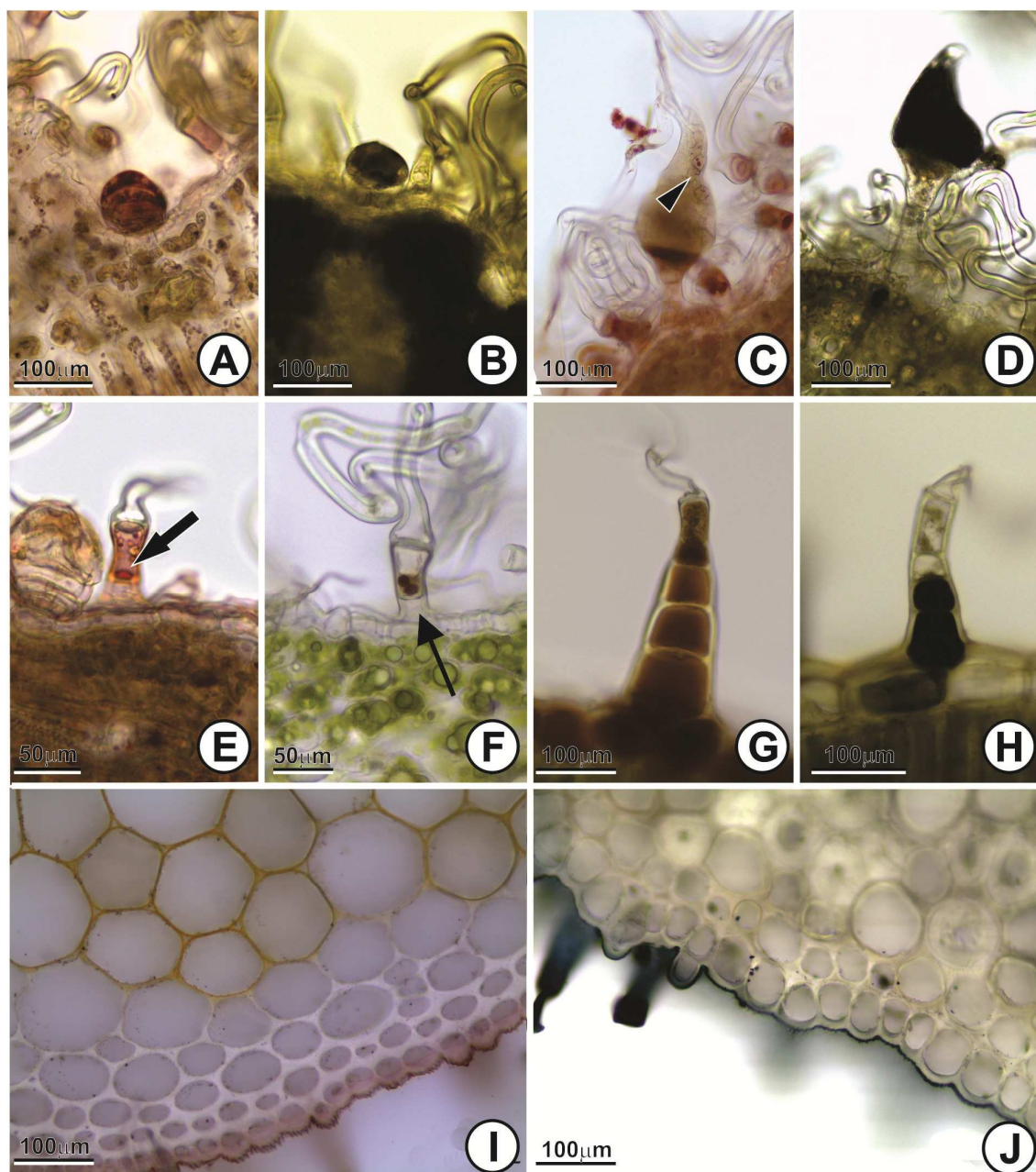


Figura 15. Lâmina foliar de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob., em secções transversais. A-B. Detalhe do tricoma glandular bisseriado com substâncias lipofílicas e fenólicas – Steinmetz e cloreto férrico, respectivamente. C-D. Detalhe do tricoma com célula secretora oval caudada com substâncias lipofílicas e fenólicas - sudan IV e cloreto férrico, respectivamente. E-F. Tricoma tector na face abaxial com substâncias lipofílicas e fenólicas nas células basais - sudan IV e dicromato de potássio, respectivamente. G-H. Tricoma tector na face adaxial com substâncias fenólicas- dicromato de potássio e sulfato ferroso em formalina, respectivamente. I-J. Cutícula evidenciada pelo teste com Steinmetz e sudan black, respectivamente. Seta grossa: gotas lipídicas; seta fina: substâncias fenólicas.

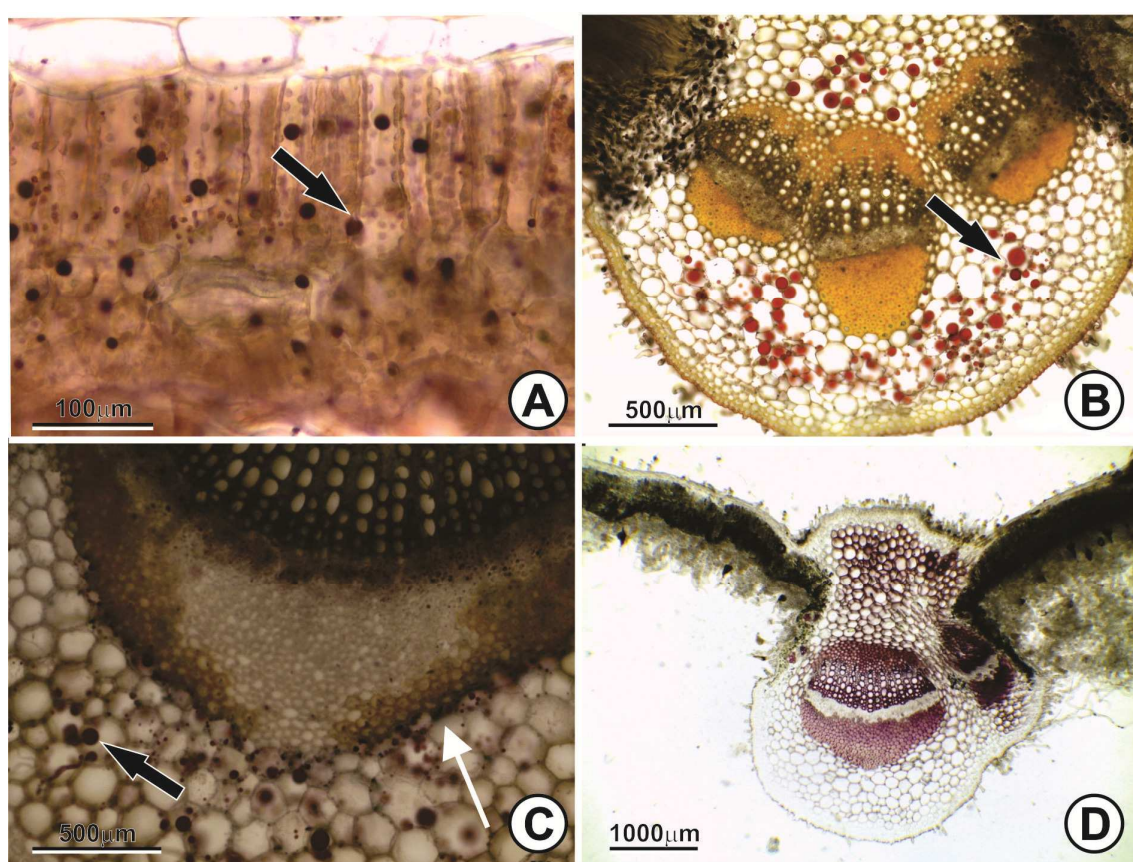


Figura 16. Lâmina foliar de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob., em secções transversais. A. Parênquima clorofiliano com gotas lipofílicas (seta) – sudan IV. B. Nervura central, evidenciado a presença de gotas lipofílicas (seta) no parênquima cortical. C. Nervura central, evidenciado a presença de amido na endoderme (seta branca) e gotas lipofílicas (seta preta) no parênquima cortical – Steinmetz. D. Nervura central com fibras, xilema e células do parênquima cortical evidenciando paredes lignificadas - floroglucinol acidificado.

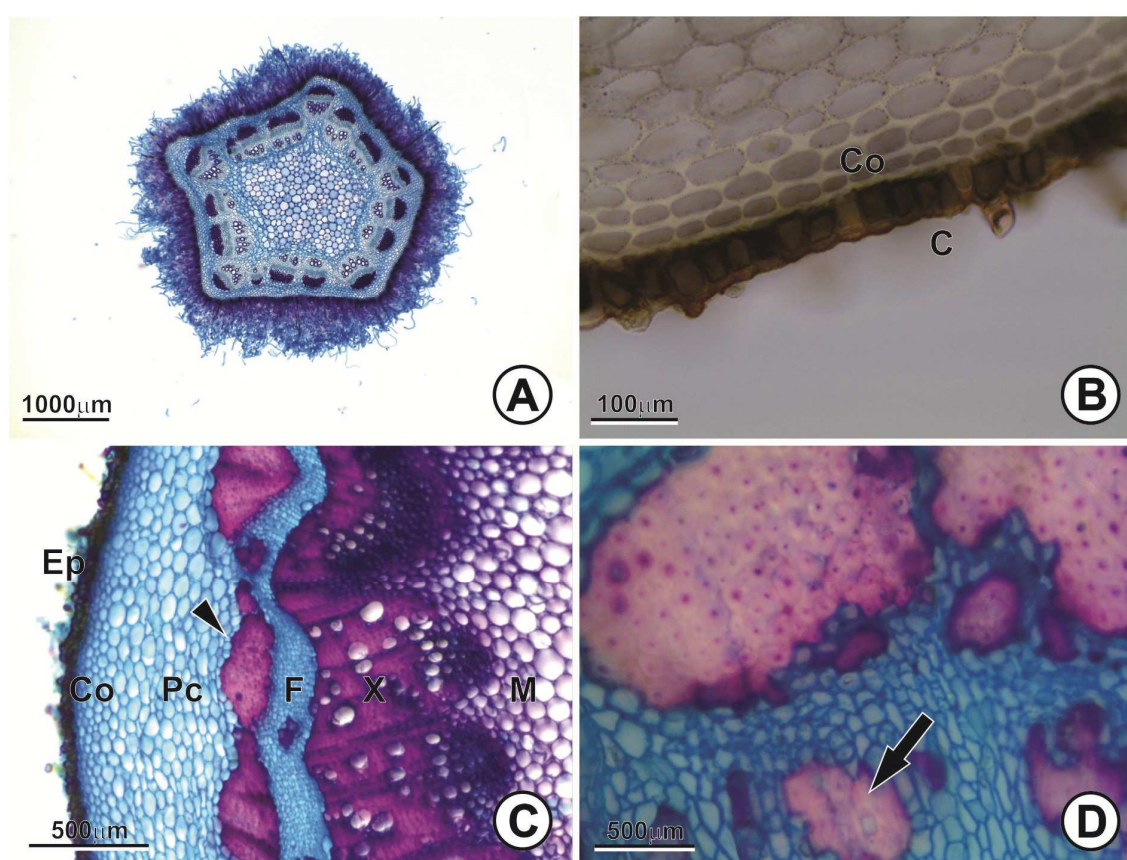


Figura 17. Caule de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.- Secções transversais. A. Aspecto geral do 3º entrenó abaixo do ramo floral evidenciando a densa pilosidade. B-D. Detalhe da epiderme com cutícula espessada- Steinmetz e do colênquima. C. Detalhe da região cortical e cilindro vascular. D. Detalhe das fibras no floema (seta longa). Co: colênquima; Cu: cutícula; Ep: epiderme; F: floema; M: medula; Pc: parênquima cortical; X: xilema; Cabeça da seta: Periciclo;.

