



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



VINICIUS PINA SOUZA

MORFOANATOMIA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS AÉREOS E SISTEMAS
SUBTERRÂNEOS DE *Ichthyothere mollis* Baker. E *Jungia floribunda* Less. (ASTERACEAE)
OCORRENTES NO CERRADO RUPESTRE DO ESTADO DE GOIÁS

GOIÂNIA-GO

2014

VINICIUS PINA SOUZA

MORFOANATOMIA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS AÉREOS E SISTEMAS
SUBTERRÂNEOS DE *Ichthyothere mollis* Baker. E *Jungia floribunda* Less. (ASTERACEAE)
OCORRENTES NO CERRADO RUPESTRE DO ESTADO DE GOIÁS

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em 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

2014

AGRADECIMENTOS

À Maria Helena, minha orientadora, por toda a atenção, cuidado, auxílio, pela correção “frase por frase”, sou muito grato pela oportunidade, desde o estágio na graduação até a conclusão desta tão importante etapa na minha vida.

À minha família, meu apoio e motivo da minha persistência.

Ao professor José Realino pela autorização e suporte no Laboratório de Pesquisa em Produtos Naturais e, claro, à Fernanda Pimenta, pelo tempo dispendido e auxílio durante os experimentos da prospecção fitoquímica.

À professora Letícia Gonçalves pelas dúvidas sanadas no laboratório.

Ao professor Aristônio Teles pela identificação das Asteraceae.

Aos amigos do laboratório de Anatomia Vegetal: Maria Tereza pelo auxílio nas técnicas que dão certo e as que não dão certo! À Divina Vilhalva que foi mais que uma companheira de laboratório, foi uma amiga! À Vanessa Sardinha, que mesmo tendo uma pesquisa para terminar sempre que pôde, estava pronta a me ajudar! À Roberta Barbosa e Cinara Abraão, companheiras de Serra! À Dayana, pelas dicas e dúvidas esclarecidas! Muito obrigado a todas!

Aos colegas de turma que compartilharam diversas horas de aulas, seminários, reuniões... Estejam certos de que tudo o que fiz junto de vocês foi mais divertido e prazeroso! Desejo a todos e todas muito sucesso!

Aos professores do Programa de Pós-graduação em Biodiversidade Vegetal, ao Departamento de Botânica e à Universidade Federal de Goiás. Sou muito grato por todo o conhecimento que me proporcionaram.

À FAPEG pela bolsa concedida.

E todos aqueles que compartilharam comigo desse momento, todos são especiais à sua maneira.

SUMÁRIO

RESUMO	8
ABSTRACT	9
1. INTRODUÇÃO GERAL	10
2. REVISÃO DE LITERATURA	13
3. JUSTIFICATIVA	19
4. BIBLIOGRAFIA	19

CAPÍTULO I

RESUMO	30
ABSTRACT	31
1. INTRODUÇÃO.....	32
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	33
2.1. Área de estudo	33
2.2. Coleta do material vegetal	34
2.3 Caracterização morfológica.....	34
2.4. Análise anatômica.....	34
2.5. Prospecção fitoquímica	37
3. RESULTADOS	37
3.1. <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.....	37
3.1.1. Caracterização morfológica.....	37
3.1.2. Anatomia foliar e histoquímica	37
3.1.3. Anatomia caulinar e histoquímica	39
3.1.4. Prospecção fitoquímica.....	40
3.2. <i>Jungia floribunda</i> Less.	41
3.2.1. Caracterização morfológica.....	41
3.2.2. Anatomia foliar e histoquímica	41
3.2.3. Anatomia caulinar e histoquímica	44
3.2.4. Prospecção fitoquímica.....	44
4. DISCUSSÃO	45
5. CONCLUSÃO.....	49
6. BIBLIOGRAFIA	50
7.FIGURAS	61

CAPÍTULO II

RESUMO	77
ABSTRACT	78
1. INTRODUÇÃO.....	79
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	80
3. RESULTADOS	82
3.1. <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.....	82
3.2. <i>Jungia floribunda</i> Less.	84
4. DISCUSSÃO	86
5. CONCLUSÃO.....	90
6. BIBLIOGRAFIA	90
7. FIGURAS	96

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO I

Tabela 1. Testes hitoquímicos utilizados para identificar as principais classes de metabólitos nos órgãos vegetativos aéreos de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker. e <i>Jungia floribunda</i> Less.	35
Tabela 2 – Análise quantitativa de parâmetros anatômicos das folhas de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker. coletadas nas estações de seca e chuva, no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) do Estado de Goiás.	39
Tabela 3 – Classes de metabólitos detectados nas amostras dos órgãos vegetativos aéreos de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.	41
Tabela 4 – Análise quantitativa de parâmetros anatômicos das folhas de <i>Jungia floribunda</i> Less. coletadas nas estações de seca e chuva, no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) do Estado de Goiás.	43
Tabela 5 – Classes de metabólitos detectados nas amostras dos órgãos vegetativos aéreos de <i>Jungia floribunda</i> Less.	45

CAPÍTULO II

Tabela 1. Classes de metabólitos detectados nas amostras do xilopódio de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.	84
Tabela 2. Classes de metabólitos detectados nas amostras do xilopódio de <i>Jungia floribunda</i> Less.	86

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I

Figura 1 – Dados pluviométricos da área de estudo para o período de maio de 2012 a abril de 2013.....	62
Figura 2 - <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.....	63
Figura 3 - Lâmina foliar de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.....	64
Figura 4 - Lâmina foliar de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.....	65
Figura 5 - Lâmina foliar de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.	66
Figura 6 - Lâmina foliar de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker. Testes histoquímicos.....	67
Figura 7 - Caule de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.	68
Figura 8 - Caule de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker. Testes histoquímicos.	69
Figura 9 - <i>Jungia floribunda</i> Less.	70
Figura 10 - Lâmina foliar <i>Jungia floribunda</i> Less.....	71
Figura 11 - Lâmina foliar <i>Jungia floribunda</i> Less.....	72
Figura 12 - Lâmina foliar <i>Jungia floribunda</i> Less. Testes histoquímicos.....	73
Figura 13 - Pecíolo de <i>Jungia floribunda</i> Less.....	74
Figura 14 - Caule de <i>Jungia floribunda</i> Less.....	75

CAPÍTULO II

Figura 1 - <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.	97
Figura 2 - Xilopódio de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.....	98
Figura 3 - Raiz gemífera de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.....	99
Figura 4 - Raiz gemífera de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker. Testes histoquímicos.....	100
Figura 5 - Xilopódio e raiz gemífera de <i>Ichthyothere mollis</i> Baker.	101
Figura 6 - <i>Jungia floribunda</i> Less.	102
Figura 7 - Xilopódio de <i>Jungia floribunda</i> Less.	103
Figura 8 - Xilopódio de <i>Jungia floribunda</i> Less.....	104
Figura 9 - Raiz tuberosa de <i>Jungia floribunda</i> Less	105
Figura 10 - Raiz tuberosa de <i>Jungia floribunda</i> Less. Testes histoquímicos.....	106
Figura 11 - Xilopódio e raiz tuberosa de <i>Jungia floribunda</i> Less.	107

RESUMO

MORFOANATOMIA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS AÉREOS E SISTEMAS SUBTERRÂNEOS DE *Ichthyothere mollis* Baker. E *Jungia floribunda* Less. (ASTERACEAE) OCORRENTES NO CERRADO RUPESTRE DO ESTADO DE GOIÁS.

O Cerrado é um bioma caracterizado pela sazonalidade climática e destaca-se pela diversidade de espécies e fitofisionomias, dentre elas o cerrado rupestre com estratos herbáceo-arbustivos e restrita disponibilidade de água. Dentre as famílias de vasta distribuição no Cerrado destaca-se Asteraceae que constitui uma importante representante do cerrado rupestre. O presente estudo teve por objetivo analisar a anatomia, histoquímica e fitoquímica dos órgãos vegetativos aéreos e sistemas subterrâneos de *Ichthyothere mollis* Baker. e *Jungia floribunda* Less. (Asteraceae), bem como avaliar quantitativamente variações em características anatômicas foliares em função da sazonalidade climática do ambiente onde as espécies ocorrem. As coletas foram realizadas durante a estação seca e chuvosa em uma área de cerrado rupestre na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situado no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD). As amostras foram submetidas a técnicas usuais em anatomia vegetal. Foram identificadas características comuns às duas espécies, tais como tricomas tectores e glandulares, estômatos anisocíticos e anomocíticos, mesofilo dorsiventral, feixes colaterais, canais secretores e hidatódios. *I. mollis* possui folhas anfiestomáticas e *J. floribunda* folhas hipoestomáticas e presença de drusas. Em ambas as espécies foram detectados flavonoides, esteroides, triterpenoides, lignina e substâncias lipofílicas. A análise quantitativa dos parâmetros da lâmina foliar possibilitou verificar que as espécies apresentam plasticidade. O sistema subterrâneo de *I. mollis* é um xilopódio com raízes gemíferas e em *J. floribunda* um xilopódio com raízes tuberosas, em ambas as espécies o xilopódio é constituído por um eixo lignificado e gemífero. Canais secretores foram observados no xilopódio e nas raízes das espécies estudadas; nas raízes foram detectadas substâncias lipofílicas e compostos fenólicos. Nos sistemas subterrâneos das espécies analisadas os frutanos do tipo inulina localizam-se principalmente em células do xilema secundário. Algumas características observadas nos órgãos vegetativos aéreos e sistemas subterrâneos podem estar relacionadas à adaptação e/ou tolerância dessas plantas ao cerrado rupestre.

Palavras-chave: Compositae, estruturas secretoras, xilopódio, frutanos, flavonoides.

ABSTRACT

MORPHO-ANATOMY OF THE AERIAL VEGETATIVE ORGANS AND UNDERGROUND SYSTEMS OF *Ichthyothere mollis* Baker. E *Jungia floribunda* Less. (ASTERACEAE) FROM THE CERRADO RUPESTRE OF GOIÁS. The Cerrado is a biome characterized by climatic seasonality and by the diversity of species and physiognomies, including them, the cerrado rupestre with herbaceous-subshrubs strata and water deficit. Among the families of wide distribution in Cerrado Asteraceae stands out as an important representative of the cerrado rupestre. The present study aimed to analyze the anatomy, histochemistry and phytochemistry of the aerial vegetative and underground systems organs of *Ichthyothere mollis* Baker. and *Jungia floribunda* Less. (Asteraceae) as well as evaluate quantitatively anatomical variations in due to the seasonality of the environment where the species occur. The collections were made in the Reserva Biológica Prof. José Ângelo Rizzo of Universidade Federal de Goiás, inside Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) located in the municipalities of Mossâmedes, Goiás and Buriti de Goiás, during the dry and rainy seasons, and subjected to the usual techniques in plant anatomy. Features common to both species were identified, such as thin cuticle, epicuticular striations, tector and glandular trichomes, anisocytic and anomocytic stomata, dorsiventral mesophyll, collateral vascular bundles, secretory ducts and hydathodes. Otherwise, *I. mollis* has amphistomatic leaves and *J. floribunda* hypostomatic leaves and druses. In both species flavonoids, steroids, triterpenoid, lignin and lipophilic substances were detected. Quantitative analysis of the parameters of the leaf blade enabled us to verify that the species have plasticity. The underground system of *I. mollis* is a bud-bearing xylopodium with root buds and *J. floribunda* a xylopodium with tuberous roots, in both species, xylopodium comprises a bud-bearing lignified axis. Secretory ducts were found in the xylopodium and roots; in the roots lipophilic substances and phenolic compounds were detected. Both underground systems of the species analyzed inulin-type fructans are mainly located in cells of the secondary xylem. Some features observed in aerial vegetative organs and underground systems may be related to adaptation and/or tolerance of these plants to cerrado rupestre.

Keywords: Compositae, secretory structures, xylopodium, fructans, flavonoids.

1. INTRODUÇÃO GERAL

O Cerrado destaca-se pelas extensas formações savânicas com rica diversidade de paisagens, é um bioma que ocupa a segunda maior área no território brasileiro e engloba diversas fitofisionomias, dentre elas, o cerrado rupestre com estratos herbáceo-arbustivos e restrita disponibilidade de água (RIBEIRO & WALTER, 1998). No campo rupestre, que ocorre em elevadas altitudes, pode-se observar a presença da flora esclerófila adaptada a condições ambientais extremas, tais como alta exposição solar, solos rasos, ácidos, com baixa umidade e nutricionalmente pobres (AMARAL et al., 2006). A vegetação nessa área do cerrado desenvolve-se em fendas dos afloramentos rochosos resultante da decomposição do solo, rochas e matéria orgânica (GUIMARÃES, 2006).

A condição climática do cerrado é um dos principais fatores de diversidade de espécies, ampla riqueza florística e alto grau de endemismo (ROMERO & NAKAJIMA, 1999). Walter (2006) destaca ainda que a textura, a baixa disponibilidade de nutrientes e a pequena profundidade de alguns solos constituem importantes elementos na distribuição das diferentes paisagens dentro das savanas.

Dentre as famílias de vasta distribuição no Cerrado destaca-se a Asteraceae com cerca de 196 gêneros e aproximadamente 1900 espécies no Brasil (ALMEIDA, 2005) sendo ainda um importante representante do cerrado rupestre. É a maior família dentre as Angiospermas, com aproximadamente 23.000 espécies, cerca de 10% da flora mundial (BREMER, 1994). Hind (1993) destaca a abundância de espécies da família Asteraceae no cerrado, cerrado rupestre, campo de altitude e restinga.