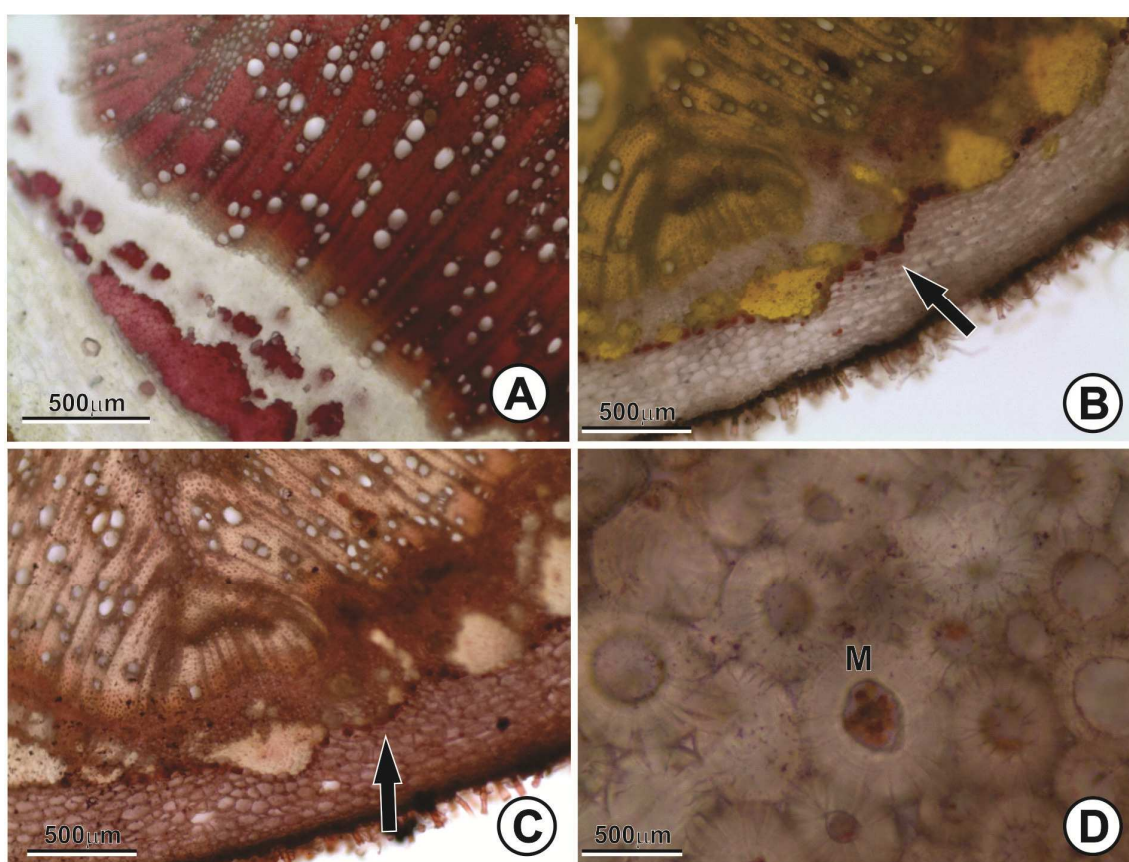


Figura 18. Caule de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.- Secções transversais do entrenó basal. A. Detalhe do cilindro vascular evidenciando lignina nas paredes das fibras e células do xilema secundário – floroglucinol acidificado. B-C. Endoderme com substâncias lipofílicas (setas) - Steinmetz. e sudan IV, respectivamente. D. Detalhe da região medular com gotas lipofílicas nas esclereides. M: medula.

CAPÍTULO II

MORFOANATOMIA DO SISTEMA SUBTERRÂNEO DE *Chrysolaena simplex* (Less.)
Dematt. E *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (ASTERACEAE) EM
AMBIENTES RUPESTRES DO ESTADO DE GOIÁS

RESUMO

MORFOANATOMIA DO SISTEMA SUBTERRÂNEO DE *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. E *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (ASTERACEAE) EM AMBIENTES RUPESTRES DO ESTADO DE GOIÁS. A presença de sistemas subterrâneos espessados em Asteraceae tem sido amplamente relatada na literatura. Devido à grande complexidade dos sistemas subterrâneos, que podem ser de natureza radicular, caulinar ou mista, a análise morfoanatômica é extremamente importante para a utilização da terminologia correta. Este estudo teve por objetivo descrever a morfoanatomia, ontogenia e investigar a presença de metabólitos secundários, bem como avaliar os efeitos da sazonalidade nas características morfoanatômicas e fisiológicas do sistema subterrâneo de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. O estudo foi realizado em área rupestre, na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situado no Parque Estadual da Serra Dourada, localizado nos Municípios de Mossâmedes, Goiás e Buritis de Goiás. O sistema subterrâneo foi coletado de três indivíduos adultos de *C. simplex* e *L. buddleiifolius*, ocorrentes em campo rupestre, durante as estações seca e chuvosa. As amostras foram submetidas às técnicas usuais em anatomia vegetal e eletrônica de varredura; testes histoquímicos foram realizados em material fresco e na análise fitoquímica foram empregadas as reações clássicas de identificação das classes de metabólitos secundários. O sistema subterrâneo de *C. simplex* foi identificado como rizóforo e o de *L. buddleiifolius* como xilopódio. Presença de substâncias lipofílicas em ambas as espécies; os cristais de inulina ocorrem no rizóforo de *C. simplex* e nas raízes laterais de *L. buddleiifolius*. Canais secretores estão presentes nas raízes adventícias de *C. simplex*. Endoderme secretora foi observada nas raízes de *L. buddleiifolius*. Nos sistemas subterrâneos das duas espécies estudadas foram detectados flavonóides, saponinas e cumarinas, sendo que em *C. simplex* ocorrem também, esteróides e triterpenóides; estas características fisiológicas podem ser indicativas de adaptação ao ambiente rupestre.

Palavras-chave: Cerrado; frutanos; rizóforo; xilopódio.

ABSTRACT

MORPHO-ANATOMY OF THE UNDERGROUND SYSTEMS OF *Chrysolaena simplex* (Less) Dematt. AND *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (ASTERACEAE) IN RUPESTRIAN FIELDS OF GOIÁS STATE. The presence of thickened underground systems in Asteraceae is broadly reported in the literature. Given the great complexity of underground systems, which may originate from roots, stems, or both, a morpho-anatomical analysis is extremely important to ensure the use of appropriate terminology. The aim of this study was to describe the morpho-anatomy and ontogeny of the underground systems of *Chrysolaena simplex* (Less.) and *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob, examine the presence of secondary metabolites, and evaluate the effect of seasonality of these systems. The study was carried out in a rupestrian field at the Reserva Biológica Prof. José Ângelo Rizzo of Universidade Federal de Goiás, Brazil, located in Parque Estadual da Serra Dourada, in the municipalities of Mossâmedes, Goiás and Buritis de Goiás. The underground systems of three adult individuals of *C. simplex* and *L. buddleiifolius* from areas of campo rupestre were collected in dry and rainy seasons. Samples were analyzed using standard techniques of plant anatomy and scanning electron microscopy. Fresh material was used for histochemical tests, and the phytochemical analysis used standard tests to identify classes of secondary metabolites. The underground system of *C. simplex* was identified as a rhizophore, while the system of *L. buddleiifolius* was a xylopodium. There were lipophilic substances in both species. Inulin crystals were present in the rhizophore of *C. simplex* and in lateral roots of *L. buddleiifolius*. Secretory ducts were present in the adventitious roots of *C. simplex*, while the roots of *L. buddleiifolius* had secretory endodermis. Flavonoids, saponins and coumarins were detected in the underground system of both species. In addition, *C. simplex* had steroids and triterpenoids. These physiological traits suggest adaptation to the rupestrian environment.

Keywords: cerrado; fructans; rhizophore; xylopodium.

1. INTRODUÇÃO

Muitas espécies do Cerrado dispõem de um comportamento não usual: os seus ramos aéreos morrem permanecendo apenas o sistema subterrâneo durante a estação seca e quando as condições ambientais são favoráveis estas espécies rebrotam a partir destas estruturas subterrâneas (FILGUEIRAS, 2002).

Além dos cerrados, nas caatingas e nos campos rupestres ocorrem com certa frequência, sistemas subterrâneos espessados, além das formas mais comuns de cormos e bulbos (MENEZES, MÜLLER & SAJO, 1979). Estes sistemas apresentam diversas formas e se constituem em notáveis adaptações às condições ambientais (PAVIANI & HARIDASAN, 1988), podendo estar relacionados também, com a propagação vegetativa (RIZZINI & HERINGER, 1962, 1966; FILGUEIRAS, 2002).

Um aspecto pouco explorado pelos pesquisadores diz respeito à natureza destes sistemas subterrâneos, quer nos aspectos organográficos, quer no de sua morfologia interna (ANDREATA & MENEZES, 1999). Apesar da variedade de termos, estes parecem muitas vezes insuficientes para designar o tipo de órgão subterrâneo que se quer descrever (MILANEZ & MORAES-DALLAQUA, 2003).

Os sistemas subterrâneos podem ter origem radicular, caulinar ou mista, portanto, as observações baseadas somente na morfologia externa são insuficientes para identificar sua natureza estrutural, dessa forma as análises anatômicas são fundamentais (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a).

A ocorrência de sistemas subterrâneos espessados em Asteraceae tem sido amplamente relatada na literatura e diversos tipos de sistemas já foram descritos, tais como xilopódios, rizóforos, raízes tuberosas, sistemas subterrâneos difusos e rizomas (PAVIANI, 1977, 1978, 1987; MENEZES, MÜLLER & SAJO, 1979; SAJO & MENEZES, 1986; LOTOCKA & GESZPRYCH, 2004; MACHADO *et al.*, 2004; HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005, 2007; VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a,b; APPEZZATO-DA-GLÓRIA *et al.*, 2008a,b; CURY & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2009; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011; VILHALVA *et al.*, 2011).

Várias espécies de Asteraceae apresentam frutanos nos sistemas subterrâneos espessados (TERTULIANO & FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993). Os frutanos possuem o indiscutível papel

de substâncias de reserva em plantas herbáceas perenes do Cerrado (FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993).

Considerando-se a importância ecológica e taxonômica dos sistemas subterrâneos, este estudo caracteriza a morfoanatomia, a histoquímica e investiga a presença de algumas classes de metabólitos secundários pela análise fitoquímica em *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Área de estudo

O estudo foi realizado em área rupestre, na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás (UFG) “Prof. José Ângelo Rizzo”, situado no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD), localizado nos Municípios de Mossâmedes, Goiás e Buritis de Goiás. A altitude da Serra Dourada varia desde 726 a 900 m, até o ponto mais alto da Serra no topo, na formação de um “paredão” rochoso com 1080 m de altitude, e as coordenadas geográficas variam de 16°06’02’’-16°03’52’’ S e 50°10’59’’-50°10’12’’ W.

2.2 Coleta do material vegetal

As coletas foram realizadas durante as estações seca (maio/outubro) e chuvosa (novembro/abril) nas coordenadas 16°04’11’’ S e 50°10’48’’ W. Em cada estação foram coletados sistemas subterrâneos de três indivíduos adultos de *Chrysolaena simplex*, ocorrentes em campo rupestre e *Lessingianthus buddleiifolius*, presentes em cerrado e campo rupestre. As amostras foram transportadas para o laboratório de Anatomia Vegetal do Departamento de Botânica do Instituto de Ciências Biológicas/UFG, para processamento conforme técnicas usuais para a análise morfoanatômica e ao Laboratório de Pesquisa em Produtos Naturais da Faculdade de Farmácia da UFG para análise de prospecção fitoquímica.

A identificação do material botânico foi realizada pelo especialista Dr. Aristônio Magalhães Teles e as exsicatas de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. (*C. simplex* 47930 UFG) e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. (*L. buddleiifolius* 48185 UFG) foram depositadas no herbário da UFG.

2.3 Análise morfológica

A caracterização morfológica foi realizada através de observações no local de coleta, registro fotográfico, complementada com análise e descrição em laboratório com o auxílio de microscópio estereoscópico.

2.4 Análise estrutural

Para as análises anatômicas, os sistemas subterrâneos, foram colocados em solução fixadora FAA₅₀ (JOHANSEN, 1940) e submetidos a uma bomba de vácuo para a retirada do ar dos tecidos. Posteriormente foram transferidos para etanol 70%.

Após a fixação, parte das amostras foi desidratada em série etílica e infiltrada em resina plástica (Leica Historesin) para obtenção de blocos. O material permaneceu na solução de infiltração por um período de um mês. Os blocos foram seccionados em micrótomo rotativo Spencer, com navalhas Leica modelo 818 e em micrótomo Leica RM2245, com lâmina descartável de tungstênio TC-65. Cortes transversais e longitudinais de 10 – 12 µm de espessura foram corados em azul de toluidina em tampão McIlvaine, pH 4,0 (VIDAL, 1977) e as lâminas foram montadas em resina sintética “Entellan”.