As Asteraceae possuem variabilidades morfoanatômicas que podem ser relacionadas às condições ambientais as quais as espécies estão submetidas, o que leva ao surgimento de padrões anatômicos variados, não raro adaptações a condições muito particulares (CRONQUIST, 1981). No entanto, a presença de estômatos anomocíticos, canais secretores, caules herbáceos com feixes colaterais acompanhados por fibras, endoderme com estrias de Caspary e grãos de amido são algumas características anatômicas destacadas por Metcalfe & Chalk (1950) como sendo constantes para esta família. Quando relacionadas ao ambiente de ocorrência das Asteraceae, Handro et al. (1970) destaca a presença de caracteres xeromórficos tais como, cutícula e parede periclinal externa das células epidérmicas espessadas, mesofilo compacto e isobilateral, secreção no mesofilo ou epiderme e abundância de esclerênquima. A estrutura anatômica foliar em Asteraceae tem servido como dados referenciais para estudos morfogênicos, fisiológicos, ecológicos, taxonômicos e evolutivos (CARLQUIST, 1957; 1959;

FELLIPE & ALENCASTRO, 1966; ANDRESON & CREECH, 1975; SAJO, 1982; ARIAS, 1995; MELO-DE-PINNA, 2004; MARTINS et al., 2006; DEL-VECHIO-VIEIRA et al., 2008).

Estudos anatômicos realizados em Asteraceae permitiram a identificação de diferentes estruturas secretoras, como canais e cavidades secretoras, idioblastos, tricomas secretores, hidatódios, laticíferos e nectários (METCALFE & CHALK, 1983; HUNTER & AUSTIN, 1967; ALENCASTRO, 1973; LERSTEN & CURTIS, 1985; CASTRO et al., 1997; MARTINS, 2003; MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003; BUDEL et al., 2004; MARTINS et al., 2006; SMILJANIC, 2005; BUDEL & DUARTE, 2007; ANDERBERG et al., 2007; APPEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008b; CURY & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2009).

A presença de estruturas secretoras em espécies da família Asteraceae reflete o sucesso adaptativo das mesmas. Roschina & Roschina (1993) ressaltam a presença de canais resiníferos contendo poliacetileno e lactonas sesquiterpênicas, além de laticíferos contendo alcaloides e óleos essenciais que estariam relacionadas à defesa química da planta. Com relação à natureza dos metabólitos encontrados em Asteraceae, também foram evidenciados diterpenoides, tripernoides, flavonoides, antocianinas, esteroides, cumarinas, benzofrutos e benzopiranos (EMERENCIANO, 1985; EMERENCIANO et al., 1997; STEFANELLO, 2006; ARÁOZ et al., 2010).

Em resposta a condições desfavoráveis, tais como elevada exposição à luz, deficiência de nutrientes e estresse hídrico, as espécies acumulam compostos fenólicos (MARLOTH, 1909; TUOMI et al., 1988; MOLE et al., 1988; SILVA & MEDEIROS, 2005) substâncias que protegem a planta contra herbivoria são também atuam como inibidores digestivos (CORRÊA et al., 2008), inativadores de enzimas de agentes patológicos, barreiras físicas e mensageiros ativadores de genes de defesa (HAMMERSCHMIDT, 2005). Baldwin & Schultz (1988) relacionam a elevada concentração destes compostos em espécies vegetais adaptadas a ambientes com sazonalidade climática, como é o caso de alguns representantes da família Asteraceae ocorrentes no cerrado rupestre, como um tipo de defesa química em períodos de redução da atividade metabólica. Os exsudatos liberados formam camadas contínuas na superfície foliar aumentando a refração de luz e diminuindo a temperatura (DELL & MCCOMB, 1978; WAGNER, 1991).

Plantas submetidas a estresses ambientais tendem a responder anatomicamente a estas condições, e são as folhas os órgãos vegetativos com maior variedade de características morfológicas e anatômicas que, de forma geral, se expressam de acordo com o habitat (ESAU, 1976; FAHN, 1982). Análises anatômicas quantitativas podem subsidiar estudos ecológicos relacionados com a plasticidade de órgãos vegetativos, mostrando variações de características

em diferentes intensidades luminosas (STRAUSS-DEBENEDETTI & BERLYN, 1994; LINDORF, 1997; BARUCH et al., 2000; JAAKOLA et al., 2004; JUSTO et al., 2005; ROSSATTO & KOLB, 2010), disponibilidade de nutrientes no solo (FELLER 1996), regime hídrico (RÔÇAS et al., 1997; WANG et al., 2007) e herbivoria (TURNER, 1994; KARBAN & BALDWIN, 1997; RIBEIRO et al., 2010).

De acordo com Rachid-Edwards (1956) uma condição adaptativa em plantas ocorrentes em ambientes secos e submetidos à ação do fogo, como é o caso do Cerrado, é o desenvolvimento de sistemas subterrâneos espessados e gemíferos. Estes sistemas seriam importantes para as plantas que perdem sua parte aérea durante períodos climáticos desfavoráveis. Em Asteraceae a presença destes tipos de sistemas subterrâneos é destacada por Rizzini & Heringer (1961; 1962), Rizzini (1965) e Coutinho (2002). Esses sistemas permitiriam a regeneração do corpo vegetal possibilitada pelo acúmulo de reservas, que no caso das Asteraceae são os frutanos (TERTULIANO & FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993).

Em Asteraceae estudos com sistemas subterrâneos têm sido realizados com o objetivo de analisar a morfoanatomia, ultraestrutura, histoquímica, ontogenia e estruturas secretoras (MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003; MACHADO et al., 2004; HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005, 2007; VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a, 2006b; CURY, 2008; APPEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008a, 2008b; CURY & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2009; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011; VILHALVA et al., 2011; JAREGUI et al., 2012). A ocorrência de estruturas secretoras nos sistemas subterrâneos é ressaltada por Appezzato-da-Glória et al. (2008b) como importante fator taxonômico, além de poder constituir estratégias de defesa contra herbivoria.

Tendo em vista que as plantas sujeitas a estresses ambientais mostram variações nas características morfológicas e anatômicas em resposta às condições que estão submetidas, foram selecionadas as espécies *Ichthyothere mollis* Baker. e *Jungia floribunda* Less. (Asteraceae), ocorrentes em cerrado rupestre do Estado de Goiás, para a realização de estudos sobre a morfoanatomia, anatomia quantitativa da folha, histoquímica e fitoquímica dos órgãos vegetativos aéreos e subterrâneos, bem como identificar características relacionadas à adaptação e/ou tolerância das espécies ao cerrado rupestre.

2. REVISÃO DE LITERATURA

O Cerrado é um bioma que possui relações ecológicas e fisionômicas com outras savanas da América tropical e de continentes como a África e Austrália (RIBEIRO & WALTER, 1998). O bioma ocupa cerca de 25% do território brasileiro com uma área de aproximadamente 200 milhões de ha distribuídos principalmente na Região Centro-Oeste e áreas disjuntas nas regiões Sul, Sudeste, Norte e Nordeste (ALVIN e ARAÚJO, 1952; RIZZINI, 1979 & CÂMARA, 1993). Segundo (MYERS et al., 2000), trata-se de um dos principais ecossistemas tropicais da Terra, sendo um dos centros prioritários para a preservação da biodiversidade do planeta.

Algumas características marcantes do Cerrado são os teores de umidade, pluviometria e temperatura com variações sazonais ao longo do ano, que definem dois períodos climáticos bem marcados: verões chuvosos e invernos secos, o que estaria intimamente relacionado à formação e distribuição das fisionomias de vegetação savânica. A precipitação média anual varia de 750 a 2.000 mm, sendo as chuvas concentradas de outubro a março (estação chuvosa) e a temperatura média do mês mais frio é superior a 18°C (RIBEIRO & WALTER, 1998). A ocorrência de duas estações bem definidas (com a seca de abril a setembro) caracteriza uma distribuição concentrada das chuvas no Planalto Central, com influência direta sobre a vegetação. O clima influencia de modo temporal na origem dessa vegetação, pois as chuvas, ao longo do tempo geológico, intemperizaram os solos deixando-os pobres em nutrientes essenciais. Além disso, no período seco ocorrem incêndios frequentes (MIRANDA et al., 2002) e o solo está sujeito ao déficit hídrico sazonal nas camadas mais superficiais (FRANCO, 2002).

O clima exerce um controle sobre as diferentes formas de vegetação e sua distribuição na biosfera, na qual a relação entre pluviosidade e temperatura é capaz de determinar padrões estruturais na vegetação por toda a superfície terrestre (WHITTAKER, 1975). Por outro lado, quando se avaliam os sistemas naturais em escalas locais é possível verificar que, sob a influência de um mesmo clima há outros fatores que levam às variações nas coberturas vegetacionais. No Cerrado, por exemplo, o complexo mosaico de paisagens observado se apresenta com diferenças consideráveis entre as fitofisionomias que acompanham gradientes ambientais em escala local (EITEN, 1984; FURLEY, 1992).

Considerando as características intrínsecas ao cerrado, as plantas ocorrentes neste bioma tendem a apresentar manifestações de plasticidade fenotípica em resposta a condições que estão submetidas (FUZETO & LOMÔNACO, 2000). De acordo com Falconer (1989) a

plasticidade fenotípica é provocada pela interação entre o ambiente e o genótipo, significando, portanto, qualquer tipo de variação fenotípica induzida pelo ambiente.

Inúmeros trabalhos destacam a influência de fatores abióticos no crescimento e desenvolvimento de plantas ocorrentes no cerrado (FUZETO & LOMÔNACO, 2000; FRANCO et al., 2005; HOFFMAN et al., 2005; MARIMON & HARIDASAN, 2005; FALEIRO, 2006; ROCHA FILHO & LOMÔNACO, 2006; GOBBO-NETO & LOPES, 2007; SOMAVILLA & GRACIANO-RIBEIRO, 2011) o que demonstra a importância do estudo das variantes relacionadas ao mecanismo de sobrevivência, reprodução e preservação de populações em diferentes circunstâncias. Dessa forma, entender como as espécies nativas do cerrado respondem às pressões de seleção, pode auxiliar na elaboração de estratégias mais eficazes no manejo e conservação de áreas cuja heterogeneidade ambiental tenha maior influência na ocorrência de variabilidades (THOMPSON, 1991; ROCHA FILHO & LOMÔNACO, 2006).

A sazonalidade climática é uma das características mais marcantes do Cerrado, os períodos quente-úmido e frio-seco são bastante evidentes (EITEN, 1972, SARMIENTO 1984). Outro fator importante é a ocorrência de queimadas, principalmente no período seco, que influenciam na dispersão, floração, rebrota e diversidade de certas espécies nessas condições (COUTINHO, 1980; MIRANDA et al., 2002).

A redução pluviométrica diminui a disponibilidade de água nas camadas superficiais do solo e eleva a demanda evaporativa do ar, levando em certos casos, à perda da folhagem e à morte da parte aérea de certas espécies no período seco. A serapilheira produzida nesse período é fonte e coopera na ciclagem de nutrientes no Cerrado, cujos solos são oligotróficos. Por outro lado, a biomassa acumulada na serapilheira serve como combustível para a ocorrência de queimadas que promovem a mineralização e disponibilização de nutrientes para a vegetação (SILVÉRIO & LENZA, 2010). Esta relação entre sazonalidade climática, baixa fertilidade dos solos e ocorrência natural de queimadas, tem moldado nos últimos milhares de anos as diferentes estratégias vegetativas e reprodutivas das plantas do bioma Cerrado (SARMIENTO & MONASTERIO, 1983; MIRANDA et al., 2004; BUCCI et al., 2005; OLIVEIRA, 2008). Tais estratégias podem ser evidenciadas através da análise de estudos de diferentes naturezas, dentre eles estão os de comportamento fenológico, anatomia qualitativa e quantitativa, morfologia, ocorrência e distribuição, dentre outros.

Plantas submetidas a estresses ambientais tendem a responder anatomicamente às condições que estão submetidas e são as folhas os órgãos vegetativos com maior variedade de características morfológicas e anatômicas que, de forma geral, expressam as condições de seu habitat (ESAU, 1976; FAHN, 1982). O destaque como estratégia mais amplamente adotada pelas

espécies para sobreviverem às restrições ambientais está na troca completa ou parcial das folhagens (FRANCO et al., 2005; PIRANI; SANCHEZ & PEDRONI, 2009), além disso, o forte controle estomático (BUCCI et al. 2005) e as folhas pilosas e esclerófilas (OLIVEIRA et al., 2003) estão entre mecanismos importantes e recorrentes nessas espécies.

Com relação à área foliar, Reich (1993) mostrou que esta característica está correlacionada com a idade das folhas, onde o valor de área foliar específica decresce com o aumento da longevidade foliar. Dados como o da área foliar específica servem como uma importante característica ecofisiológica, pois integra vários aspectos relacionados à estrutura e fisiologia da folha às variações do meio ambiente.

Estudos relacionados à plasticidade fenotípica demonstram que as características anatômicas variam em relação às diferentes condições de intensidade luminosa, condições edáficas e em relação à herbivoria (STRAUSS-DEBENEDETTI & BERLYN, 1994; LINDORF, 1997; BARUCH et al., 2000; JUSTO et al., 2005; GARDONI et al., 2007; BOEGER et al., 2008; ROSSATTO & KOLB, 2010; RIBEIRO, CORRÊA & SOUSA, 2010; SOMAVILLA & GRACIANO-RIBEIRO, 2011). Diversos estudos sobre plantas ocorrentes no Cerrado já discutiram, por exemplo, variações na espessura do parênquima clorofiliano em diferentes intensidades luminosas (BARUCH et al., 2000), e densidade estomática em consonância com a área foliar e diversidade de solos (MELO JÚNIOR, BONA & CECCANTINI, 2012).

As espécies arbóreo-arbustivas do cerrado desenvolvem diferentes mecanismos para permanência e sobrevivência durante a época em que a restrição hídrica aumenta (SARMIENTO, 1984) destaca-se o desenvolvimento de sistemas subterrâneos espessados, ou do sistema radicular que, em alguns casos, alcança as camadas mais profundas do solo onde há maior disponibilidade de água (JACKSON et al., 1999), o que manteria viva as partes vegetativas aéreas ao longo do ano (EITEN, 1972).