A preparação das lâminas semipermanentes foi realizada mediante secção, das amostras vegetais, a mão livre e com auxílio de micrótomo de mesa. As secções foram clarificadas com hipoclorito de sódio a 6% por cerca de 1 minuto, lavadas em água destilada e submetidas à dupla coloração fucsina básica aquosa 0,1% e azul de Astra 0,3% (ROESER, 1972; KRAUS *et al.*, 1998). Posteriormente foram montadas entre lâmina e lamínula utilizando-se glicerina 50%.

Para preparação de lâminas semipermanentes do sistema subterrâneo de *Lessingianthus buddleiifolius* as amostras foram colocadas em etilenodiamina por sete dias em estufa a 60°C. As principais classes de metabólitos presentes no material foram investigadas, em secções de material recém coletado, não fixado, obtidas à mão livre usando os testes histoquímicos: Sudan IV para substâncias lipofílicas (GERLACH, 1984); cloreto férrico para compostos fenólicos (JOHANSEN, 1940); lugol para amido (JOHANSEN, 1940); Steinmetz conhecido como reagente universal, por possibilitar o reconhecimento simultâneo de amido, celulose, lignina, lípídeos diversos, látex e gomo-resinas (COSTA, 1970) e ácido periódico/Reagente de Schiff

(PAS) para polissacarídeos neutros (MAIA, 1979). Tratamento controle foi realizado para cada teste utilizado, segundo indicado pelos respectivos autores acima referidos.

Para detectar os cristais de inulina, secções transversais das amostras foram submetidas a etanol 100% por 48 horas (PURVIS *et al.*, 1964). Os cristais foram visualizados em microscópio equipado com polarizador.

Para a análise em microscópio eletrônico de varredura (MEV), as amostras foram fixadas em solução de Karnovsky (KARNOVSKY, 1965), modificado pelo uso de tampão cacodilato, posteriormente foram desidratadas em série etílica, submetidas a dessecação ao ponto crítico do CO₂ e posteriormente metalizadas com ouro. A análise estrutural do material e análise por EDS foi realizada em Microscópio Jeol, JSM – 6610, equipado com EDS, Thermo scientific NSS Spectral Imaging no Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução – LABMIC.

As fotomicrografias foram realizadas em microscópio Leica com câmera digital ICC50, com programa de captura de imagem LAD EZ versão 1.8.1. As escalas que acompanharam as ilustrações foram obtidas nas mesmas condições ópticas.

Para a análise da ontogenia do sistema subterrâneo de *C. simplex*, cipselas foram semeadas em vasos contendo solo da região da coleta. Em cada estágio de desenvolvimento foram coletados alguns indivíduos e fixados em FAA₅₀ por 48 horas e posteriormente transferidos para álcool 70%. As coletas foram realizadas aos 15 dias, dois meses e 15 dias, três meses e quatro meses após a germinação.

2.5 Prospecção fitoquímica e teor de flavonóides

Os testes qualitativos da prospecção fitoquímica foram baseados nas metodologias descritas por Matos (1994) e Costa (2001). Investigou-se a presença das seguintes classes de constituintes químicos naturais: heterosídeos antraquinônicos; heterosídeos digitálicos; esteróides e triterpenóides; heterosídeos flavonóides; taninos; alcalóides; heterosídeos saponínicos e cumarinas.

Para a determinação do teor de flavonóides, os ensaios foram realizados em triplicata em amostras coletadas nas estações seca e chuvosa, utilizando o método descrito por Rolim *et al.* (2005).

3. RESULTADOS

3.1 *Chrysolaena simplex*

C. simplex é uma espécie de porte herbáceo (Fig. 1A). Seu sistema subterrâneo é um rizóforo (Fig. 1B-D) localizado nas camadas superficiais do solo, cerca de 10 cm de profundidade, origina ramos aéreos formando touceiras (Fig.1B). Em indivíduos adultos os rizóforos apresentam várias gemas próximas entre si revestidas por catafilos e raízes adventícias emitidas por todo o órgão (Fig.1C-D). As raízes adventícias ocorrem em maior quantidade na estação chuvosa (Fig. 1C), enquanto as gemas ocorrem em maior quantidade na estação seca (Fig. 1D).

A origem dos rizóforos foi elucidada pelo estudo da ontogenia realizado em indivíduos provenientes da germinação das cipselas (Fig. 2A). Os diferentes estádios de desenvolvimento do rizóforo encontram-se ilustrados na figura 2B-G. Inicialmente ocorre a emergência da radícula e posteriormente o alongamento do hipocótilo (Fig. 2B). A formação do rizóforo iniciou-se aproximadamente dois meses após a germinação (Fig. 2C-D), se origina a partir do nó cotiledonar, geralmente dois, um em cada axila dos cotilédones (Fig. 2C-E). A figura 2F mostra o indivíduo com quatro meses de idade onde se observam os rizóforos em desenvolvimento e na figura 2G o indivíduo adulto com os rizóforos completamente formados contendo numerosas raízes adventícias.

Em secções transversais seriadas, realizadas nos planos 1, 2, 3 indicados na figura 3A, observou-se que o rizóforo tem natureza caulinar. A região proximal do rizóforo em início de desenvolvimento (Fig. 3A – plano 1) apresenta sistema vascular constituído por seis feixes colaterais, sendo os dois laterais mais destacados (Fig. 3B). Na região mediana (Fig. 3A – plano 2) observa-se que as gemas tem origem cambial, em posição oposta aos feixes laterais (Fig. 3C-D); a natureza caulinar do rizóforo é evidenciada pela maturação centrífuga do xilema primário (Fig. 3E). As gemas nas porções subterrâneas do órgão originam novos rizóforos e quando expostas à luz formam ramos aéreos. Na região distal (Fig. 3A – plano 3) ocorre expansão lateral do rizóforo, visualizado na figura 3F. Em secções transversais realizadas na região do hipocótilo (Fig. 3A – plano 4) são observados feixes vasculares colaterais e maturação centrífuga do xilema primário, confirmando a natureza caulinar (Fig. 3G-H).

O rizóforo dos indivíduos adultos apresenta eixos caulinares com auto-enxertia (Fig. 4A, E). O aspecto geral da estrutura anatômica está ilustrado na figura 4B evidenciando ampla

medula parenquimática; epiderme uniestratificada com estômatos e tricomas tectores (Fig. 4C); protoxilema endarco, confirmando a natureza caulinar do órgão (Fig. 4D). Nos rizóforos, gotas lipofílicas foram evidenciadas nas células parenquimáticas do córtex, endoderme, em toda a extensão da medula parenquimática e nas gemas (Fig. 4E-F). Não foi detectada a presença de amido e compostos fenólicos.

Nas gemas e catafilos dos rizóforos em indivíduos adultos ocorrem frutanos do tipo inulina que foram identificados, na forma de esferocristais, sob luz polarizada (Fig. 5A), método do PAS (Fig. 5B) e em microscopia eletrônica de varredura (Fig. 5C-D). Na estação seca, os cristais de inulina apresentaram-se maiores preenchendo totalmente o lume celular (Fig. 5C), enquanto que na estação chuvosa, estes são menores e associados às paredes celulares (Fig. 5D).

As raízes adventícias apresentam epiderme unisseriada, região cortical constituída por exoderme, células parenquimáticas com paredes delgadas e células com paredes espessadas lignificadas; presença de canais secretores com lume losangular organizados em uma ou duas camadas, localizados em posição oposta ao floema (Fig. 6A-C) e endoderme com estrias de Caspary (Fig. 6B). O cilindro vascular é poliarco e a medula apresenta-se totalmente esclerificada (Fig. 6A- C). A figura 6D registra o canal secretor, em secção longitudinal, contendo algumas gotas lipofílicas.

As principais classes de metabólitos secundários detectadas na prospecção fitoquímica, realizada a partir de fragmentos do rizóforo (eixo caulinar e raízes adventícias), estão apresentadas na Tabela 1.

Tabela 1. Principais classes de metabólitos secundários detectados nas amostras dos rizóforos de *Chrysolaena simplex* (Less) Dematt.

CLASSE DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS	RESULTADO
Heterosídeos Antraquinônicos	-
Heterosídeos Digitálicos	-
Esteróides e triterpenóides	+
Heterosídeos Flavonóides	+
Taninos	-
Alcalóides	-
Heterosídeos saponínicos	+
Cumarinas	+

Reação positiva: +; Reação negativa: -.

As amostras de *C.simplex* apresentaram saponinas com um índice de espuma de 111, 1. O teor de flavonóides totais presentes nas amostras dos rizóforos na estação seca e chuvosa foi 0,68% e 1,12%, respectivamente.

3.2 *Lessingianthus buddleiifolius*

É uma planta subarborescente (Fig. 7A), seu sistema subterrâneo, identificado como xilopódio, é constituído por uma porção intumescida, rígida e gemífera, de forma variável (Fig. 7B-D) orientada verticalmente em relação ao solo. Frequentemente, o xilopódio emite vários ramos aéreos (Fig. 7B). Raízes laterais são emitidas a partir da porção distal da estrutura e gemas estão localizadas por toda a extensão do órgão (Fig. 7C-D).

O estudo anatômico confirmou a natureza mista desse sistema. O xilopódio apresentou região proximal e mediana (Fig. 8A) de natureza caulinar, enquanto a região distal possui natureza radicular (Fig. 8B). No xilopódio foi possível observar camadas de crescimento (Fig. 8B-C).

Nas regiões proximal e mediana do xilopódio algumas células do parênquima medular apresentam paredes secundárias lignificadas, sendo a camada parietal interna celulósica (Fig. 8D).

Cristais de oxalato de cálcio foram encontrados em todo o xilopódio (Fig. 8D-E) e nas raízes laterais (Fig. 8F). Grande quantidade de gotas lipofílicas foi evidenciada pelos testes Steinmetz e Sudan IV, principalmente na região do córtex e endoderme (Fig. 9A-C). As substâncias lipofílicas foram encontradas em maior quantidade nas regiões em que as gemas se originaram e região medular (Fig. 9B, D).

Na análise anatômica das raízes laterais, observou-se a presença de endoderme secretora com estrias de Caspary (Fig. 9E-F). Os testes histoquímicos revelaram que a endoderme secreta substâncias lipofílicas e substâncias fenólicas (Fig. 10A-D). Nas raízes, foi possível observar a presença dos cristais de inulina no parênquima cortical através da luz polarizada (Fig. 10E-F).

As principais classes de metabólitos secundários detectadas na prospecção fitoquímica, realizada a partir de fragmentos dos xilopódios e raízes, estão apresentadas na Tabela 2.

Tabela 2. Principais classes de metabólitos secundários detectados nas amostras dos xilopódios e raízes de *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.

CLASSE DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS	RESULTADO
Heterosídeos Antraquinônicos	-
Heterosídeos Digitálicos	-
Esteróides e triterpenóides	-
Heterosídeos Flavonóides	+
Taninos	-
Alcalóides	-
Heterosídeos saponínicos	+
Cumarinas	+

Reação positiva: +; Reação negativa: -.

As amostras de *L.buddleiifolius* apresentaram saponinas com um índice de espuma < 100. O teor de flavonóides totais presentes nas amostras dos xilopódios e raízes laterais na estação seca e chuvosa foi 0,96% e 1,24%, respectivamente.

4. DISCUSSÃO

O sistema subterrâneo de *Chrysolaena simplex* é um rizóforo e de *Lessingianthus buddleiifolius* um xilopódio.

O termo rizóforo foi usado pela primeira vez por Menezes, Müller & Sajo (1979) para designar um novo tipo de caule subterrâneo ocorrente em algumas espécies de *Vernonia* dos campos rupestres da Serra do Cipó. Nas espécies *Vernonia psilophylla* e *Vernonia linearifolia*, os autores constataram que a parte subterrânea, além de numerosas raízes, possui ramificações de natureza caulinar com crescimento geotrópico positivo e catafilos protetores de gemas desde o ápice até a base.

No Brasil, posteriormente ao trabalho de Menezes, Müller & Sajo, (1979), os rizóforos foram descritos nas famílias Asteraceae (SAJO & MENEZES, 1986; MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2002; MACHADO *et al.*, 2004; HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005), Dioscoreaceae (ROCHA & MENEZES, 1997), Smilacaceae (ANDREATA & MENEZES, 1999; MARTINS & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006) e Rhizophoraceae (MENEZES, 2006).

A natureza caulinar do sistema subterrâneo de *Chrysolaena simplex* foi confirmada pela análise anatômica. Foram observadas numerosas gemas com catafilos e raízes adventícias delgadas, como ocorre nos rizóforos descritos por Menezes, Müller & Sajo (1979), Sajo &

Menezes (1986), Melo-de-Pinna & Menezes (2002), Machado *et al.* (2004) e Hayashi & Appezzato-da-Glória (2005).

O estudo da ontogenia demonstrou que o rizóforo de *C. simplex* tem desenvolvimento semelhante aos de *Vernonia psilophylla*, *V. linearifolia*, *V. sessilifolia* (SAJO & MENEZES, 1986), *V. herbaceae* e *V. platensis* (HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005).

O rizóforo de *C. simplex* apresentou grande quantidade de substâncias lipofílicas no parênquima cortical, endoderme e medula, assim como os rizóforos de *Vernonia herbacea* e *V. platensis* (HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005).

Na superfície do rizóforo foram observados estômatos. A presença destas estruturas em rizóforos foi interpretada por Andreato & Menezes (1999) como um indicativo de que esses órgãos sejam derivados de estruturas aéreas, assim como em pteridófitas.

Os frutanos apresentaram-se menores, na estação chuvosa, época em que a planta inicia sua rebrota. A possibilidade de metabolizar e utilizar rapidamente os frutanos assim que a disponibilidade de água no ambiente aumenta poderia ser uma vantagem para as plantas que acumulam esses polissacarídeos e que estão adaptadas a sobreviver em condições temporárias de seca (FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993).

Vilhalva & Appezzato-da-Glória (2006b) destacam que o acúmulo de dois tipos de reserva, lipídios e frutanos, certamente são indicativos da adaptação às condições adversas do Cerrado.

A quantidade de raízes adventícias no rizóforo de *Chrysolaena simplex* foi maior na estação chuvosa. Menezes (2007) destaca que em todas as plantas que possuem rizóforos, toda a água e nutrientes só penetram através de raízes adventícias formadas nestes rizóforos.

Os canais secretores, com lume losangular, registrados nas raízes adventícias de *Chrysolaena simplex* assemelham-se aos de *Smallanthus sonchifolius* (MACHADO *et al.*, 2004) e aos das espécies *Chromolaena squalida*, *Gyptis lanigera*, *Pterocaulon angustifolium*, *Chresta sphaerocephala*, *Lessingianthus bardanoides*, *Lessingianthus glabratus* e *Orthopappus angustifolius* (APPEZZATO-DA-GLÓRIA *et al.*, 2008b). Os canais em *C. simplex* secretam substâncias lipofílicas e estão localizados opostos ao floema, assim como nas espécies estudadas por Appezzato-da-Glória *et al.* (2008b). Quanto à localização diferenciam-se dos canais de *Smallanthus sonchifolius*, pois nesta espécie, os canais estão em toda a periferia da endoderme

(Machado *et al.* 2004). Segundo Appezzato-da-Glória *et al.* (2008b), os canais opostos ao floema protegem contra herbívoros.

O sistema subterrâneo de *Lessingianthus buddleiifolius* foi identificado como xilopódio. Lindman, pela primeira vez, utilizou o termo xilopódio para definir o sistema subterrâneo tuberoso muito lignificado e de alto poder gemífero predominante na vegetação campestre (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003). A presença de xilópodos em várias espécies foi relatada posteriormente por diversos autores (RIZZINI & HERINGER, 1962; PAVIANI, 1977, 1978, 1987; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000; MILANEZ & MORAES-DALLAQUA, 2003; VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a; HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2007; PALHARES *et al.*, 2007; CURY & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2009; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011; LOPES-MATTOS *et al.*, 2013).

A análise anatômica confirmou a natureza mista do xilopódio de *L. buddleiifolius*. Segundo Appezzato-da-Glória (2003), os xilópodos têm origem da tuberização do hipocótilo e da raiz primária de tal forma que a estrutura é complexa podendo ser radicular, mista ou caulinar. Em *Brasilia sickii* o xilopódio adulto apresentou áreas de estrutura caulinar, enquanto que, no xilopódio novo a estrutura típica de raiz, notando-se inclusive, a formação de raízes laterais (PAVIANI, 1977, 1978). Segundo a autora, pode-se considerar o xilopódio como uma unidade morfológica, porém não anatômica.

No xilopódio de *L. buddleiifolius* foram observadas camadas de crescimento. A presença dessas camadas pode estar relacionada com a sazonalidade pluviométrica, sendo resultado da atividade cambial periódica (PAVIANI, 1977). Estas estruturas foram relatadas nos xilópodos de *Brasilia sickii* (PAVIANI, 1977) e *Mandevilla illustris* (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000).

As células do parênquima medular com paredes secundárias lignificadas, sendo a camada parietal interna celulósica se assemelham às fibras gelatinosas registradas no xilopódio de *Plathymenia reticulata* (PAVIANI, 1974). Estas fibras estão relacionadas com armazenamento de água, pois a parede interna é altamente higroscópica (PAVIANI, 1978).

Em *L. buddleiifolius* ocorre grande quantidade de substâncias lipofílicas, porém não foram identificados cristais de inulina no xilopódio, sendo encontrados nas raízes. A ausência de cristais de inulina no xilopódio e a presença desses cristais nas raízes adventícias e laterais, são

relatadas para várias espécies de Asteraceae (APPEZZATO-DA-GLÓRIA *et al.*, 2008a; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011).

Nas raízes laterais a endoderme possui estrias de Caspary e contem substâncias lipofílicas e fenólicas. Endodermes com característica secretora já foram relatadas em *Vernonia grandiflora* e *V. brevifolia* (HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2007).

Nos sistemas subterrâneos das duas espécies estudadas foram detectados flavonóides, saponinas e cumarinas, sendo que em *C. simplex* ocorrem também, esteróides e triterpenóides. Estudos fitoquímicos em sistemas subterrâneos são escassos em comparação com a parte aérea. Rugna *et al.* (2003) detectaram a presença de fenóis, cumarinas, compostos indólicos, flavonóides e esteróides (saponinas) no sistema subterrâneo de *Smilax campestris*. As saponinas são responsáveis pela atividade farmacológica das espécies do gênero *Smilax* e os autores destacam que é maior a quantidade de esteróides no sistema subterrâneo em comparação com as folhas.

Bais *et al.* (2001) destacam que apesar de vários estudos realizados sobre raízes, a atividade metabólica ainda é um ponto pouco explorado e as capacidades biossintéticas e bioativas de raízes são tão diversas e complexas como de qualquer outra parte da planta.

Nas espécies estudadas, o teor de flavonóides variou nas estações seca e chuvosa. A relação entre sazonalidade e teor de flavonóides já foi observada em estudos para a parte aérea de algumas espécies vegetais (BORELLA *et al.*, 2001; YARIWAKE *et al.*, 2005; LUENGAS-CAICEDO *et al.*, 2007).

5. CONCLUSÃO

Considerando a natureza estrutural, foi possível concluir que os sistemas subterrâneos de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. se tratam de rizóforo e xilopódio respectivamente.

As gemas, os frutanos e lipídeos armazenados nos sistemas subterrâneos, podem ser considerados como caracteres adaptativos, visto que favorecem a reprodução vegetativa e a sobrevivência das espécies às condições de períodos prolongados de seca e queimadas.

As espécies estudadas apresentaram metabólitos secundários como flavonóides, saponinas e cumarinas, sendo que esteróides e triterpenóides foram encontrados apenas em *C. simplex*.

Com relação à sazonalidade os frutanos em *C. simplex*, mostraram variações sendo maiores na estação seca, preenchendo todo lume da célula e menores na estação chuvosa, localizados adjacentes às paredes celulares. Em *L. buddleiifolius* a sazonalidade influencia a atividade cambial no xilópodio, resultando na formação de camadas de crescimento. Em ambas as espécies o teor de flavonóides mostrou variação sazonal sendo menor na estação seca em relação à chuvosa.

6. BIBLIOGRAFIA

- ANDREATA, R.H. & MENEZES, N.L. Morfoanatomia do embrião, desenvolvimento pós-seminal e origem do rizóforo de *Smilax quinquenervia* Vell. (Smilacaceae). **Boletim de Botânica**, v.18, p.39-51, 1999.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. **Morfologia de sistemas subterrâneos: histórico e evolução do conhecimento no Brasil**. Ribeirão Preto. 2003.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CURY, G. Morpho-anatomical features of underground systems in six Asteraceae species from the Brazilian Cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v.83, n.3, p.981-992, 2011.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & ESTELITA, M.E.M. The developmental anatomy of the subterranean system in *Mandevilla illustris* (Vell.) Woodson and *M. velutina* (Mart. ex Stadelm.) Woodson (Apocynaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v.23, n.1, p.27-35, 2000.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B., CURY, G., SOARES, M.K.M., ROCHA, R. & HAYASHI, A. H. Underground systems of Asteraceae species from the Brazilian Cerrado. **Journal of the Torrey Botanical Society**, v.135, n.1, p.103-113, 2008a.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B., HAYASHI, A. H., CURY, G., SOARES, M. K. M. & ROCHA, R. Occurrence of secretory structures in underground systems of seven Asteraceae species. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v.157, p.789-796, 2008b.
- BAIS, H.P.; LOYOLA- VARGAS, V.M.; FLORES, H.E. & VIVANCO, J.M. Invited review: Root-specific metabolism: The biology and biochemistry of underground organs. **In Vitro Cell. Dev. Biol- Plant**, v.37, p.730-741, 2001.
- BORELLA, J.C.; FONTOURA, A.; MENEZES JR., A.; FRANÇA, S.C. Influência da adubação mineral (N-P-K) e sazonalidade no rendimento e teor de flavonóides em indivíduos masculinos de *Baccharis trimera* Less. (Asteraceae)- Carqueja. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v.4, p.101-104, 2001.
- COSTA, A.F. **Farmacognosia, v III (Farmacognosia Experimental)**. 2ed. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa. 1970.
- COSTA, A. F. **Farmacognosia**. 3ª edição. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa. v.3. 2001.
- CURY, C. & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Internal secretory spaces in thickened underground systems of Asteraceae species. **Australian Journal of Botany**, v.57, p.229-239, 2009.
- FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C.L. Distribuição, aspectos estruturais e funcionais dos frutanos, com ênfase em plantas herbáceas do cerrado. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.5, n.2, p.203-208, 1993.

FILGUEIRAS T.S. Herbaceous plant communities. In: OLIVEIRA P.S. & MARQUIS R.J.(EDS.). **The Cerrados of Brazil: ecology and natural history of a neotropical savanna**. Columbia University Press New York. 2002.

GERLACH, D. **Botanische mikrotechnik**. Georg ThiemeVerlag, Stuttgart. 1984.

HAYASHI, A. H. & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. The origin and anatomy of rhizophore in *Vernonia herbacea* and *V. platensis* (Asteraceae) from the Brazilian Cerrado. **Australian Journal of Botany**, v.53, p.273-279, 2005.

HAYASHI, A. H. & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Anatomy of the underground system in *Vernonia grandiflora* Less. and *V. brevifolia* Less. (Asteraceae). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.50, n.6, p.979-988, 2007.

JOHANSEN, D.A. **Plant microtechnique**. McGraw-Hill Book Company, New York. 1940.

KARNOVSKY, M.J. A formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolality for use in electron microscopy. **Journal of Cellular Biology**, v.27, p.137-138, 1965.

KRAUS, J.E., SOUZA, H.C., REZENDE, M.H., CASTRO, N.M., VECCHI, C. & LUQUE, R. Astra blue and basic fuchsin double staining methods for plant materials. **Biotechnic and Histochemistry**, v.73, n.2, p.235-243, 1998.

LOPES-MATTOS, K.L.B.; AZEVEDO, A.A.; SOARES, A.A. & MEIRA, R.M.S.A. Underground system of *Mandevilla atrovioleacea* (Stadelm.) Woodson (Apocynaceae, Apocynoideae) from the Brazilian high-altitude grassland. **South African Journal of Botany**, v.87, p.27-33, 2013.