Asteraceae é uma importante família que compõe o estrato arbóreo-arbustivo do Cerrado (ALMEIDA et al., 2005). Compõe cerca de 10% da flora mundial com uma distribuição cosmopolita (FUNK et al., 2005), sendo a maior família de Eudicotiledôneas, com 1600-1700 gêneros e 24000-30000 espécies (ANDERBERG et al., 2007). No Brasil a família está distribuída em 250 gêneros e 2000 espécies (SOUZA & LORENZI, 2008). Segundo Judd et al. (2008) esta família é subdividida em 17 tribos. A família encontra-se bem representada em regiões tropicais, subtropicais e temperadas, sendo mais abundante em formações campestres e montanhosas (CRONQUIST, 1981). Dentre as Angiospermas, a família tem seu sucesso baseado na ecologia da polinização associada com uma inflorescência bem especializada e organizada, de grande significância ecológica (NANI & SARAVANAN, 1999).

De acordo com Tertuliano & Figueiredo-Ribeiro (1993) muitos representantes das Asteraceae apresentam órgãos subterrâneos espessados. De acordo com Rizzini (1965) esse fato pode ter favorecido a evasão para a vida subterrânea em várias espécies do Cerrado. Sistemas subterrâneos com capacidade gemífera são importantes para as plantas que habitam locais com períodos de seca prolongada ou episódios de fogo quando a planta perde sua parte aérea, como é o caso de espécies ocorrentes no Cerrado e em campos rupestres (RACHID-EDWARDS, 1956).

Há uma grande diversidade de sistemas subterrâneos identificados em Asteraceae, tais como rizomas, rizóforos, xilopódios, raízes tuberosas, raízes gemíferas e sóboles (PAVIANI, 1978, 1987; MENEZES et al., 1979; SAJO & MENEZES, 1986; LOTOCKA & GESZPRYCH, 2004; MACHADO et al., 2004; HAYASHI & APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005, 2007; VILHALVA & APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a; 2006b; APEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008a; 2008b; CURY & APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2009; APEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011; VILHALVA et al., 2011).

Os rizomas tem origem a partir da plúmula produzindo um caule espessado e rico em reservas com nós e entrenós marcantes e gemas protegidas por catafilos (DONG & PIERDOMINICI, 1995). A região nodal é responsável pela formação de raízes. São considerados importantes órgãos de resistência e de propagação vegetativa (LLANA et al., 2004). De acordo com Raunkiaer (1934) a grande quantidade de estômatos na epiderme de alguns rizomas e rizóforos representam evidências de que os mesmos derivam de estruturas caulinares aéreas que derivaram gradualmente a sistemas subterrâneos a fim de proteção das gemas e consequente capacidade de sobrevivência quando em condições desfavoráveis. Sistemas dessa natureza já foram evidenciados em diferentes Asteraceae, tais como *Rhaponticum carthamoides* (Willd.) Iljin (LOTOCKA & GESZPRYCH, 2004), *Solidago canadensis* L. (LERSTEN & CURTIS, 1991) e *Achillea millefolium* L. (GREGIO & MOSCHETA, 2006).

Os rizóforos, diferentes dos rizomas, possuem sistema bipolar de ramificação caulinar (MENEZES et al., 1979; SAJO & MENEZES, 1986; ROCHA & MENEZES, 1997; ANDREATA & MENEZES, 1999). Podem ter origem a partir de gemas cotiledonares (SAJO & MENEZES, 1986) ou do espessamento do hipocótilo (MENEZES, 2006). Em Asteraceae rizóforos já foram descritos para *Vernonia psilophylla*, *V. linearifolia* (MENEZES et al., 1979), *V. linearis*, *V. psilophylla*, *V. sessilifolia* (SAJO & MENEZES, 1986), *V. herbacea* e *V. platensis* (HAYASHI & APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005).

Os xilopódios, inicialmente descritos por Lindman (1906) são estruturas subterrâneas lenhosas, que podem ser tanto radiculares, caulinares ou ambos, que se originam do hipocótilo e/ou raiz primária (APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003). Possuem diversidade de formas e

possuem desenvolvimento dependente das condições ambientais ou geneticamente determinado (RIZZINI & HERINGER, 1961). Diversas espécies já foram estudadas em Asteraceae e que possuem xilopódio como sistema subterrâneo como, *V. grandiflora* (HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2007), *V. elegans* e *V. megapotamica* (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011), *Calea verticillata* (Klatt) Pruski e *Isostigma megapotamicum* (VILHALVA e APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a), *Chromolaena squalida* (DC.) K&R, *Pterocaulon angustifolium* DC., *Lessingianthus bardanoides* (Less.) H. Rob. e *Lessingianthus glabratus* (Less.) H. Rob. (APPEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008a).

Os xilopódios caracterizam-se por sua alta capacidade gemífera (RIZZINI & HERINGER, 1961; 1962), auto enxertia de eixos caulinares, consistência seca e dura, predominância de tecidos lenhosos e sem células de armazenamento (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003). Geralmente os xilopódios estão associados a raízes tuberosas, que são estruturas típicas de reserva (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000, MILANEZ & MORAES-DALLAQUA, 2003, APPEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008).

As raízes tuberosas possuem consistência, em geral, carnosa e macia associada a sua função de reserva, diferentemente dos xilopódios, são órgãos de reserva cuja tuberização envolve a proliferação de parênquima para o armazenamento (RIZZINI & HERINGER, 1961). Em Asteraceae a tuberização de raízes envolveu atividade cambial em *Gyptis lanigera* (Asteraceae) produzindo grande quantidade de parênquima vascular (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000; APPEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008a). Enquanto que em *Vernonia brevifolia* (HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2007) e *Vernonia oxylepis* (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006) ocorre a proliferação do periciclo e em *Smalanthus sonchifolius* a tuberização resulta da proliferação do parênquima cortical (MACHADO et al., 2004).

Xilopódios associados a raízes tuberosas são comuns em plantas do Cerrado, tais como observados em *Lessingianthus bardanoides*, *L. glabratus*, *Pterocaulon angustifolium* e *Vernonia grandiflora* (HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2007), *Vernonia oxylepis* (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006).

Outros dois tipos muito comuns de sistemas subterrâneos são as raízes gemíferas e sóboles. Ambos caracterizam-se como sistemas subterrâneos difusos, com crescimento superficial e paralelo à superfície do solo, encontrado em espécies de arbustos e árvores do Cerrado. Os sistemas difusos de estrutura caulinar são os ‘sóboles’ e os de estrutura radicular são as raízes gemíferas como em *Piptocarpha rotundifolia* (ACHUTTI, 1978).

Dentre os principais tipos de reservas encontrados em sistemas subterrâneos, destacam-se os frutanos. Estes são carboidratos encontrados em diversos grupos de plantas sendo considerada a principal fonte energética em espécies de Asteraceae do Cerrado (FIGUEIREDO-RIBEIRO et al., 1986; DIETRICH & FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1985; TERTULIANO & FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993; TERTULIANO, 1995).

Além de atuarem como compostos de reserva os frutanos podem estar relacionados ao controle da osmorregulação devido às rápidas relações de polimerização e despolimerização (DIETRICH & FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1985; FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993; VIJN & SMEEKENS, 1999), tolerância das plantas a estresses ambientais como baixas temperaturas (HENDRY, 1987; PONTIS, 1989; FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993; LIVINGSTON & HENSON, 1998; VIJN & SMEEKENS, 1999; BRAVO et al., 2001; ALBERDI et al., 2002) e seca (VIJN & SMEEKENS, 1999).

A elevada quantidade de frutanos em plantas do Cerrado e as variações no seu conteúdo e composição através das fases fenológicas sugerem que tais carboidratos contribuam para as características adaptativas de plantas sujeitas a condições ambientais desfavoráveis comuns no cerrado, tais como restrição hídrica, solos oligotróficos, elevadas temperaturas e passagens do fogo (FIGUEIREDO-RIBEIRO et al., 1991).

Em Asteraceae estudos com sistemas subterrâneos têm sido realizados analisando a morfoanatomia, ultraestrutura, histoquímica, ontogenia e estruturas secretoras (MELO-DE-PINNA & MENEZES 2003; MACHADO et al. 2004; HAYASHI & APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005; VILHALVA & APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a;b; HAYASHI & APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2007; CURY, 2008; APEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008; APEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008; CURY & APEZZATO-DA-GLÓRIA, 2009; APEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011; VILHALVA et al., 2011, JAREGUI et al., 2012). A ocorrência de estruturas secretoras nos sistemas subterrâneos é ressaltada por APEZZATO-DA-GLÓRIA et al. (2008b) como importante fator taxonômico, além de poder constituir estratégias de defesa contra herbivoria.

3. JUSTIFICATIVA

As espécies vegetais apresentam diversas estratégias para se estabelecerem em ambientes com condições adversas. Essas estratégias podem ser evidenciadas a partir de estudos de diversas naturezas e possibilita a compreensão dos recursos adaptativos desenvolvidos pelas plantas em condições de estresse hídrico, sazonalidade climática e restrição nutricional próprios do Cerrado.

Partindo desse intuito o presente trabalho pretende compreender como as espécies selecionadas se comportam frente a essas condições, além disso, pesquisas com estas propostas são importantes para agregar conhecimentos sobre a flora local e, principalmente, na proposição de ações para manejo e conservação.

4. BIBLIOGRAFIA

ACHUTTI, M. H. C. Aspectos morfológicos e anatômicos dos sistemas aéreo e subterrâneo e o óleo essencial das folhas de *Piptocarpha rotundifolia* (Less.) Baker (Compositae). São Paulo, 212p. **Tese de Doutorado** – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo. 1978.

ALBERDI, M.; BRAVO, L.A.; GUTIÉRREZ, A.; GIDEKEL, M.; CORCUERA, L.J. Ecophysiology of Antarctic vascular plants. **Physiologia Plantarum**, v. 115, n. 4, p. 479- 486. 2002.

ALMEIDA, A. M.; FONSECA, C. R.; PRADO, P. I.; ALMEIDA-NETO, M.; DINIZ, S.; KUBOTA, U.; BRAUN, M. R.; RAIMUNO, R. L. G.; ANJOS, L. A.; MENDONÇA, T. G.; FUTADA, S. M. & LEWINSOHN, T. M. Diversidade e ocorrência de Asteraceae em cerrados de São Paulo. **Biota Neotropica**, v. 5, p. 1-17. 2005.

ALVIN, P. T. & ARAÚJO. W. A. El suelo como fator ecológico en el desarrollo de la vegetation en el centro- oeste de Brasil. **Turrialba**, v. 2, p. 153-160. 1952.

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.

ANDERSON, L.C. & CREECH, J.B. Comparative leaf anatomy of *Solidago* and related Asteraceae. **American Journal of Botany**, v. 62, n. 5, p. 486-493. 1975.

ANDREATA, R. H. P.; MENEZES, N. L. Morfoanatomia do embrião, desenvolvimento pós-seminal e origem do rizóforo de *Smilax quinquenervia* Vell. (Smilacaceae). **Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo**, v. 18, p. 39-51, 1999.

APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. **Morfologia de sistemas subterrâneos**: histórico e evolução do conhecimento no Brasil. Editora Alexandre Sene Pinto, Ribeirão Preto. 2003.

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 Torrey Botanical Society**, v. 135, 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.

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. 981–92, set. 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.

ARIAS, R. L. Estudo morfoanatômico em espécies de *Lynchnophora* Mart. (Asteraceae) dos campos a rupestres do Brasil. 1995. 89 p. **Tese de Doutorado** - Universidade de São Paulo, São Paulo, 1995.

BARUCH, Z; PATTISON, R. R. & GOLDSTEIN, G. Responses to light and water availability of four invasive Melastomataceae in the Hawaiian Islands. **International Journal of Plant Science**, v. 161, n. 1, p. 107-118. 2000.

BOEGER, M. R. T.; ALVES, L. C. & NEGRELLE, R. R. B. Leaf morphology of 89 tree species from a lowland tropical rain forest (Atlantic Forest) in south Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 47, n. 6, p. 933-943. 2004.

BRAVO, L.A.; ULLOA, N.; ZUÑIGA, G.E.; CASANOVA, A.; CORCUERA, L.J.; ALBERDI, M. Cold resistance in Antarctic angiosperms. **Physiologia Plantarum**, v. 111, n. 1, p. 55-65. 2001.

BREMER, K. **Asteraceae**: Cladistics and Classification. Timber Press, Portland. 1994.

BUCCI, S. J., GOLDSTEIN, G., MEINZER, F. C., FRANCO, A. C., CAMPANELLO, P. & SCHOLZ, F. G. 2005. Mechanisms contributing to seasonal homeostasis of minimum leaf water

potential and predawn disequilibrium between soil and plant water potential in Neotropical savanna trees. **Trees**, v. 19, n. 3, p. 296-304.

CÂMARA, I. P. **Conservação dos Cerrados**. In: MONTEIRO, S.; CAZ, L. (Eds.) Cerrado: vastos espaços. Rio de Janeiro: Alumbramento/Livroarte, p. 45-49, 1993.

CARLQUIST, S. Anatomy of Guayana Mutisieae. **Memoirs of the New York Botanical Garden**, v. 9, p. 441–475. 1957.

CARLQUIST, S. Wood anatomy of Helenieae (Compositae). **Tropical Woods**, v. 111, p. 19-39. 1959.

CORRÊA, P.G.; PIMENTEL, R.M.M.; CORTEZ, J.S.A.; XAVIER, H.S. Herbivoria e anatomia foliar em plantas tropicais brasileiras. **Ciência e Cultura**, São Paulo, v. 60, p. 54-57, 2008.

COUTINHO, L. M. As queimadas e seu papel ecológico. **Brasil Florestal** 10: 15-23. 1980.

CRONQUIST, A. **An integrated system of classification of flowering plants**. New York: Columbia University Press. Détiene, 1981.

CURY, G. Sistemas subterrâneos de Asteraceae do Cerrado paulista: abordagens anatômica, ecológica e reprodutiva. **Tese de Doutorado**. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ/USP), Piracicaba, SP, 2008.

CURY, G.; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Internal secretory spaces in thickened underground systems of Asteraceae species. **Australian Journal of Botany**, v. 57, p. 229–239, 2009.

DEL-VECHIO-VIEIRA, G. et al. Caracterização morfoanatômica de *Ageratum fastigiatum* (Asteraceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.18, p.769-76. 2008.

DIETRICH, S.M.C. & FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C.L. Organos subterrâneos y propagacion vegetativa em plantas de los cerrados brasileiros. **Medio Ambiente**, v. 7, p. 45-52. 1985.

DONG M. & PIERDOMINICI M. G. Morphology and growth of stolons and rhizomes in three clonal grasses, as affected by different light supply. **Vegetatio**, v. 116, p. 25-32. 1995.

EITEN, G. The cerrado vegetation of Brazil. **Botanical Review**, v. 38, p. 201-349. 1972.

EITEN. Vegetation of Brazilia. **Phytocoenologia**, v. 12, p. 271-292. 1984.

ESAU, K. **Anatomia das plantas com sementes**. São Paulo, Edgard- Blücher. 1976.

FALCONER, D. S. **Introduction to quantitative genetics**. Hongman Sei & Tech, New York. 1989.

- FALEIRO, W. Morfologia foliar em plantas de cinco fisionomias de cerrado do Parque Estadual da Serra de Caldas Novas, GO. **Unimontes Científica**, v. 8, n. 1, p. 107–116, 2006.
- FELIPPE, G. M. & ALENCASTRO, F.M.M. Contribuição ao estudo da nervação foliar das Compositae dos cerrados I- Tribos Helenieae, Helianthae, Inulae, Mutisae, Senecionae. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 38, p. 125-157. 1966.
- FIGUEIREDO-RIBEIRO, R. C. L.; DIETRICH, S. M. S.; CHU, E. P.; CARVALHO, M. A. M.; VIEIRA, C. C. J. ; GRAZIANO, T. T. Reserve carbohydrates in underground organs of native Brazilian plants. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 9, p.159-166; 1986.
- FIGUEIREDO-RIBEIRO, R. C. L., ISEJIMA, E. M., DIAS-TAGLIA-COZZO, G. M., CARVALHO, M. A. M., DIETRICH, S. M. C. The physiological significance of fructan accumulation in Asteraceae from the Cerrado. **Ciência e Cultura**, v. 43, p. 443–446. 1991.
- FRANCO, A. C. **Ecophysiology of woody plants**. In OLIVEIRA, P. S. & MARQUIS. R. J. (Eds.) The cerrados of Brazil: Ecology and natural history of a neotropical savanna. pp. 178-197. Columbia University Press, New York. 2002.
- FRANCO, A. C., BUSTAMANTE, M., CALDAS, L. S., GOLDSTEIN, G., MEINZER, F. C., KOZOVITS, A. R., RUNDEL, P. & CORADIN, V. T. R. Leaf functional traits of Neotropical savanna trees in relation to seasonal water deficit. **Trees**, v. 19, p. 326-335. 2005.
- FUNK, V. A., BAYER, R. J., KEELEY, S., CHAN, R., WATSON, L., GEMEIN- HOLZER, 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.
- FURLEY P. A. **Edaphic changes at the forest-savanna boundary with particular reference to the neotropics**. Nature and Dynamics of Forest–Savanna Boundaries (P.A. Furley, J. Proctor e J.A. Ratter, eds.), pp. 91–115. Chapman e Hall, London. 1992.
- FUZETO, A. P.; LOMÔNACO, C. Potencial plástico de *Cabralea canjerana* subsp. *polytricha* (Adr. Juss.) Penn. (Meliaceae) e seu papel na formação de ecótipos em áreas de cerrado e vereda, Uberlândia, MG. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 4, n. 1987, p. 169–176, 2000.
- GARDONI, L. C. P.; ISAIAS, R. M. S.; VALE, F. H. A. Morfologia e anatomia foliar de três morfotipos de *Marctia taxifolia* (A. St. Hil.) DC. (Melastomataceae) na Serra do Cipó, MG. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 30, p. 487-500. 2007.
- 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.

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

GUIMARÃES, L. D; SILVA, M. A. D; ANACLETO, T. C. **Natureza Viva Cerrado: Caracterização e Conservação**. Goiânia, GO, Brasil. 1ª ed., Editora UCG. 2006.

HAMMERSCHMIDT, R. Phenols and plant-pathogen interactions: The saga continues. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, Michigan, v. 66, n. 3, p. 77-78, 2005.

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.

HANDRO, W.; CAMOS, J. F. B. DE M.; OLIVEIRA, Z. M. Sobre a anatomia foliar de algumas Compostas dos Campos Rupestres. **Ciência e Cultura**, v. 22, p. 107-126. 1970.

HENDRY, G. A. F. Evolutionary origins and natural fractions of fructans: a climatological, biogeographic and mechanistic appraisal. **New Phytologist**, v. 123, p. 3-14. 1993.

HIND, D. J. N. A checklist of the Brazilian Senecioneae (Compositae). *Kew Bulletin*, Kew, Richmond, Surrey. **Kew bulletin**. v. 48, n. 2, p. 279-295. 1993.

HOFFMANN, W. A.; FRANCO, A. C.; MOREIRA, M. Z. & HARIDASAN, M. Specific leaf area explains differences in leaf traits between congeneric savanna and forest trees. **Functional Ecology**, v. 19, p. 932-940. 2005.

JACKSON, P. C.; MEINZER, F. C.; BUSTAMANTE, M.; GOLDSTEIN, G.; FRANCO, A. C.; RUNDEL, P. W.; CALDAS, L. S.; IGLER, E. & CAUSIN, F. Partitioning of soil water among tree species in a Brazilian Cerrado. **Tree Physiology**, v. 19, p. 717-724. 1999.

JUDD, W. S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOG, E. A.; STEVENS, P. F.; DONOGHUE, M. J. **Plant Systematics: a phylogenetic approach**, 3ª ed. Sinauer Associates, INC Publishers, Sunderland, Massachusetts, USA. 2008.

JAREGUI, D., GARCÍA, L., TORRECILLA, P., LAPP, M. Caracterización anatómica de los órganos vegetativos de *Oxycarpha suaedifolia* S. Blake (Asteraceae), especie endémica de la planicie xerofítica costera del Estado Falcón (Venezuela). *Universidad Central de Venezuela. Ernstia*, v. 22, p. 61-77. 2012.

- JUSTO, C. F., SOARES, A. M., GAVILANES, M. L. & CASTRO, E. M. Plasticidade anatômica das folhas de *Xylopia brasiliensis* Sprengel (Annonaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 19, n. 1, p. 111-123, 2005.
- LLANA, V. H.; LLANA, M. DEL C.; BILLARD, C.; ELIZALDE, J. H. I. Brotación de rizomas de *Eryngium horridum* Malme (Apiaceae) durante un ciclo anual. **Revista de la Facultad de Agronomía**, v. 105: 1-10. 2004.
- LERSTEN, N. R.; CURTIS, J. D. Systematics and Evolution Laminar hydathodes in Urticaceae: survey of tribes and anatomical observations on *Pilea pumila* and *Urtica dioica*. **Plant Systematics and Evolution**, v. 176, p. 179–203, 1991.
- LINDMAN, C. A. M. **A vegetação no Rio Grande do Sul**. Loefgren, Porto Alegre. 1906.
- LIVINGSTON, D., HENSON, C. A. P. Apoplastic sugars, fructans, fructan-exohydrolase and invertase in winter oat: responses to second-phase cold hardening. **Plant Physiology**, v. 116, p. 403–408. 1998.
- 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.
- MACHADO, S. R., OLIVEIRA, D. M. T., DIP, M. R., MENEZES, N. L. Morfoanatomia do sistema subterrâneo de *Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Robinson (Asteraceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 27, p. 115–123. 2004.
- MARIMON JÚNIOR, B. H. & HARIDASAN, M. Comparação da vegetação arbórea e características edáficas de um cerradão e um cerrado *sensu stricto* em áreas adjacentes sobre solo distrófico no leste de Mato Grosso, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 19, p. 913-926. 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 JÚNIOR, J. C. F.; BONA, C.; CECCANTINI, G. Anatomia foliar de *Copaifera langsdorffii* Desf. (Leguminosae): interpretações ecológicas em diferentes condições edáficas de Cerrado. **Biotemas**, v. 25, n. 4, p. 29–36, 2012.
- MELO-DE-PINNA, G. F. A.; MENEZES, N. L. Meristematic endodermis and secretory structures in adventitious roots of *Richterao* Kuntze (Mutisieae-Asteraceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 26, n. 1, p. 1–10, 2003.

- MELO-DE-PINNA, G. F. A. Anatomia foliar de *Richterago* Kuntze (Mutisieae, Asteraceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 18, n. 3, p. 591-600. 2004.
- MENEZES, N. L., MULLER, C., SAJO, M. D. G., Um novo e peculiar tipo de sistema subterrâneo em espécies de *Vernonia* da Serra do Cipó (Minas Gerais, Brasil). **Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo**, v. 7, p. 33–38. 1979.
- 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. 213–26, jun. 2006.
- MENEZES, N. L. DE; MULLER, C.; SAJO, M. D. G. Um novo e peculiar tipo de sistema subterrâneo em espécies de *Vernonia* da Serra do Cipó (Minas Gerais, Brasil). **Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo**, v. 7, p. 33–38, 1979.
- METCALFE, C. F. & CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**: leaves, stem and wood in relation to taxonomy with notes on economic uses. v. 2, Oxford: Clarendon Press. 724p. 1950.
- 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.
- MIRANDA, H.S., BUSTAMANTE, M. & MIRANDA, A.C. **The fire factor**. In The cerrados of Brazil (P.S. Oliveira & R.J. Marquis, eds.). Columbia University Press, New York, p.51-68. 2002.
- MIRANDA, H. S.; SATO, M. N.; ANDRADE, S. M. A.; HARIDASAN, M. & MORAIS, H. C. **Queimadas de Cerrado**: caracterização e impactos. In Cerrado: ecologia e caracterização (Aguiar, L. M. S. & Camargo, A. J. A., eds.). EMBRAPA Cerrados, Planaltina, DF, p.69-123. 2004.
- MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C. G.; FONSECA, G. A.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n. 6772, p. 824–853. 2000.
- NANI, M. S. & SARAVANAN, J. M. **Pollination Ecology and Evolution in Compositae (Asteraceae)**. Science Publishers, inc. U.S.A. 159p. 1999.
- OLIVEIRA, A. F. M., MEIRELLES, S. T. & SALATINO, A. Epicuticular waxes from caatinga and cerrado species and their efficiency against water loss. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 75, n. 4, p. 431-439. 2003.
- OLIVEIRA, P. E. **Fenologia e biologia reprodutiva das espécies de Cerrado**. In Cerrado: ambiente e flora. (S. M. Sano & S.P. Almeida, eds.). EMBRAPA - Cerrados, Planaltina, p.169-188. 2008.

- PAVIANI, T. I. Anatomia vegetal e cerrado. **Ciência e Cultura**, v. 30, 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, p. 399-405. 1987.
- PIRANI, F. R.; SANCHEZ, M.; PEDRONI, F. Fenologia de uma comunidade arbórea em cerrado. **Acta Botanica Brasilica**, v. 23, n. 4, p. 1096–1109, 2009.
- RAUNKIAER, C. **The life forms of plants and statistical plant geography**. New York, Arno. 1934.
- PONTIS, H. G. Fructans and cold stress. **Journal of Plant Physiology**, v. 134, n. 2, p.148- 150, 1989.
- REICH, P. B. Reconciling apparent discrepancies among studies relating life span, structure and function of leaves in contrasting plant life forms and climates: “the blind men and the elephant retold”. **Functional Ecology**, v. 7, p. 721-725. 1993.
- RIBEIRO, J. F; WALTER, B. M. T. **Fitofisionomias do bioma Cerrado**. In: Sano, S.M; Almeida, S. P. (Eds.). Cerrado ambiente e flora. Planaltina: Embrapa, p.120-124. 1998.
- RIBEIRO, S.P; CORRÊA, T.L. & SOUSA, H.C. Microscopic variability in mechanical defence and herbivory response in microphyllous leaves of tropical herb species from Serra do Cipó, Brazil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 33, n. 2, p. 237-246. 2010.
- RIZZINI, C.T. **Tratado de fitogeografia do Brasil: aspectos ecológicos**. São Paulo, Hucitec/Edusp. 1979.
- RIZZINI, C. T., HERINGER, E. P. Underground organs of plants from some southern Brazilian savannas with special reference to the xylopodium. **Phyton**, v. 17, p. 105-124. 1961.
- 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, p. 235-247. 1962.
- 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.1-13, 1997.
- ROCHA FILHO, L. C. DA; LOMÔNACO, C. Variações fenotípicas em subpopulações de *Davilla elliptica* A. St.-Hill. (Dolleniaceae) e *Byrsonima intermedia* A. Juss. (Malpighiaceae) em uma área de transição cerrado-vereda. **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, n. 3, p. 719–725, 2006.

- ROMERO, R. & NAKAJIMA, J. N. Espécies endêmicas do Parque Nacional da Serra da Canastra, Minas Gerais. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 22, n. 2, p. 259–265. 1999.
- 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.
- SAJO, M. G. Estudo dos órgãos vegetativos de *Vernonia* Scrb (Compositae) da Serra do Cipó (MG). **Dissertação de Mestrado**. Universidade de São Paulo, São Paulo, SP. 50p. 1982
- SAJO, M. G., MENEZES, N. L. Origem e crescimento do rizóforo em espécies de *Vernonia* Scrb. (Compositae), da Serra do Cipó, MG. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 46, p. 197-202. 1986.
- SARMIENTO, G. **The ecology of neotropical savannas**. Harvard University Press, Cambridge. 1984.
- SARMIENTO, G. & MONASTERIO, M. **Life forms and phenology**. In *Ecosystems of the World: tropical savannas* (F. Bouliere, ed.). Elsevier, Amsterdam, p.79-108. 1983.
- SILVÉRIO, D. V.; LENZA, E. Fenologia de espécies lenhosas em um cerrado típico no Parque Municipal do Bacaba, Nova Xavantina, Mato Grosso, Brasil. **Biota Neotropica**, v. 10, n. 3, p. 205–216, 2010.
- 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.
- SOUZA, V.C.; LORENZI, H. **Botânica sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II**. Nova Odessa, SP : Instituto Plantarum. 2008.
- TERTULIANO, M. F. Frutanos como recurso natural do cerrado. São Paulo, 85p. **Dissertação de Mestrado** – Universidade de São Paulo. 1995.
- THOMPSON, J. D. Phenotypic plasticity as a component of evolutionary change. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 6, n. 8, p. 246–9. 1991.
- VIJN, I.; SMEEKENS, S. Fructan: More Than a Reserve Carbohydrate? **Plant Physiology**, v. 120, p. 351–359, 1999.
- 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, p. 46-52. 2011.