LOTOCKA, B. & GESZPRYCH, A. Anatomy of the vegetative organs and secretory structures of *Rhaponticum carthamoides* (Asteraceae). **Botanical Journal of the Linnean Society**, v.144, p.207-233, 2004.

LUENGAS-CAICEDO, P.E; BRAGA, F.C.; BRANDÃO, G.C.; OLIVEIRA, A.B. Season and Interaspecific variation of flavonoids and proanthocyanidins in *Cecropia glaziovii* Sneth. Leaves from native and cultivated specimens. **Z Naturforsch C**, v.62, n.9-10, p.701-709, 2007.

MACHADO, S. R.; OLIVEIRA, D. M. T.; DIP, M. R. & MENEZES, N. L. Morfoanatomia do sistema subterrâneo de *Smallanthus sonchifolius* (Poepp. and Endl.) H. Robinson (Asteraceae). **Revista brasileira de Botânica**, v.27, p.115-123, 2004.

MARTINS, A.R & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. 2006. Morfoanatomia de órgãos vegetativos de *Smilax polyantha* Griseb. (Smilacaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v.29, n.4, p.555-567, 2006.

MATOS, F. J. A. Proposta de Validação Farmacognóstica de Drogas Vegetais, Plantas Medicinais e Fitoterápicos. **Infarma**, v.3, p.1-6, 1994.

MAIA, V. **Técnica histológica**. 2ª Ed. São Paulo. Atheneu Editora. 246p. 1979.

MELO-DE-PINNA, G.F.A. & MENEZES, N.L. Vegetative organ anatomy of *Ianthopappus corymbosus* Roque & Hind (Asteraceae-Mutisieae). **Revista Brasileira de Botânica**, v.25, n.4, p.505-514, 2002.

MENEZES, N.L. Rhizophores in *Rhizophora mangle* L: an alternative interpretation of so-called “aerial roots”. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v.78, n.2, p.213-226, 2006.

MENEZES, N.L. Rhizophore in angiosperms. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**, v.4, p.340-353, 2007.

MENEZES, N.L.; MÜLLER, C. & SAJO, M.G. Um novo e peculiar tipo de sistema subterrâneo em espécies de *Vernonia* da Serra do Cipó (Minas Gerais, Brasil). **Boletim de Botânica**, v.7, p.33-38, 1979.

MILANEZ, C.R.D. & MORAES-DALLAQUA, M.A. Ontogênese do sistema subterrâneo de *Pachyrhizus ahipa* (Wedd.) Parodi (Fabaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v.26, n.3, p.415-427, 2003.

PALHARES, D.; PAULA, J.E.; PEREIRA, L.A.R. & SILVEIRA, C.E.S. Comparative wood anatomy of stem, root and xylopodium of *Brosimum gaudichaudii* (Moraceae). **IAWA Journal**, v.28, p.83-94, 2007.

PAVIANI, T.I. Sobre a ocorrência de fibras gelatinosas em *Plathymenia reticulate* Benth. **Ciência e Cultura**, v.26, n.8, p.783-786, 1974.

PAVIANI, T.I. Estudo morfológico e anatômico de *Brasilia sickii* G. M. Barroso. II: Anatomia da raiz, do xilopódio e do caule. **Revista Brasileira de Biologia**, v.37, n.2, p.307-324, 1977.

PAVIANI, T.I. Anatomia vegetal e cerrado. **Ciência e Cultura**, v.30, n.9, p.1076-1086, 1978.

PAVIANI, T.I. Anatomia do desenvolvimento do xilopódio de *Brasilia sickii* G. M. Barroso. Estágio inicial. **Ciência e Cultura**, v.39, n.4, p.399-405, 1987.

PAVIANI, T.I. & HARIDASAN, M. 1988. Tuberosidade em *Vochysia thyrsoidea* Pohl (Vochysiaceae). **Ciência e Cultura**, v.40, p.998-1003, 1988.

PURVIS, M.J.; COLLIER, D.C. & WALLS, D. **Laboratory techniques in botany**. Butterworths. London. 1964.

RIZZINI, C.T. & HERINGER, E.P. Studies on the underground organs of trees and shrubs from some southern Brazilian savannas. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v.34, n.2, p.235-247, 1962.

RIZZINI, C.T. & HERINGER, E.P. Estudo sobre os sistemas subterrâneos difusos de plantas campestres. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v.38, p.85-112, 1966.

ROCHA, D.C. & MENEZES, N.L. O sistema subterrâneo de *Dioscorea kunthiana* Uline ex R. Knuth (Dioscoreaceae). **Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo**, v.16, p.1-11, 1997.

ROESER, K.R. Die Nadel der Schwarzkiefer-Massenprodukt und Kunstwerk der Natur. **Mikrokosmos**, v.2, n.61, p.33-36, 1972.

ROLIM, A.; MACIEL, C.P.M.; KANEKO, T.M.; CONSIGLIERI, V.O.; SALGADO-SANTOS, I.M.N. & VELASCO, M.V.R. Validation Assay for Total Flavonoids, as Rutin Equivalents, from *Trichilia catigua* Adr. Juss (Meliaceae) and *Ptychopetalum olacoides* Benth (Olacaceae) Commercial Extract. **Journal of AOAC International**, v.88, n.4, p.1015-1019, 2005.

RUGNA, A.; VUGIN, A.; GURNI, A., & WAGNER, M. L. Marcha fitoquímica comparativa entre las hojas y los rizomas de *Smilax campestris* Griseb.–Smilacaceae. **Dominguezia**, v.19, p.25-29, 2003.

SAJO, M.G. & MENEZES, N.L. Origem e crescimento do rizóforo em espécies de *Vernonia* Scrib. (Compositae), da Serra do Cipó, MG. **Revista Brasileira de Biologia**, v.46, n.1, p.197-202, 1986.

TERTULIANO, M.F. & FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C.L. Distribution of fructose polymers in herbaceous species of Asteraceae from the cerrado. **The New Phytologist**, v.123, p.741-749, 1993.

VIDAL, B. C. Acid glycosaminoglycans and endochondral ossification: microspectrophotometric evaluation and macromolecular orientation. **Cell and Molecular Biology**, v.22, p.45-64, 1977.

VILHALVA, D. A. A. & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Morfoanatomia do sistema subterrâneo de *Calea verticillata* (Klatt) Pruski e *Isostigma megapotamicum* (Spreng.) Sherff. – Asteraceae. **Revista Brasileira de Botânica**, v.29, n.1, p.39-47, 2006a.

VILHALVA, D. A. A. & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Morfoanatomia da raiz tuberosa de *Vernonia oxylepis* Sch. Bip. in Mart. ex Baker – Asteraceae. **Acta Botânica Brasilica**, v.20, n.3, p.591-598, 2006b.

VILHALVA, D.A.A.; CORTELAZZO, A.L.; CARVALHO, M.A.M. & FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C.L. Histochemistry and ultrastructure of *Campuloclinium chlorolepis* (Asteraceae) tuberous roots accumulating fructan: evidences of functions other than reserve carbohydrate. **Australian Journal of Botany**, v.59, n.1, p.46-52, 2011.

YRIWAKE, J.H.; LANÇAS, F.M.; CAPPELARO, E.A.; VASCONCELOS, E.C.; TIBERTI, L.A.; PEREIRA, A.M.S.; FRANCA, S.C. Variabilidade sazonal de constituintes químicos (triterpenos, flavonóides e polifenóis) das folhas de *Maytenus aquifolium* Mart. (Celastraceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.15, n.2, p.162-168, 2005.

FIGURAS

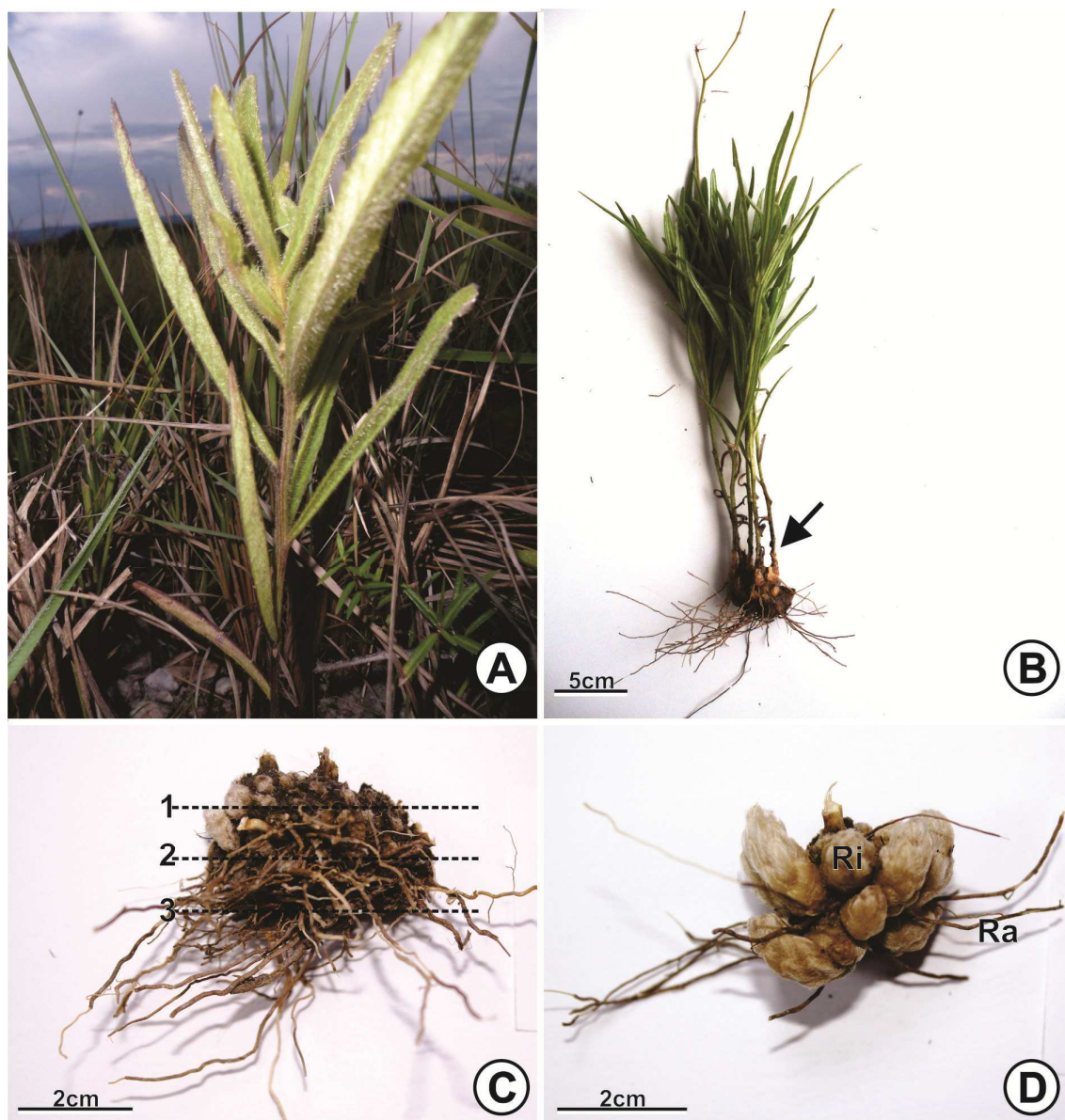


Figura 1. *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A-B. Planta adulta. B. Rizóforo emitindo vários ramos aéreos. C. Rizóforo na estação chuvosa. D. Rizóforo na estação seca. 1-3: planos de corte analisados anatomicamente; Seta: ramos aéreos. Ra: raiz adventícia; Ri: rizóforo.

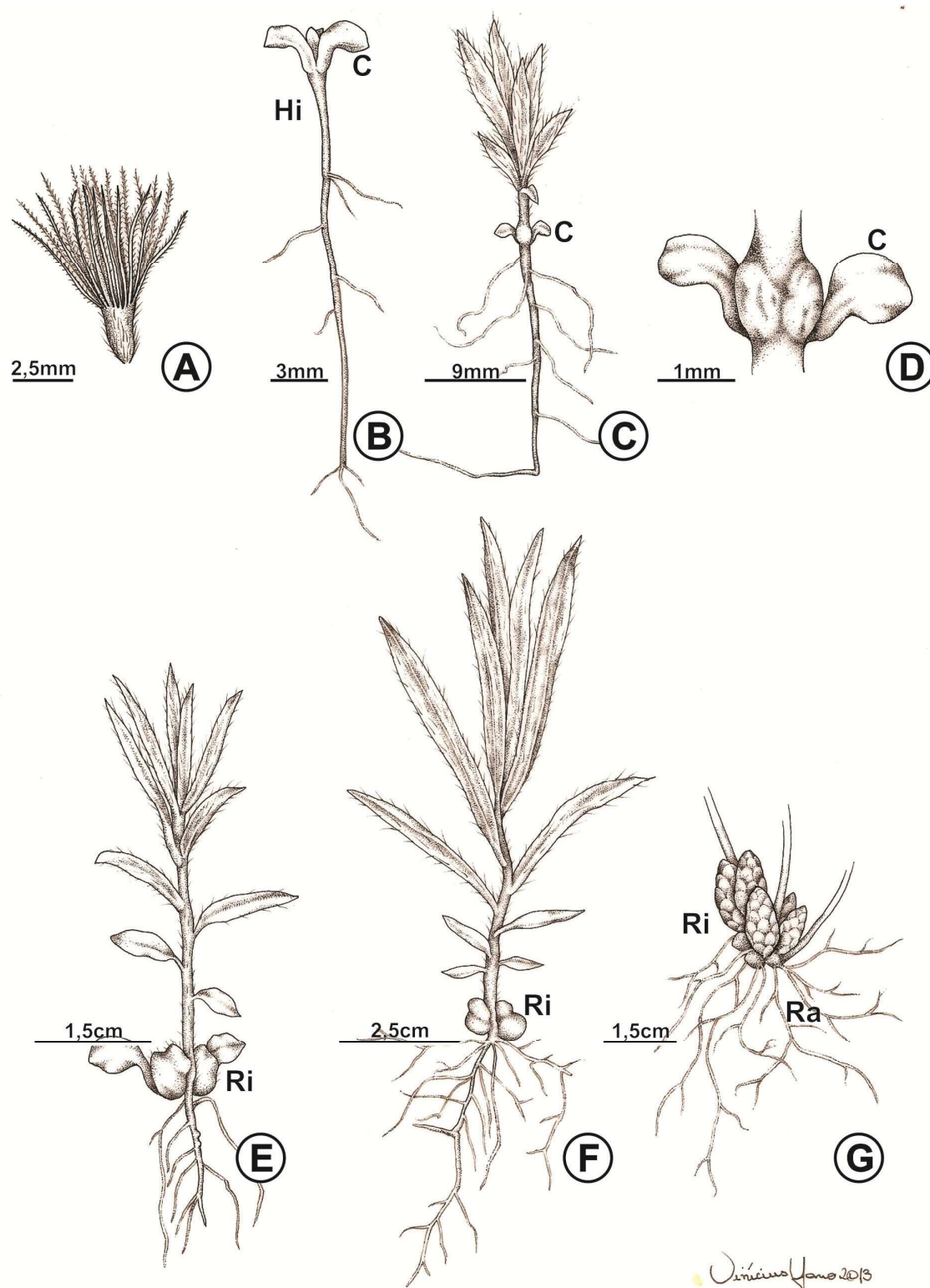


Figura 2. Estádios de desenvolvimento de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A. Aspecto geral da cipsela. B. Indivíduo com 15 dias. C-D. Indivíduo com dois meses e 15 dias. C. Aspecto geral. D. nó cotiledonar - detalhe da formação do rizóforo (seta). E. Indivíduo com três meses. F. Indivíduo com quatro meses. G. Indivíduo adulto. C: cotilédones; Hi: hipocótilo; Ra: raízes adventícias; Ri: rizóforo.

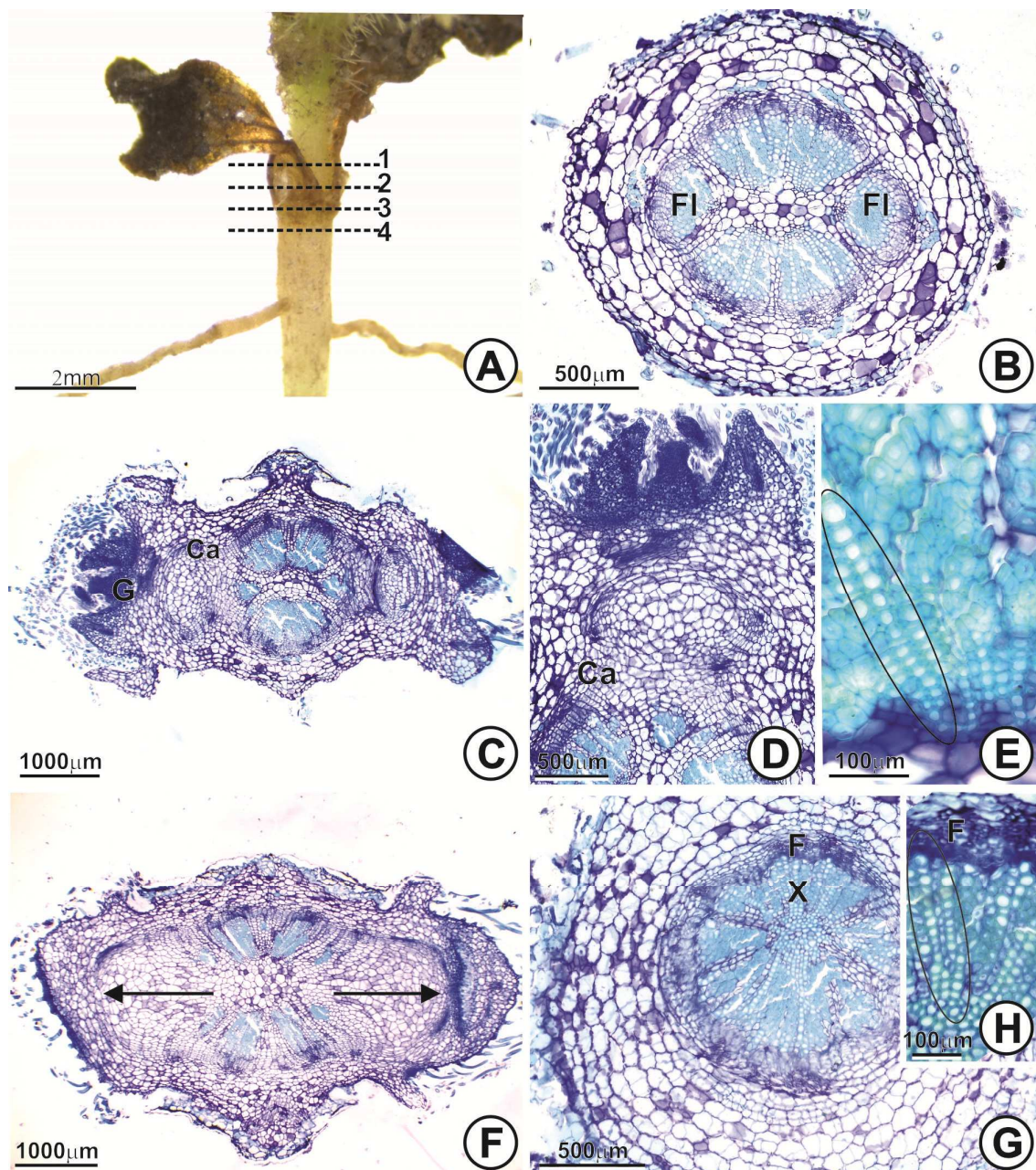


Figura 3. *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A-H. Indivíduo com 2 meses e 15 dias. A. início do desenvolvimento do rizóforo. B-F. Secções transversais do rizóforo. B. Região proximal apresentando dois feixes laterais mais destacados. C-E. Região mediana. C. Aspecto geral. D. Detalhe da origem das gemas a partir do câmbio. E. Detalhe do protoxilema endarco (círculo). F. Região distal evidenciando o alongamento lateral (setas). G-H. Secções transversais do hipocótilo. G. Aspecto geral. H. Detalhe do protoxilema endarco (círculo). Ca: câmbio; Fl: feixes vasculares laterais; G: gema; F: floema primário; X: xilema primário. Planos de cortes analisados: 1: região proximal do rizóforo; 2: região mediana; 3: região distal; 4: hipocótilo.

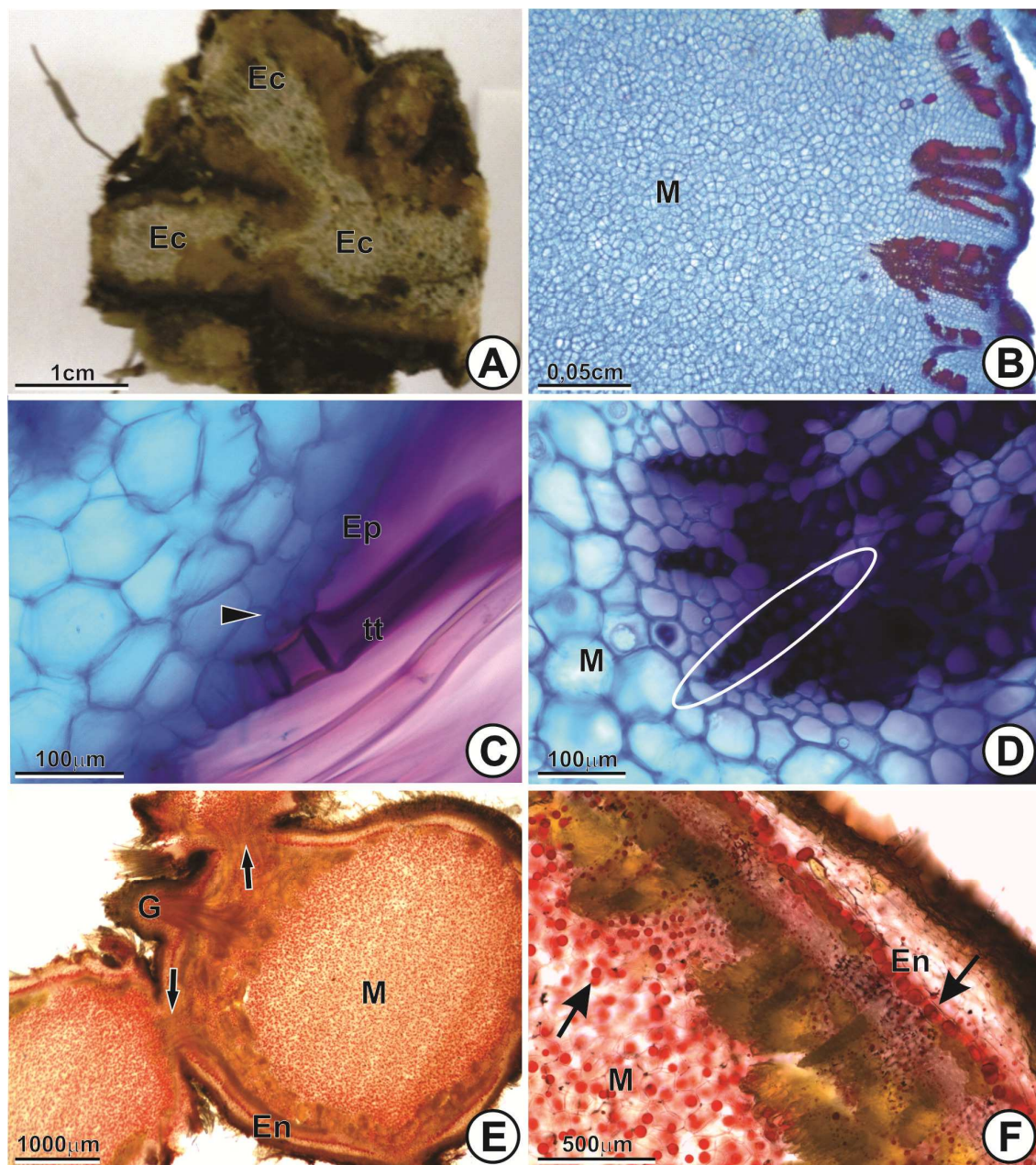


Figura 4. *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A - F. Seções transversais do rizóforo de indivíduos adultos. A. Região proximal do rizóforo, com três eixos caulinares interligados. B - D. Região proximal. B. Aspecto geral mostrando ampla medula parenquimática. C. Detalhe da epiderme evidenciando estômato (cabeça de seta) e tricoma tector. D. protoxilema endarco. E. Eixos caulinares interligados (setas). E-F. Gotas lipofílicas (setas) evidenciadas por Steinmetz. Ec: eixos caulinares; En: endoderme; Ep: epiderme; G: gema; M: medula; Tt: tricoma tector.