VILHALVA, D. A. A.; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Morfo-anatomia 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 Botanica Brasilica**, v. 20, n. 3, p. 591–598, 2006b.

WALTER, B. M. T. Fitofisionomias do bioma Cerrado: síntese terminológica e relações florísticas. **Tese de Doutorado**. Universidade de Brasília, Brasília, DF. 2006.

WHITTAKER R.H. **Communities and Ecosystems** (2nd ed.). Macmillan, New York. 1975.

CAPÍTULO I

MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS AÉREOS DE *Ichthyothere mollis*
Baker. E *Jungia floribunda* Less. OCORRENTES NO CERRADO RUPESTRE DO ESTADO
DE GOIÁS

RESUMO

MORFOANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS AÉREOS DE *Ichthyothere mollis* Baker. E *Jungia floribunda* Less. OCORRENTES NO CERRADO RUPESTRE DO ESTADO DE GOIÁS. As variações ambientais no cerrado rupestre são diversas, tais como sazonalidade climática com períodos prolongados de seca, ocorrência de fogo, solos pobres em nutrientes e baixa umidade. Foram coletadas amostras de folhas totalmente expandidas e caule de *Ichthyothere mollis* Baker. e *Jungia floribunda* Less. com o objetivo de analisar a anatomia, histoquímica e fitoquímica, bem como avaliar quantitativamente variações em características anatômicas foliares em função da sazonalidade climática do ambiente onde as espécies ocorrem. As coletas foram realizadas na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo” situada no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD), localizado nos municípios de Mossâmedes, Goiás e Buriti de Goiás, durante as estações seca e chuvosa, e submetidas às técnicas usuais em anatomia vegetal. Foram identificadas características comuns às duas espécies, tais como cutícula delgada, estrias epicuticulares, tricomas tectores e glandulares, estômatos anisocíticos e anomocíticos, mesofilo dorsiventral, feixes colaterais, canais secretores e hidatódios. Por outro lado, *I. mollis* possui folhas anfiestomáticas e *J. floribunda* folhas hipoestomáticas e drusas. Testes histoquímicos evidenciaram compostos fenólicos e substâncias lipofílicas em ambas as espécies. Algumas características observadas podem estar relacionadas à adaptação dessas plantas ao cerrado rupestre. A análise quantitativa de parâmetros anatômicos possibilitou verificar que as espécies apresentaram plasticidade.

Palavras-chave: Anatomia quantitativa, estruturas secretoras, histoquímica, esclerofilia, compostos fenólicos.

ABSTRACT**MORPHO-ANATOMY OF THE AERIAL VEGETATIVE ORGANS OF *Ichthyothere mollis* Baker. E *Jungia floribunda* Less. FROM THE CERRADO RUPESTRE OF GOIÁS.**

Ichthyothere mollis Baker. and *Jungia floribunda* Less. (Asteraceae) are species found in *cerrado rupestre*. Environmental changes in this vegetation are diverse, such as seasonality with prolonged periods of drought, fires, nutrient-poor soils and low humidity. *I. mollis* and *J. floribunda* samples of fully expanded leaves and stem were collected with the aim of analyzing the anatomy, histochemistry and phytochemistry as well as evaluate quantitatively foliar anatomical variations in due to the seasonality of the environment where the species occur. The collections were made in the Reserva Biológica Prof. José Ângelo Rizzo of Universidade Federal de Goiás, located in the Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) located in the municipalities of Mossâmedes, Goiás and Buriti de Goiás, during the dry and rainy seasons, and subjected to the usual techniques in plant anatomy. Features common to both species were identified, such as thin cuticle, epicuticular striations, tector and glandular trichomes, anisocytic and anomocytic stomata, dorsiventral mesophyll, secretory ducts, collateral vascular bundles and hydathodes. Otherwise, *I. mollis* has amphistomatic leaves and *J. floribunda* hypostomatic leaves and druses. Histochemical tests reveal phenolic compounds and lipophilic substances in both species. Some features observed may be related to the adaptation of these plants to *cerrado rupestre*. Quantitative analysis enabled us to verify that the species showed plasticity.

Key words: Quantitative anatomy, secretory structures, histochemistry, sclerophylly, phenolic compounds.

1. INTRODUÇÃO

O Cerrado destaca-se como um importante bioma com grande diversidade de fitofisionomias, desde formações florestais a savânicas e campestres, que ocupava originalmente cerca de 25% do território brasileiro (RIBEIRO & WALTER, 1998; RATTER & OLIVEIRA-FILHO, 2002). Possui vasta riqueza florística sendo inclusive considerado como a flora mais diversificada entre as savanas mundiais (KLINK & MACHADO, 2005), característica relacionada a ampla extensão territorial, cerca de dois milhões de km² (AMARAL, 2006), heterogeneidade de formações vegetais, ocupação de diferentes bacias hidrográficas e grande variedade edáfica que dão suporte a diversos tipos de ecossistemas.

Os indivíduos da família Asteraceae são alguns dos mais frequentes no bioma Cerrado, com destaque para os vegetais herbáceos e subarbustivos (ALMEIDA et al., 2005; SALGADO-LABOURIAU, 2005). As plantas *Ichthyothere mollis* Baker. (Tribo Helianthae, Subtribo Milleriinae) e *Jungia floribunda* Less. (Tribo Mutisieae, Subtribo Nassauviinae) são alguns dos representantes deste bioma (NAKAJIMA & SEMIR, 2001; DEBLE et al. 2012).

A presença de estômatos anomocíticos, canais secretores, caules herbáceos com feixes colaterais acompanhados por fibras, endoderme com estrias de Caspary e grãos de amido são algumas características anatômicas destacadas por Metcalfe & Chalk (1950) como sendo constantes para as Asteraceae. Quando relacionadas ao ambiente de ocorrência, Handro et al. (1970) destaca a presença de caracteres xeromórficos em indivíduos desta família, tais como, cutícula e parede periclinal externa das células epidérmicas espessadas, mesofilo compacto e isobilateral, secreção no mesofilo ou epiderme e abundância de esclerênquima. Diversos trabalhos consideram este tipo de informação para subsidiar estudos morfogênicos, fisiológicos, ecológicos, taxonômicos e evolutivos (CARLQUIST, 1957; 1959; FELLIPE & ALENCASTRO, 1966; ANDERSON & CREECH, 1975; SAJO, 1982; ARIAS, 1995; MELO-DE-PINNA, 2004; MARTINS et al., 2006; DEL-VECHIO-VIEIRA et al., 2008).

Diferentes tipos de estruturas secretoras e metabólitos secundários em Asteraceae já foram evidenciados em vários trabalhos (HUNTER & AUSTIN, 1967; ALENCASTRO, 1973; METCALFE & CHALK, 1983; EMERENCIANO, 1985; LERSTEN & CURTIS, 1985; CASTRO et al., 1997; EMERENCIANO et al., 1997; MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003; BUDEL et al. 2004; MARTINS 2005; SMILJANIC 2005; STEFANELLO, 2006; BUDEL & DUARTE, 2007; ANDERBERG et al., 2007; APPEZZATO-DA-GLORIA et al., 2008b; CURY & APPEZZATO-DA-GLORIA, 2009; ARAOZ, 2010; GOTT, 2010).

Inúmeros estudos destacam a influência de fatores abióticos no crescimento e desenvolvimento de plantas ocorrentes no cerrado (FUZETO & LOMÔNACO, 2000; FRANCO et al., 2005; HOFFMAN et al., 2005; MARIMON & HARIDASAN, 2005; FALEIRO, 2006; ROCHA FILHO & LOMÔNACO, 2006; GOBBO-NETO & LOPES, 2007; SOMAVILLA & GRACIANO-RIBEIRO, 2011) o que demonstra a importância desse tipo de pesquisa que relaciona o mecanismo de sobrevivência, reprodução e preservação de populações de plantas em diferentes circunstâncias.

As plantas ocorrentes no Cerrado, devido às condições ambientais intrínsecas desse bioma, tendem a apresentar plasticidade fenotípica em resposta a condições que estão submetidas (FUZETO & LOMÔNACO, 2000). De acordo com Falconer (1989) a plasticidade fenotípica é provocada pela interação entre o ambiente e o genótipo significando, portanto, qualquer tipo de variação fenotípica induzida pelo ambiente.

Dessa forma, entender como as espécies nativas do cerrado respondem às pressões de seleção, pode auxiliar na elaboração de estratégias mais eficazes no manejo e conservação de áreas cuja heterogeneidade ambiental tenha maior influência na ocorrência de variabilidades (THOMPSON, 1991; ROCHA FILHO & LOMÔNACO, 2006).

O presente trabalho teve por objetivo descrever a morfoanatomia, mensurar parâmetros anatômicos foliares quantitativos e investigar a ocorrência de metabólitos secundários nos órgãos vegetativos aéreos de *Ichthyothere mollis* Baker. e *Jungia floribunda* Less., visando identificar caracteres relacionados a adaptações e/ou tolerância das espécies ao cerrado rupestre.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Área de estudo

As coletas foram realizadas em uma área de cerrado 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 Buriti de Goiás. A altitude da Serra Dourada varia de 726 m a 900 m, as coordenadas geográficas variam de 16°06'02" - 16°03'52" S e 50°10'59" – 50°10'12" W.

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

2.2. Coleta do material vegetal

As análises anatômicas foram realizadas em três amostras de plantas inteiras em fase vegetativa coletadas durante as estações seca (maio/2012) e chuvosa (novembro/2012). Foram coletados ramos férteis para a montagem das exsiccatas que estão depositadas no Herbário da UFG sob números de registro UFG48187 e UFG48186, para *Ichthyothere mollis* Baker. e *Jungia floribunda* Less, respectivamente. A identificação do material botânico foi realizada pelo especialista Dr. Aristônio Magalhães Teles.

As amostras foram transportadas para o Laboratório de Anatomia Vegetal do Departamento de Botânica do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Goiás (UFG) para o processamento conforme as técnicas usuais para as análises em microscopia fotônica; Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução – LABMIC/IF/UFG para o processamento conforme as técnicas para análise em microscopia eletrônica de varredura e ao Laboratório de Pesquisa em Produtos Naturais da Faculdade de Farmácia da UFG para realização da prospecção fitoquímica.

2.3. Caracterização morfológica

A análise morfológica das espécies foi realizada através de observações no local de coleta, registro fotográfico e em laboratório com auxílio de microscópio estereoscópico.

2.4. Análise anatômica

Do material coletado em campo foram retiradas amostras de folhas completamente expandidas provenientes do 2º ao 5º nós, abaixo do ramo floral no sentido ápice-base, e do 1º entrenó abaixo do ramo floral e do entrenó da região basal de três indivíduos das espécies selecionadas. Os fragmentos da lâmina foliar (terços apical, médio e basal) e dos entrenós foram fixados em FAA 70 (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 ou mistura de Karnovsky (KARNOVSKY, 1965), por 24 horas. Posteriormente os fragmentos foram transferidos para etanol 70%.

Foram realizadas secções transversais e longitudinais a mão livre e com auxílio de micrótomo de mesa; a seguir clarificadas com água sanitária, lavadas em água destilada e

submetidas à dupla coloração fucsina básica aquosa a 0,1% e azul de astra 0,3% (3:1 v/v) (ROESER, 1972; KRAUS, et al. 1998). As secções foram montadas entre lâmina e lamínula utilizando-se glicerina 50%.

Para a confecção das lâminas permanentes as amostras foram desidratadas em série etílica, incluídas em resina plástica (Leica[®] Historesin) para a obtenção dos blocos. Estes foram seccionados com auxílio de micrótomo rotativo Leica[®] RM2245, com lâmina descartável de tungstênio TC-65, as secções foram submetidas à coloração em azul de toluidina em tampão McIlvaine, pH 4,0 (VIDAL, 1977) e posteriormente montadas entre lâmina e lamínula utilizando-se verniz vitral Acrilex[®] (PAIVA et al., 2006).

A análise da epiderme, em vista frontal, foi realizada em fragmentos do terço médio da lâmina foliar submetidos à diafanização, seguida de coloração em safranina aquosa 50% e montagem em glicerina 50% (JOHANSEN, 1940).

As principais classes de metabólitos presentes no material analisado foram investigadas, em secções de três amostras de folhas e entrenós recém-coletados, não fixados, obtidos a mão livre e utilizando os testes histoquímicos conforme a tabela 1.

Tabela 1. Testes histoquímicos utilizados para identificar as principais classes de metabólitos nos órgãos vegetativos aéreos de *Ichthyothere mollis* Baker. e *Jungia floribunda* Less.

Metabólitos	Em luz visível
Lipídios totais	Sudan Black B (JENSEN, 1962) Sudan IV (SASS, 1951) Steinmetz (COSTA, 1970)
Compostos fenólicos gerais	Dicromato de Potássio (GABE, 1968) Cloreto Férrico (JOHANSEN, 1940) Sulfato Ferroso em Formalina (JOHANSEN, 1940) Flurogluciol acidificado (JOHANSEN, 1940) Steinmetz (COSTA, 1970)
Amido	Lugol (JOHANSEN, 1940) Cloreto de Zinco Iodado (KRAUS & ARDUIN, 1997) Steinmetz (COSTA, 1970)
Proteínas totais	Azul de Bromofenol (MAZIA et al., 1953) Azul de Cromassie (FISHER, 1968)
Alcaloides	Reagente de Dittmar (FURR & MAHBERG, 1981)

As fotomicrografias foram realizadas em microscópio Leica® com câmera digital ICC50 e programa de captura de imagem LAD EZ versão 1.8.1.

Para a análise em microscópio eletrônico de varredura (MEV), as amostras foram fixadas 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.

As análises quantitativas foram realizadas em lâminas preparadas com secções transversais (terço médio) e fragmentos da lâmina foliar diafanizados (terços apical, médio e basal) de três folhas provenientes do 2º nó abaixo do ramo floral de três indivíduos coletados em setembro/2012 (estação seca) e janeiro/2013 (estação chuvosa).

Em três folhas, destacadas do 2º nó abaixo do ramo floral, de três indivíduos de cada espécie por estação foram mensuradas a área foliar com auxílio de um medidor modelo Li-Cor 3000. As medidas da altura anticlinal das células da epiderme das faces adaxial e abaxial, espessura total da lâmina foliar, do parênquima paliçádico e lacunoso foram realizadas em secções transversais de três folhas, de três indivíduos de cada espécie por estação (seca e chuvosa) e realizadas três medições de cinco campos aleatórios, sendo a amostra constituída por 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.

A determinação da densidade estomática e de tricomas por mm^2 da superfície foliar adaxial e abaxial foi realizada em material diafanizado. A amostragem foi constituída por três folhas de três indivíduos de cada espécie por estação e foram observados cinco campos aleatórios de cada folha, totalizando 135 campos aleatórios por estação, para cada espécie. As contagens foram realizadas em fotomicroscópio Zeiss, modelo Axioskop, acoplado a câmara clara, segundo a técnica de Labouriau (OLIVEIRA & SALGADO-LABOURIAU, 1961).

O índice estomático foi obtido utilizando 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.

Para as análises estatísticas 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 5%). Para as variáveis sem distribuição normal utilizou-se o teste não-paramétrico “Mann-Whitney”.

2.5. Prospeção fitoquímica

Folhas e caule de plantas em fase vegetativa foram estocados em sacos de papel e mantidos em estufa de ventilação por cerca de três semanas para secagem. Após este período foram trituradas e obtidas aproximadamente 30 gramas de pó, posteriormente armazenado em sacos plásticos e em temperatura ambiente.

Para as análises qualitativas visando investigar a presença de heterosídeos antraquinônicos; heterosídeos digitálicos; heterosídeos flavonoides; taninos; alcaloides e cumarinas foram realizados testes seguindo metodologias descritas por Matos (1994) e Costa (2001) em amostras coletadas em setembro/2012 (estação seca) e janeiro/2013 (estação chuvosa).

Para a determinação do teor de flavonoides foram realizados testes em triplicata utilizando método descrito por Rolim et al. (2005).

3. RESULTADOS

3.1. *Ichthyothere mollis* Baker

3.1.1. Caracterização morfológica

A espécie *Ichthyothere mollis* é herbácea ereta atingindo até 80 cm de altura (Fig. 2A), ramos levemente achatados, estriados, densamente pilosos (Fig. 2B). As folhas são sésseis, opostas cruzadas (Fig. 2B,D), ovais, oblongo-elípticas a obovais, ápice agudo a cuspidado, base obtusa a levemente truncada, margem crenada a serrada, face adaxial esparsamente hirsuta, face abaxial esparsamente a densamente hispida, nervação acródroma basal com quatro nervuras laterais (Fig. 2C).

3.1.2. Anatomia foliar e histoquímica

As folhas são anfiestomáticas com estômatos anisocíticos e anomocíticos, as células epidérmicas possuem paredes anticlinais sinuosas, sendo a sinuosidade mais proeminente na face abaxial (Fig. 3A–B).

Em secção transversal, observa-se a epiderme uniestratificada, sendo as células da face adaxial maiores que as da abaxial (3C-D, 5A-B), as paredes periclinais externas são

espassadas revestidas por cutícula delgada com estrias epicuticulares, os estômatos possuem cristas estomáticas e câmara subestomática relativamente grande, localizam-se no mesmo nível das células epidérmicas em ambas as faces da lâmina foliar (Fig. 3C-D).

As figuras 3E-F mostram estômatos, tricoma tector pluricelular com célula apical afilada e tricomas glandulares nas faces adaxial e abaxial, respectivamente, visualizados em MEV. Foram observados tricomas tectores unisseriados tri a pluricelulares, sendo a célula apical afilada (Fig. 3F-G, 4A-C), ocorrendo em maior densidade na face abaxial (Fig. 4B); tricoma glandular pluricelular, unisseriado com cabeça unicelular recurvado sobre a epiderme (Fig. 3H) e tricoma glandular, de formato globoide, pedúnculo unisseriado com quatro células e cabeça unicelular, em fase secretora a cutícula encontra-se distendida formando amplo espaço subcuticular (Fig. 3I, 4D), localizados no mesmo nível ou em leves depressões da epiderme, ambos ocorrem nas duas faces da lâmina foliar. Na figura 3E são evidenciadas hifas penetrando nos estômatos pelo ostíolo e fungos emergindo do estômato.

O mesofilo é dorsiventral, apresenta parênquima paliçádico formado por uma a duas camadas de células relativamente curtas e parênquima lacunoso com três a cinco camadas de células com prolongamentos braciiformes (Fig. 5A-B).

A nervura central, em corte transversal, possui contorno biconvexo (Fig. 5C) subjacente à epiderme ocorre colênquima angular com duas a três camadas de células em ambas as faces da lâmina foliar; o parênquima cortical constituído por células de tamanho desigual; calotas esclerenquimáticas externamente ao floema e sistema vascular com três a seis feixes vasculares colaterais, sendo o feixe vascular central mais desenvolvido em relação aos feixes vasculares laterais (Fig. 5C-D). Os canais secretores com epitélio unisseriado e lume reduzido ocorrem externos aos feixes vasculares (Fig. 5D – E). Os feixes vasculares de médio e pequeno calibre possuem canais secretores associados ao xilema (Fig. 5B).

O bordo, em secção transversal, possui contorno arredondado e é levemente fletido para a face abaxial (Fig. 5F), com presença de colênquima angular em posição subepidérmica.

Hidatódios foram observados, em material diafanizado, no ápice e na margem da lâmina foliar (Fig. 5G-H).

Os testes histoquímicos evidenciaram cutina nas paredes periclinais externas das células epidérmicas (Fig. 6A), gotas lipofílicas no parênquima clorofiliano (Fig. 6B) e tricoma glandular (6C), compostos fenólicos nas células epidérmicas, parênquima clorofiliano, células epiteliais dos canais secretores e tricoma glandular recurvado sobre a epiderme (Fig. 6D-F). Paredes lignificadas foram registradas nos elementos condutores do xilema e células esclerenquimáticas. Não foram evidenciados amido, alcaloides e proteínas no material analisado.

Os resultados das análises quantitativas realizadas nas folhas de *I. mollis* estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2 – Análise quantitativa de parâmetros anatômicos das folhas de *Ichthyothere mollis* Baker. coletadas nas estações de seca e chuva, no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) do Estado de Goiás.

Parâmetros	Estações do ano			
	Seca		Chuva	
Área foliar (cm ²)	27,81 ± 9,58	a	29,14 ± 5,42	a
AACEAD (µm)	79,27 ± 21,45	a	70,47 ± 21,61	b
AACEAB (µm)	51,60 ± 14,12	a	51,56 ± 12,25	a
EPP (µm)	221,32 ± 57,10	a	200,65 ± 48,01	b
EPL (µm)	425,77 ± 74,90	a	278,14 ± 96,16	b
ETLF (µm)	783,77 ± 101,37	a	679,17 ± 78,86	b
DTAD (número/mm ²)	6,19 ± 0,23	a	6,33 ± 0,47	a
DTAB (número/mm ²)	6,19 ± 0,99	a	6,33 ± 0,87	a
DEAD (número/mm ²)	79,66 ± 2,97	a	67,13 ± 2,00	b
DEAB (número/mm ²)	175,36 ± 4,01	a	96,27 ± 5,21	a
Índice estomático na face adaxial (%)	12,75 ± 5,69	a	7,81 ± 5,52	b
Índice estomático na face abaxial (%)	18,75 ± 4,47	a	17,82 ± 6,98	b

AACEAD = altura anticlinal das células epidérmicas da face adaxial; AACEAB = altura anticlinal das células epidérmicas da face abaxial; EPP = espessura do parênquima paliçádico; EPL = espessura do parênquima lacunoso; ETLF = espessura total da lâmina foliar; DTAD = densidade de tricomas na face adaxial; DTAB = densidade de tricomas na face abaxial; DEAD = densidade de estômatos na face adaxial; DEAB = densidade de estômatos na face abaxial. Média de três plantas por tratamento (seca e chuva). Médias seguidas por letras iguais, não diferem significativamente entre si.

Os parâmetros altura anticlinal das células epidérmicas da face adaxial, a espessura dos parênquimas paliçádico, lacunoso e da lâmina foliar, a densidade estomática na face adaxial e os índices estomáticos nas faces adaxial e abaxial apresentaram valores significativamente maiores no período seco.

3.1.3. Anatomia caulinar e histoquímica

O 1º entrenó abaixo do ramo floral, em secção transversal, possui contorno circular com arestas pouco proeminentes (Fig. 7A). A epiderme é uniestratificada, densamente pilosa,

contém tricomas tectores e glandulares; o córtex é reduzido constituído por colênquima angular subepidérmico e parênquima com três a quatro camadas de células com paredes delgadas, de tamanho variado delimitando pequenos espaços intercelulares e presença de canais secretores; no cilindro vascular em crescimento secundário incipiente os feixes vasculares são colaterais com organização eustélica, externamente ao floema observam-se agrupamentos de células com paredes esclerificadas; presença de medula parenquimática ampla (Fig. 7A-B).

O entrenó basal possui contorno circular (Fig. 7C). Nesta fase de crescimento, observou-se epiderme com tricomas, esclerificação das células epidérmicas na base do tricoma tector, das células do parênquima cortical, do colênquima e das células localizadas externamente ao floema formando calotas; presença de ductos secretores no parênquima cortical e endoderme com estrias de Caspary (Fig. 7E-F), a região interfascicular é constituída por células parenquimáticas; ocorrem canais secretores localizados na medula parenquimática (Fig. 7 D-F). Na figura 7G observa-se a epiderme com tricomas tectores e glandulares. Os tricomas tectores são simples unisseriados, tri a pluricelulares, sendo a célula apical afilada (Fig. 7G), os tricomas glandulares são de dois tipos: constituídos por pedúnculo pluricelular e cabeça unicelular globoide, em fase secretora ocorre a distensão da cutícula que reveste formando amplo espaço onde a secreção é acumulada (Fig. 7H), e constituídos por pedúnculo unisseriado, tri a pentacelular, cabeça unicelular alongada, recurvados sobre a epiderme, semelhantes aos observados na lâmina foliar.

Os testes histoquímicos permitiram detectar compostos fenólicos nas células epidérmicas, células parenquimáticas do córtex e medula (Fig. 8A) e células epiteliais dos canais secretores; cutina e gotas lipofílicas em pequena quantidade no parênquima cortical (Fig. 8B-C) e medular; e lignina nas paredes de células parenquimáticas do córtex, células epidérmicas na base do tricoma tector, do colênquima, fibras associadas ao floema e células do tecido xilemático (Fig. 8E-F).

3.1.4. Prospecção fitoquímica

Os resultados da prospecção fitoquímica para detecção das principais classes de metabólitos secundários presentes nas amostras dos órgãos vegetativos da espécie em estudo estão apresentados na Tabela 3.

Tabela 3 – Classes de metabólitos detectados nas amostras dos órgãos vegetativos aéreos de *Ichthyothere mollis* Baker.

Classe de metabólitos	Reação
Heterosídeos Antraquinônicos	-
Heterosídeos Digitálicos	-
Triterpenoides e esteroides	+
Heterosídeos Flavonoides	+
Taninos	-
Alcaloides	-
Cumarinas	-

+: reação positiva, -: reação negativa

O teor de flavonoides totais presentes nas amostras analisadas, dos órgãos vegetativos aéreos de *I. mollis* nas estações seca e chuvosa foi de 7,84% a 3,68%, respectivamente.

3.2. *Jungia floribunda* Less.

3.2.1. Caracterização morfológica

A espécie *Jungia floribunda* é subarborescente, ereta atingindo até 1,5 m de altura em fase vegetativa (Fig. 9A) e atingindo 2,5 m em floração (Fig. 9B); o caule é circular, pubescente; as folhas são de filotaxia alterna (Fig. 9A), longo-pecioladas, pecíolo cilíndrico pubescente, base canaliculada; lâmina cordiforme-orbicular, palmatífida (Fig. 9C-D), até 20 cm de comprimento e 15 cm de largura, face adaxial áspera e abaxial pubescente, venação reticulada (Fig. 9E).

3.2.2. Anatomia foliar e histoquímica

As folhas de *J. floribunda* são hipoestomáticas com estômatos anomocíticos e anisocíticos, as células epidérmicas possuem paredes anticlinais predominantemente onduladas a levemente sinuosas na face adaxial e sinuosas na face abaxial (Fig.10A-B). Tricomas tectores pluricelulares com a célula apical afilada, unisseriados, localizados principalmente sobre as nervuras, em ambas as faces da lâmina foliar, são evidenciados em MEV (Fig. 10C-E). Na figura 10E observam-se, em detalhe, os tricomas tectores e células epidérmicas com estrias

epicuticulares e na figura 10F os tricomas glandulares com pedúnculo pluricelular unisseriado, célula de pescoço e cabeça unicelular, em MEV.

Em secção transversal, observa-se a epiderme uniestratificada revestida por cutícula delgada, sendo as células da face adaxial maiores que as da abaxial; os estômatos localizam-se acima das demais células epidérmicas, presença de tricomas tectores e glandulares (Fig. 11A-B).

O mesofilo é dorsiventral apresenta parênquima paliçádico formado por uma a duas camadas de células relativamente curtas e largas e parênquima lacunoso com três a cinco camadas de células com prolongamentos braciiformes (Fig. 11A-B).