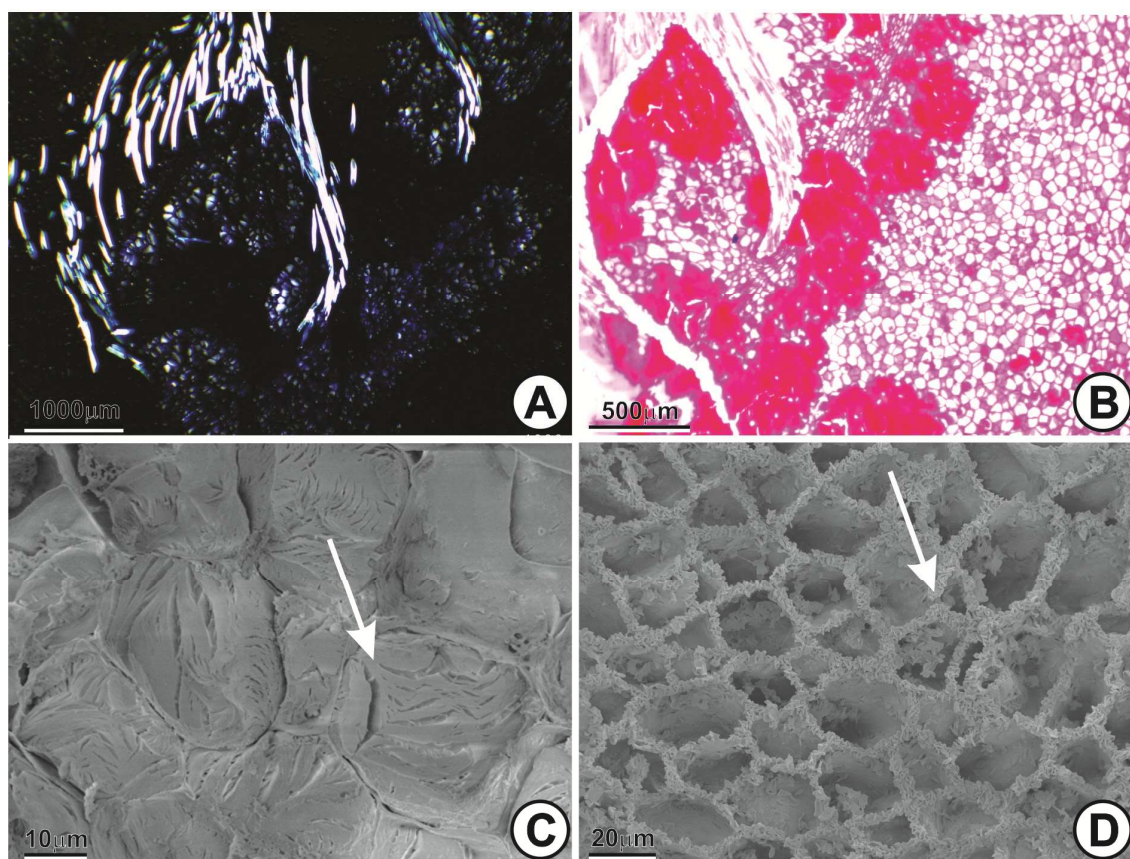


Figura 5. Rizóforo de *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A-B. Secções longitudinais do rizóforo. A. Gema em luz polarizada evidenciando esferocristais de inulina. B. Região dos catafilos com reação positiva para PAS. C. Gema na estação seca com cristais de inulina preenchendo lume celular (seta). D. Gema na estação chuvosa com cristais associados às paredes celulares (seta).

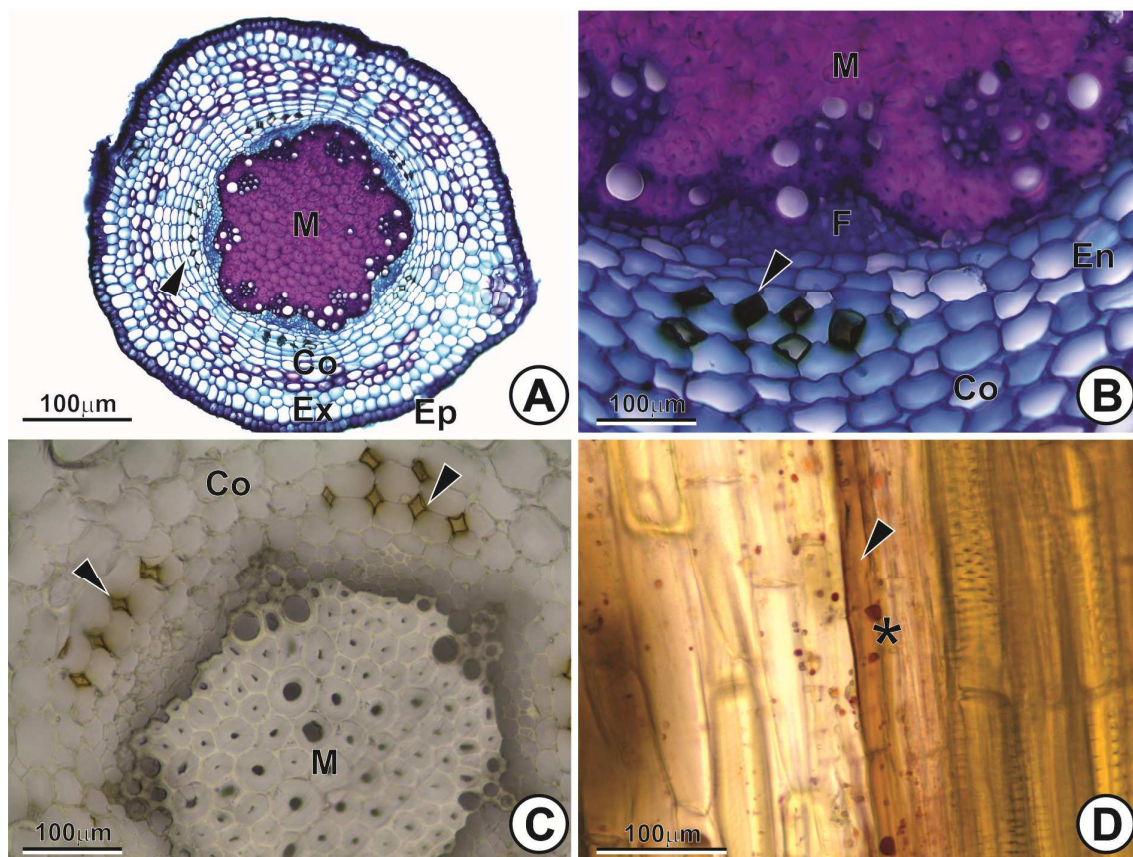


Figura 6. *Chrysolaena simplex* (Less.) Dematt. A- C. Secções transversais da raiz adventícia. A. Aspecto geral mostrando canais secretores com lume losangular, opostos ao floema (cabeça de seta). B – C. Detalhe dos canais secretores (cabeça de seta), endoderme e medula esclerificada. D. Secção longitudinal evidenciando canais secretores (cabeça de setas) com substâncias lipofílicas (*) - Steinmetz. Co: córtex; Ep: epiderme; En: endoderme com estrias de Caspary; Ex: exoderme; F: floema; M: medula.

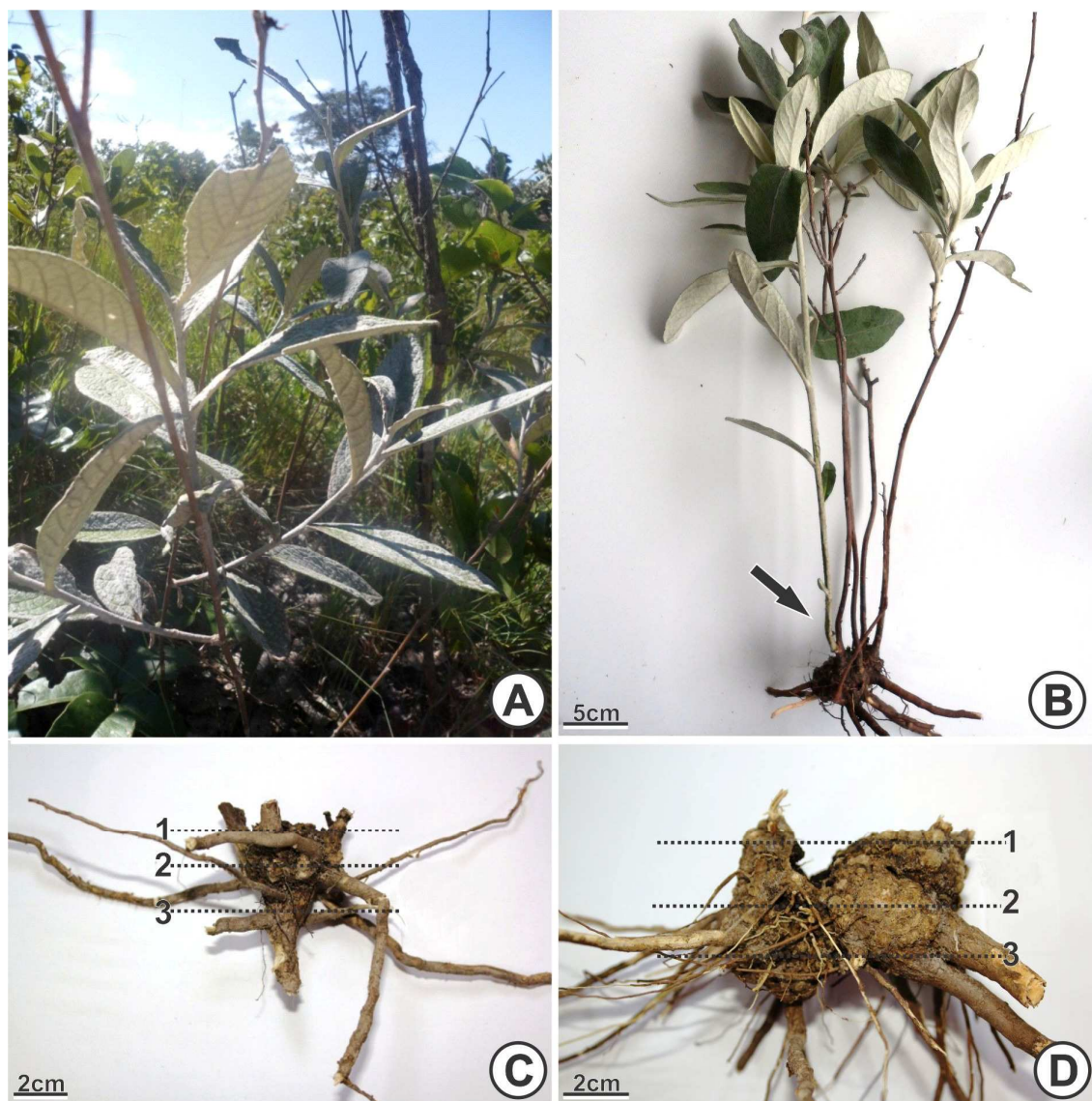


Figura 7. *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. A-B. Aspecto geral. B. Planta adulta com xilopódio emitindo vários ramos aéreos (seta). C. Xilopódio na estação chuvosa. D. Xilopódio na estação seca. 1-3. Planos de corte analisados anatomicamente.