A nervura central, em secção transversal, é biconvexa (Fig. 11C), subjacente à epiderme ocorre colênquima lamelar-angular com duas a quatro camadas de células na face adaxial e duas a três na face abaxial da lâmina foliar (Fig. 11D); parênquima cortical constituído por células de tamanho desigual (Fig. 11C-E) e presença de idioblastos contendo drusas (Fig. 11G); sistema vascular constituído por feixes colaterais sendo o feixe vascular central mais desenvolvido e vários feixes menores dispostos em círculo, externamente ao floema observa-se esclerênquima pouco lignificado (Fig. 11C,E). Na região cortical da nervura central foram observados um a três canais secretores, com epitélio uni a bisseriado e lume reduzido, associados à endoderme e voltados para a face abaxial da lâmina foliar (Fig. 11C,E-G). Canais secretores com epitélio bi a trisseriado e lume ampliado, voltados para a face abaxial, foram observados nas nervuras secundárias (Fig. 11B), próximo aos feixes vasculares de menor calibre os canais secretores possuem lume reduzido.

O bordo, em secção transversal, é revoluto. Observa-se a presença de tricomas (Fig. 11H).

Hidatódios foram observados, em material diafanizado, no ápice e na margem da lâmina foliar (Fig. 11I-J).

Os testes histoquímicos evidenciaram a presença de compostos fenólicos nas células epidérmicas, tricomas tectores e glandulares e parênquima clorofiliano (Fig. 12A-D); substâncias lipofílicas nas células do parênquima cortical da nervura central, tricomas glandulares e cutina nas paredes periclinais externas das células epidérmicas (Fig. 12E-G); e proteínas nos tricomas glandulares (Fig. 12H).

O pecíolo, em secção transversal do terço médio, apresenta contorno circular (Fig. 13A). A epiderme é uniestratificada revestida por cutícula delgada, presença de estômatos, com cristas estomáticas, localizados bem acima das demais células epidérmicas e tricomas (Fig. 13A-B); a região cortical é reduzida constituída por colênquima lamelar-angular subepidérmico com duas a três camadas de células e parênquima formado por células com paredes delgadas e

tamanho desigual, presença de ductos secretores com epitélio uniestratificado e lume reduzido, localizados adjacentes à endoderme e com disposição oposta aos feixes vasculares (Fig. 13A-C); o cilindro vascular é constituído por feixes colaterais com organização eustélica (Fig. 13A,C); a medula é parenquimática (Fig. 13A).

As figuras 13D-F mostram, em MEV, detalhes dos tricomas tectores e glandulares, semelhantes aos que ocorrem na lâmina foliar; estômatos com cristas estomáticas localizados bem acima das demais células epidérmicas, sustentados por uma coluna formada por vários estratos celulares com estrias epicuticulares, são evidenciados nas figuras 13E-F.

Os resultados das análises quantitativas realizadas nas folhas de *J. floribunda* estão apresentados na Tabela 4.

Tabela 4 – Análise quantitativa de parâmetros anatômicos das folhas de *Jungia floribunda* Less. coletadas nas estações de seca e chuva, no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD) do Estado de Goiás.

Parâmetros	Estações do ano			
	Seca		Chuva	
Área foliar (cm ²)	124,72 ± 22,32	b	318,09 ± 59,02	a
AACEAD (µm)	79,27 ± 17,67	a	70,47 ± 17,46	b
AACEAB (µm)	51,60 ± 9,24	a	51,56 ± 10,60	a
EPP (µm)	221,32 ± 57,38	a	200,65 ± 23,15	b
EPL (µm)	425,77 ± 47,59	a	278,14 ± 33,76	b
ETLF (µm)	783,77 ± 67,24	a	679,17 ± 42,37	b
DTAD (número/mm ²)	16,33 ± 0,48	a	12,53 ± 0,47	a
DTAB (número/mm ²)	195,21 ± 2,56	a	97,96 ± 2,28	b
DEAD (número/mm ²)	0,00 ± 0,00	a	0,00 ± 0,00	a
DEAB (número/mm ²)	306,53 ± 6,41	a	234,61 ± 5,56	b
Índice estomático na face adaxial (%)	0,00 ± 0,00	a	0,00 ± 0,00	a
Índice estomático na face abaxial (%)	16,46 ± 4,48	a	13,97 ± 3,34	b

AACEAD = altura anticlinal das células epidérmicas da face adaxial; AACEAB = altura anticlinal das células epidérmicas da face abaxial; EPP = espessura do parênquima paliçádico; EPL = espessura do parênquima lacunoso; ETLF = espessura total da lâmina foliar; DTAD = densidade de tricomas na face adaxial; DTAB = densidade de tricomas na face abaxial; DEAD = densidade de estômatos na face adaxial; DEAB = densidade de estômatos na face abaxial. Média de três plantas por tratamento (seca e chuva). Médias seguidas por letras iguais, não diferem significativamente entre si.

A área foliar foi o único parâmetro que apresentou valor significativamente maior na estação chuvosa. A altura anticlinal das células epidérmicas da face adaxial, a espessura dos parênquimas paliçádico, lacunoso e da lâmina foliar, a densidade de tricomas, a densidade estomática e o índice estomático na face abaxial apresentaram valores significativamente maiores na estação seca.

3.2.3. Anatomia caulinar e histoquímica

O 3º entrenó abaixo do ramo floral e o entrenó basal, em corte transversal, possuem contorno circular (Fig. 14A-B). A epiderme é uniestratificada levemente ondulada, células com as paredes periclinais externas convexas, espessadas e revestidas por cutícula delgada (Fig. 14C-D). Presença de tricomas tectores pluricelulares com a célula apical afilada, unisseriados e tricomas glandulares com pedúnculo pluricelular unisseriado, com célula de pescoço e cabeça unicelular (Fig. 14C -D).

No córtex ocorre colênquima lamelar-angular com uma a três camadas de células (Fig. 14C), parênquima com células de paredes delgadas e pequenos espaços intercelulares, esclereídes isoladas ou em grupos de duas a oito células (Fig. 14C); canais secretores com epitélio uni a trisseriado ocorrem adjacentes à endoderme (Fig. 14C). O sistema vascular encontra-se em início de crescimento secundário, externamente ao floema ocorrem calotas esclerenquimáticas (Fig. 14C, E), a medula é parenquimática constituída por células de diferentes tamanhos delimitando pequenos espaços intercelulares.

Os testes histoquímicos evidenciaram paredes lignificadas nos elementos condutores do xilema e células esclerenquimáticas (Fig. 14E), substâncias lipofílicas nas células epiteliais dos canais secretores e nos tricomas glandulares (Fig. 14F-G) compostos fenólicos em células epidérmicas, tricomas, células parenquimáticas do córtex, células epiteliais dos canais secretores e endoderme (Fig. 14H-I).

3.2.4. Prospecção fitoquímica

Os resultados da prospecção fitoquímica para detecção das principais classes de metabólitos secundários presentes nas amostras da espécie em questão estão discriminadas na Tabela 5.

Tabela 5 – Classes de metabólitos detectados nas amostras dos órgãos vegetativos aéreos de *Jungia floribunda* Less.

Classe de metabólitos	Reação
Heterosídeos Antraquinônicos	-
Heterosídeos Digitálicos	-
Triterpenoides e esteroides	+
Heterosídeos Flavonoides	+
Taninos	-
Alcaloides	-
Cumarinas	+

+: reação positiva, -: reação negativa

O teor de flavonoides totais presentes nos órgãos vegetativos aéreos de *J. floribunda* analisados durante as estações seca e chuvosa variou de 4,64% a 5,36%, respectivamente.

4. DISCUSSÃO

Apesar de as duas espécies analisadas compartilharem o mesmo bioma de ocorrência, *Ichthyothere mollis* ocorre em solos mais rochosos e secos e *Jungia floribunda* desenvolve-se em solos arenosos e úmidos. As duas espécies apresentaram características anatômicas comuns como: células epidérmicas com paredes periclinais externas espessas, cutícula delgada, estrias epicuticulares dispersas, cristas estomáticas, estômatos anisocíticos e raros anomocíticos, tricomas tectores e glandulares, canais secretores, mesofilo dorsiventral, calotas esclerenquimáticas, feixes vasculares colaterais e hidatódios; e características distintas como: folhas anfiestomáticas, estômatos localizados no mesmo nível das células epidérmicas, células epidérmicas com paredes anticlinais sinuosas em ambas as faces da lâmina foliar em *I. mollis*; folhas hipoestomáticas com estômatos salientes, células epidérmicas com paredes anticlinais onduladas na face adaxial e sinuosas na abaxial e drusas em *J. floribunda*.

De acordo com Vidal & Vidal (2005) folhas anfiestomáticas, como observadas em *I. mollis*, são características que indicam adaptação das plantas a ambientes secos e com elevadas temperaturas, uma vez que estômatos em ambas as faces permitem a circulação de gases e eliminação de vapor de água tornando os sistemas gasosos adaptados à manutenção da temperatura foliar, além de auxiliar na fotossíntese, ao permitir a absorção de CO₂.

As folhas hipoestomáticas com estômatos dispostos acima das demais células epidérmicas e grande quantidade de tricomas observados na lâmina foliar e pecíolo de *J. floribunda* também foram registrados em espécies como *Achyrocline satureoides* e *Verbenia glabrata* por Smiljanic (2005). Estas características associadas à ocorrência de *J. floribunda* em locais com solos madentes proporciona um microclima úmido, interferindo no controle da temperatura foliar e na redução das taxas transpiratórias (SMILJANIC, 2005).

As cristas presentes nos estômatos das duas espécies estudadas funcionam como câmaras epiestomáticas podendo gerar um microclima moderado, evitando assim a perda excessiva de água por transpiração (FRANCINO, 2006).

Caracteres anatômicos como células epidérmicas com paredes periclinais espessas, ocorrência de tricomas tectores e glandulares, secreção de substâncias nas células epidérmicas, no mesofilo e presença de tecidos esclerificados evidenciados nas duas espécies estudadas podem ser considerados adaptativos de plantas ocorrentes em ambientes xéricos (HANDRO et al., 1970; FAHN & CUTLER, 1992).

Em *I. mollis* e *J. floribunda* as células epidérmicas são revestidas por cutícula delgada com estrias epicuticulares; estudos têm demonstrado que a resistência da cutícula, como mecanismo capaz de evitar a perda de água, pode estar mais relacionada com a composição química, estrutura molecular da cutícula e do arranjo das ceras localizadas na superfície da epiderme ou embebidas na matriz de cutina, para maior ou menor difusão de água, do que simplesmente com a espessura da mesma (KERSTIENS, 1996).

Em ambas as espécies estudadas a ocorrência de tricomas tectores e glandulares nos órgãos vegetativos aéreos indicam adaptação das plantas ao ambiente com alta incidência luminosa e restrita disponibilidade de água. Além de serem importantes como caráter taxonômico (CASTRO et al., 1997; WERKER, 2000), os tricomas atuam como barreira química, produzindo compostos tóxicos ou repelentes (KESLEY et al., 1984; WAGNER, 1991) que podem formar camadas contínuas na superfície foliar, aumentando a refração de luz e diminuindo a temperatura (DELL & MCCOMB, 1978; WAGNER, 1991). Estas estruturas também estão envolvidas na proteção mecânica contra perda excessiva de água em períodos quentes e de déficit hídrico regulando a temperatura da folha, criando um microclima mais ameno que evita o aumento da transpiração e influencia, dessa forma, na economia de água (LARCHER, 2001; VALKAMA et al., 2003).

A ocorrência de células esclerificadas em ambas as espécies proporciona textura coriácea às folhas dificultando a alimentação por herbívoros (GARCÍA et al., 2001). Além de servir como um dos mecanismos que atua na redução dos danos provocados por herbívoros, esta

característica é recorrente em plantas que sobrevivem em solos pobres em nutrientes e com baixa disponibilidade de água (GONÇALVES-ALVIM et al., 2006). Em plantas submetidas ao estresse hídrico, as células geralmente possuem paredes lignificadas, bem como redução no lume celular, aumento no tecido vascular e aumento na espessura da parede celular (LEVITT, 1980; PITMAN et al., 1983). Dickison (2000) ressalta a importância das células com paredes lignificadas na resistência mecânica dos tecidos e órgãos das plantas inclusive em casos de desidratação conferindo maior estabilidade.

Tanto *I. mollis* quanto *J. floribunda* possuem hidatódios nos ápices e bordo foliares, essa característica já havia sido observada em outros representantes Asteraceae (LERSTEN & CURTIS, 1985; CASTRO et al., 1997; MELO-DE-PINNA, 2004; MILAN et al., 2006; SANTOS, 2013). Tais estruturas estão relacionadas ao processo de gutação o qual ocorre sob condições de capacidade de campo do solo e alta umidade relativa do ar (STOCKING, 1956; FEILD et al., 2005). Considerando que durante a estação chuvosa as plantas que ocorrem no Cerrado estão sob intensas chuvas e elevadas taxas de umidade relativa do ar durante meses, os hidatódios desempenham papel importante no fluxo de água das raízes até os órgãos aéreos, principalmente durante este período.

Idioblastos com drusas foram evidenciados no mesofilo e parênquima cortical da nervura de *J. floribunda*. Smiljanic (2005) observou a presença de idioblastos com cristais prismáticos e aciculares no parênquima fundamental e no mesofilo de *Erigeron maximun* e *Verbesina glabrata*; drusas em grande quantidade foram observadas em *Vernonia discolor*, espécies de Asteraceae; esse caráter provavelmente constitui uma estratégia contra herbivoria. Larcher (2000) discute ainda que drusas, por serem estruturas que possuem propriedades reflexivas, podem apresentar-se como uma adaptação responsável pela reflexão uniforme da radiação solar entre as células do mesofilo.

Nas duas espécies analisadas foram encontrados canais secretores, tricomas glandulares e hidatódios, estas estruturas secretoras são consideradas componentes do sucesso adaptativo das Asteraceae. Nos canais secretores e tricomas glandulares foram detectadas substâncias lipofílicas e compostos fenólicos que conferem proteção em relação às condições climática, edáficas bem como nas estratégias reprodutivas da espécie (ESAU, 1976; FAHN, 1982; TURNER, 1994; UPHOF, 1962; FAHN, 1979; BENTLEY & ELIAS, 1983; RODRÍGUEZ et al., 1984; ROSHCHINA & ROSHCHINA, 1993; SMILJANIC, 2005; SILVA & MEDEIROS, 2005).