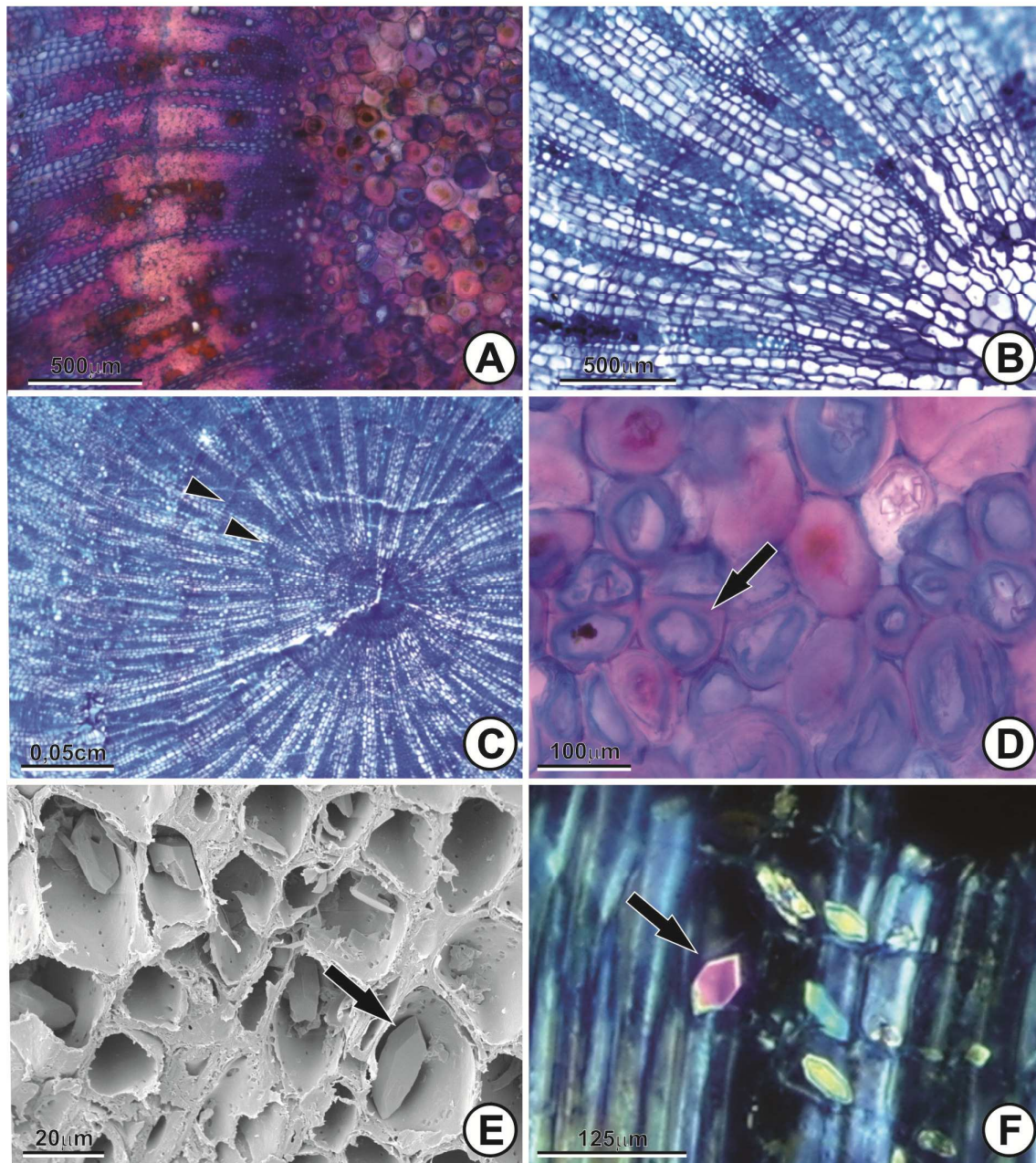


Figura 8. *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.- A-D. Secções transversais do xilopódio. A. Região proximal - medula evidenciando células parenquimáticas com paredes lignificadas, sendo a camada parietal interna celulósica (seta). B. Região mediana. C. Região distal mostrando as camadas de crescimento. D. Detalhe do parênquima medular, evidenciando células com paredes secundárias lignificadas e camada parietal interna celulósica. E. Cristais de oxalato de cálcio (seta) evidenciados em MEV na região proximal do xilopódio. F. Secção longitudinal da raiz lateral em luz polarizada, evidenciando cristais de oxalato de cálcio (seta). Pontas de seta: camadas de crescimento.

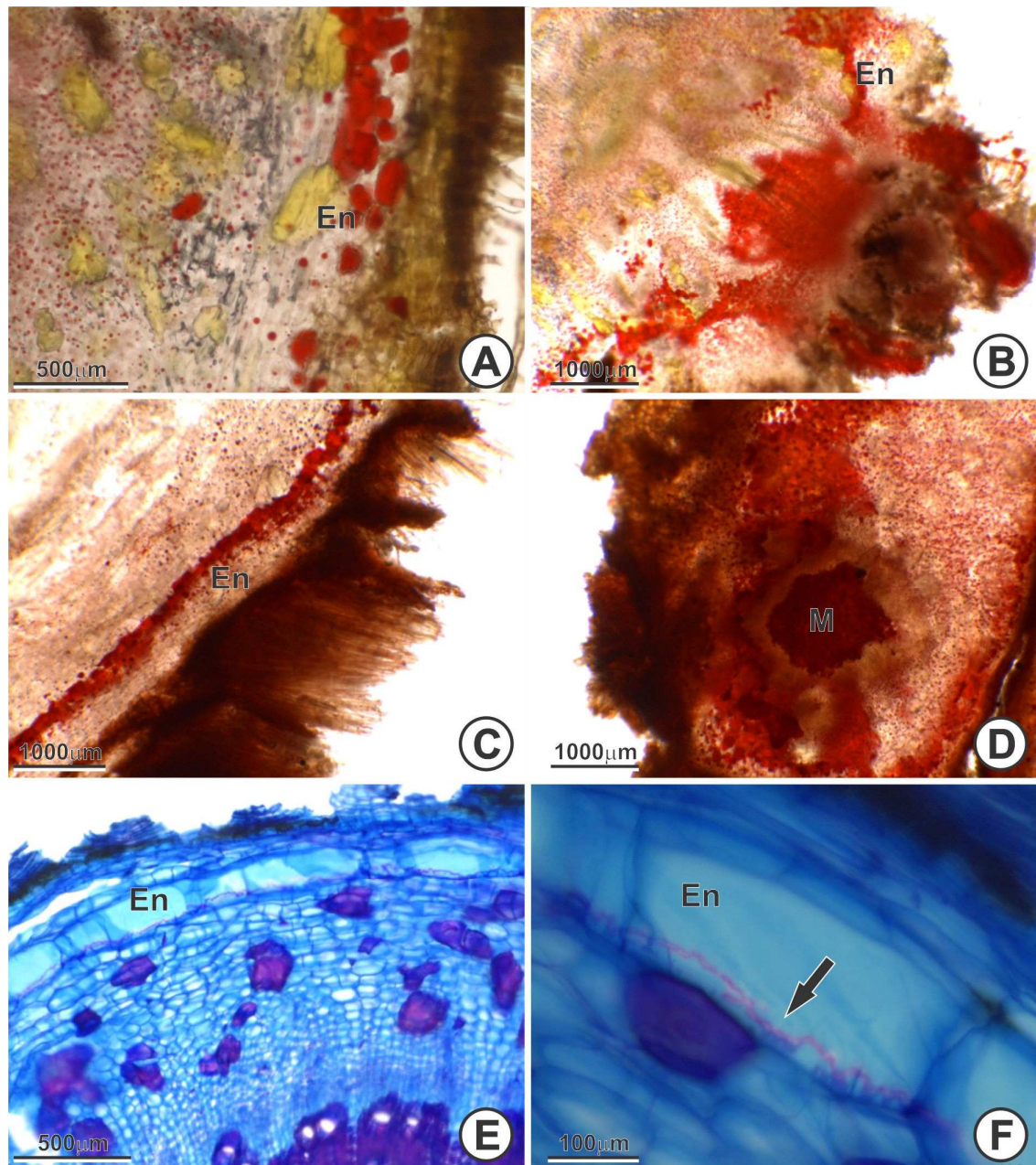


Figura 9. *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob.- A-D. Secções transversais do xilopódio. A. Endoderme secretora com substâncias lipofílicas – Steinmetz. B. Detalhe da região da gema com grande quantidade de substâncias lipofílicas- Steinmetz. C. Endoderme secretora com substâncias lipofílicas - Sudan IV. D. Medula com substâncias lipofílicas-Sudan IV. E-F. Secções transversais da raiz lateral evidenciando endoderme com estrias de Caspary (seta). En: endoderme.

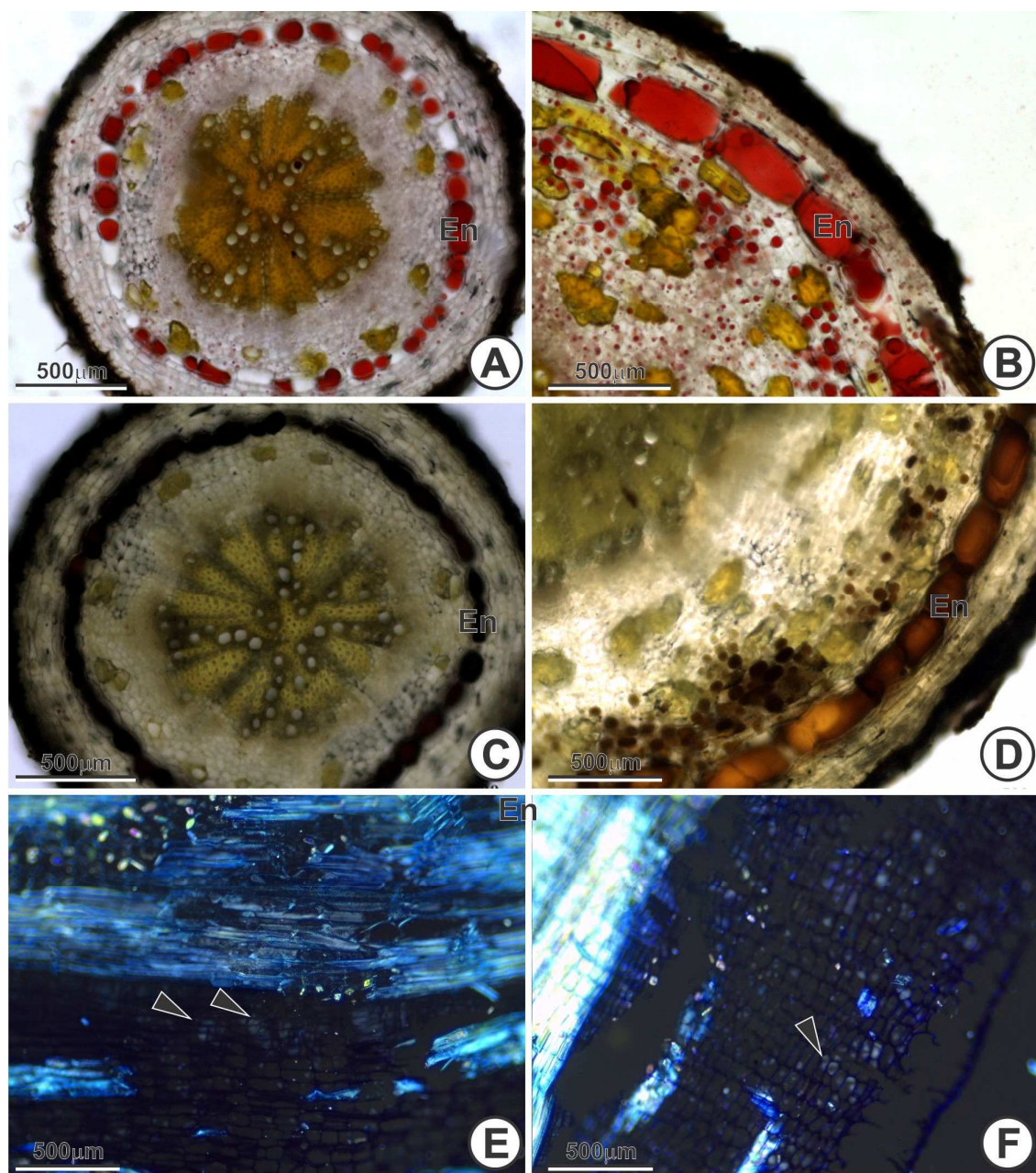


Figura 10. *Lessingianthus buddleiifolius*(Mart. ex DC.) H. Rob.- A-D. Secções transversais da raiz. A-B. Endoderme com substâncias lipofílicas - Steinmetz em raiz delgada e espessada, respectivamente. C-D. Endoderme com substâncias fenólicas - Cloreto Férrico em raiz delgada e espessada, respectivamente. E-F. Secções longitudinais da raiz em luz polarizada evidenciando os cristais de inulina. En: Endoderme.