Na estação chuvosa houve um aumento da área foliar de *J. floribunda*. De acordo com Gates et al. (1968) e Brag & Westoby (2002), essa tendência em produção de folhas com

maior superfície em plantas que recebem menor quantidade de luz está relacionada à captação de radiação solar e fixação de carbono sem risco de aquecimento ou transpiração excessiva.

As duas espécies analisadas apresentaram maiores valores da altura anticlinal das células epidérmicas da face adaxial e da espessura dos parênquimas paliçádico e lacunoso e da lâmina foliar na estação seca. O crescimento e a organização da lâmina foliar são altamente influenciados por fatores ambientais como a temperatura, a intensidade de luz e a disponibilidade de água (ESAU, 1977; NAPP-ZINN, 1978; METCALFE & CHALK, 1983). Goulet & Bellefleur (1986) afirmam que os efeitos da luz influenciam na plasticidade foliar alterando a espessura, a área e outras características desse órgão vegetal.

De modo geral, a alta incidência luminosa pode estar associada com o aumento da proporção do parênquima paliçádico permitindo uma melhor propagação e distribuição da luz através do mesofilo, bem como uma maior taxa fotossintética por unidade de área foliar (SMITH et al., 1997). O aumento da espessura do parênquima lacunoso pode ocasionar um aumento da absorção de luz pela folha devido a maior dispersão interna de luz difusa no tecido (VOGELMANN et al., 1996).

O aumento da densidade estomática, observado em *I. mollis* e *J. floribunda*, durante a estação seca, que está conseqüentemente acompanhada de altas temperaturas e intensidade luminosa e menor umidade do ar, ocorreu provavelmente a fim de reduzir o tempo de abertura dos estômatos durante a captura de CO₂ e minimizar as perdas de água por transpiração (ASHTON; BERLYN, 1994; MARQUES et al., 1999). Bidwell (1964) e Melo et al. (2007) ressaltam ainda que tão importante quanto o aumento da densidade estomática estaria a redução do tamanho dos estômatos. Essa estratégia apresentaria um maior efeito sobre a difusão de água do que sobre a difusão de CO₂ resultando, assim, na manutenção do influxo de CO₂ com uma menor perda de água por transpiração.

Para o índice estomático, que envolve a relação entre o número de estômatos e de células epidérmicas, Silva & Anderson (1985) discutem que índices estomáticos maiores com o aumento da intensidade luminosa, sugerem um efeito da luz na diferenciação dos estômatos. Cutter (1986) resalta que esta condição é razoavelmente constante para uma dada espécie, sendo afetado principalmente pela umidade.

O conjunto de alterações na morfoanatomia da folha, tais como a redução da área foliar e a maior densidade dos estômatos, neste trabalho observado na estação seca, está de acordo com Fahn & Cutler (1992). Estes autores afirmam que estas estratégias são comuns em plantas de ambientes xéricos e são entendidos como mecanismos de retenção de água, diminuindo assim a transpiração. Além disso, a menor área foliar é também associada com o

aumento da espessura da lâmina, devido à presença dos tecidos de sustentação e ao incremento do número de camadas do parênquima paliçádico.

Ichthyothere mollis apresentou maior teor de flavonoides na estação seca enquanto que em *J. floribunda* o maior teor foi detectado em amostras coletadas na estação chuvosa. Em *Chrysoleaena simplex* (Less) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. ex DC.) H. Rob. os maiores teores dessa classe de metabólitos foram registrados na estação chuvosa (SANTOS, 2013). Alguns trabalhos demonstraram que há um aumento quantitativo de flavonoides em órgãos expostos à luz, em comparação com aqueles que estão à sombra (HILLIS & SWAIN 1959, HOLST 1977). Diversos autores destacam que além da irradiação solar, diferentes fatores abióticos naturais como seca e disponibilidade de nutrientes influenciam no metabolismo e na produção destes compostos (GARTLAN et al. 1980, MOLE & WATERMAN 1988, GLYPHIS & PUTTICK 1988). Além disso, tem-se demonstrado que fatores artificiais, como poluentes também podem interferir nesse mecanismo (JORDAN et al. 1991). Além de atuarem como pigmentos foto-protetores de radiação UV, os flavonoides também estão relacionados com a eliminação de espécies reativas de oxigênio quando as plantas estão submetidas a estresses, tais como o excesso de radiação solar e/ou seca (FINI, 2011).

Esteroides e triterpenoides, evidenciados nas duas espécies analisadas, desempenham proteção contra predadores, atração de polinizadores, proteção em relação à perda de água, altas temperaturas, antifúngica e atividades inibitórias da germinação (HUBBELL et al., 1984; ADAMOWICZ, 2007). A ocorrência de cumarinas em *J. floribunda* está de acordo com as observações de Ribeiro e Kaplan (2002) para membros da ordem Asterales. Abdalla (2012) relatou a ocorrência dessa classe de metabólitos em *Ichthyothere terminalis* (Spreng.) Blake. Essas substâncias possuem ação antimicrobiana (TRUITI et al., 2003) e antifúngica (STEIN et al. 2005).

5. CONCLUSÃO

Características registradas em *Ichthyothere mollis* e/ou em *Jungia floribunda* como: células epidérmicas com paredes periclinais externas espessadas, cutícula associada a estrias epicuticulares, cristas estomáticas, maior densidade e índice estomático, maior espessura do parênquima clorofiliano no período de seca, tricomas tectores e glandulares, canais secretores e esclerofilia estão relacionadas à adaptação e/ou tolerância da planta ao cerrado rupestre.

Ambas as espécies, principalmente *J. floribunda*, apresentaram plasticidade anatômica às condições do ambiente seco e chuvoso, expressa pelas variações nas características

foliares altura anticlinal das células epidérmicas da face adaxial, espessura dos parênquimas paliádico, lacunoso e da lâmina foliar, densidade estomática e os índices estomáticos nas faces adaxial e abaxial que apresentaram valores significativamente maiores no período seco. Estas observações corroboram a capacidade de resposta às variações climáticas sazonais típicas do Cerrado.

Tanto *I. mollis* quanto *J. floribunda* possuem uma diversidade de metabólitos secundários, uma vez que estas substâncias conferem importantes papéis fisiológicos, tais características também indicam adaptação e/ou tolerância das espécies ao ambiente em que ocorrem.

6. BIBLIOGRAFIA

ABDALLA, D. F. Morfoanatomia e metabólitos de órgãos vegetativos de *Apopyros warmingii* (baker) g. L. Nesom e *Ichthyothere terminalis* (spreng.) S. F. Blake (asteraceae): estratégias adaptativas ao cerrado rupestre. 100 p. **Dissertação de Mestrado**. Universidade Federal de Goiás. Goiânia. 2012.

ADAMOWICZ, R. A. Estrutura, desenvolvimento, histoquímica e atividade antioxidante dos órgãos vegetativos de *Nymphaea amazonum* Mart & Zucc. (Nymphaeaceae) procedente do Pantanal/MS, Brasil. **Dissertação de Mestrado**. Universidade Federal do Mato Grosso do Sul, Campo Grande. 2007.

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.

ALENCASTRO, F. M. M. R. Contribuição ao estudo da anatomia foliar das Vernônias do Brasil - *Vernonia oppositifolia* Less. **Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro**, v. 19, p.109-123. 1973.

ALMEIDA, A. M.; FONSECA, C. R.; PRADO, P.I.; ALMEIDA-NETO, M.; DINIZ, S.; KUBOTA, U.; BRAUN, M. R.; RAIMUNDO, R. L. G.; ANJOS, L. A. dos.; MENDONÇA, T. G.; FUTADA, S. de M.; LEWINSOHN, T. M. Diversidade e ocorrência de Asteraceae em Cerrados de São Paulo. **Biota Neotropica**, v. 5, n. 2, p.1–17. 2005.

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**. P 61-87. In: Kadereit, J., Jeffrey, C. (Eds.). *The Families and Genera of Vascular Plants. Flowering plants, Eudicots, Asterales*. Springer, Berlin. 2007.

ANDERSON, L.C., CREECH, J.B. Comparative leaf anatomy of *Solidago* and related Asteraceae. **American Journal of Botany**, v. 62, n. 5, p. 486-493. 1975.

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. 2008.

ARIAS, R. L. Estudo morfoanatômico em espécies de *Lynchnophora* Mart. (Asteraceae) dos campos a rupestres do Brasil. 1995. 89 p. **Tese de Doutorado** - Universidade de São Paulo, São Paulo, 1995.

ASHTON, P. M. S.; BERLYN, G. P. A comparison of leaf physiology and anatomy of *Quercus* (Section *Erythrobalanus*-Fagaceae) species in different light environments. **American Journal of Botany**, Columbus, v. 81, n. 5, p. 589-597, 1994.

BIDWELL, R.G.S. Protein synthesis and turn over in cultured plant tissue: source of carbon joifr and fate of protein breakdown products. **Nature**, v. 203, p. 367-373. 1964.

BRAGG, J. G.; WESTOBY, M. Leaf size and foraging for light in a sclerophyll woodland. **Functional Ecology**, Oxford, v. 16, p. 633-639, 2002.

CURY, C., APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. 2009. Internal secretory spaces in thickened underground systems of Asteraceae species. **Australian Journal of Botany**, v.57, p.229- 239.

CUTTER, E.G. 1986. **Anatomia vegetal**. Parte I - Células e tecidos. 2ª ed. São Paulo: Roca, 304 p.

ARÁOZ, M. V. C., MERCADO, M. I., GRAU, A., CATALÁN, C. A. N. 2010. Ent-kaurane derivatives from the root cortex of yacon and other three *Smallanthus* species (Heliantheae, Asteraceae). **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 38, n. 5, p.1042–1048.

BENTLEY, B., ELIAS, T. S. **The biology of nectaries**. New York: Columbia University Press. 259p. 1983.

BUDEL, J.M., DUARTE, M. do R., SANTOS, C.A. de M., Stem morpho-anatomy of *Baccharis cylindrica* Less. DC. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v.40, n.1, p.93–99. 2004.

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.723–731. 2007.

CARLQUIST, S. Anatomy of Guayana Mutisieae. **Memoirs of the New York Botanical Garden**, v. 9, p. 441–475. 1957.

CARLQUIST, S. Wood anatomy of Helenieae (Compositae). **Tropical Woods**, v. 111, p. 19-39. 1959.

CASTRO, M. DE M., LEITÃO-FILHO, H. de F., MONTEIRO, W. R., 1997. 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.

COSTA, A. F. **Farmacognosia**, vol III (Farmacognosia Experimental), 2ed. Lisboa, Fundação Calouste Gulbenkian, 1032p. 1970.

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

DEL-VECHIO-VIEIRA, G. et al. Caracterização morfoanatômica de *Ageratum fastigiatum* (Asteraceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.18, p.769-76. 2008.

DEBLE, A. S. de O., DEBLE, L. P., LEÃO, A. L. S. **Bioma pampa: ambiente x sociedade**. Bagé: Ediurcamp, 200p. 2012.

DELBÓN, N; COSA, M. T., DOTTORI, N. Anatomía de órganos vegetativos en *Flourensia campestris* y *F. oolepis* (Asteraceae), con especial referencia a las estructuras secretoras. **Arnaldoa**, 14(1): 61-70. 2007.

DELBÓN, N; COSA, M. T., BERNARDELLO, G. Exmorfología y anatomía de órganos vegetativos aéreos em especies de *Flourensia* DC. (Asteraceae) con importancia fotoquímica. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26, n. 1, p. 2-10. 2012.

DICKISON, W. C. **Integrative Plant Anatomy**. USA, Academic Press. 2000.

EMERENCIANO, V. de P. Evolução química em Asteraceae. **Tese de Doutorado**. Universidade de São Paulo, São Paulo, SP. 1985. 1985.

EMERENCIANO, V. P., RODRIGUES, G. V., ALVARENGA, S. A. V., MACARI, P.A. T. Um novo método para agrupar parâmetros quimiotaxonômicos. **Química Nova**, v. 21, n. 2, p.125–129. 1997.

ESAU, K. **Anatomia das plantas com sementes**. São Paulo, Edgard-Blücher. 1976.

- FAHN A. **Secretory tissues in plants**. New York, NY: Academic Press. 1979.
- FAHN, A. **Plant anatomy**. Oxford, Pergamon Press. 1982.
- FAHN, A; CUTLER, D. F. **Xerophytes. Encyclopedia of Plant Taxonomy**. Gebruder Borntraeger, Berlin. 1992.
- FALCONER, D.S. **Introduction to Quantitative Genetics**. New York, Longman. 1989.
- FALEIRO, W. Morfologia foliar em plantas de cinco fisionomias de cerrado do Parque Estadual da Serra de Caldas Novas , GO. **Unimontes Científica**, v. 8, n. 1, p.107–116. 2006.
- FEILD, T.S.; SAGE, T.L.; CZERNIAK, C.; ILES, W.J.D. Hydathodal leaf teeth of *Chloranthus japonicas* (Chloranthaceae) prevent guttation-induced flooding of the mesophyll. **Plant, Cell and Environment**, Oxford, v. 28, p. 1179-1190, 2005.
- FELIPPE, G. M., ALENCASTRO, F.M.M. Contribuição ao estudo da nervação foliar das Compositae dos cerrados I- Tribos Helenieae, Helianthae, Inulae, Mutisae, Senecionae. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 38, p. 125-157. 1966.
- FINI, A., BRUNETTI, C., FERDINANDO, M. D., FERRINI, F., TATTINI, M. Stress-induced flavonoid biosynthesis and the antioxidant machinery of plants. **Plant Signaling & Behavior**, v. 6, n. 5, p. 709-711. 2011.
- FISHER, D.B. Protein staining of ribloned epon sections for light microscopy. **Histochemic**, v. 16, p. 92-96. 1968.
- 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.
- FRANCINO, D. M. T. Anatomia foliar de espécies de *Chamaecrista* Moench. (Leguminosae/Caesalpinioideae) ocorrentes em campos rupestres. **Dissertação de mestrado**. Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, 2006.
- 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.
- FRANCO, A. C., BUSTAMANTE, M., CALDAS, L. S; GOLDSTEIN, G., MEINZER, F. C., KOZOVITS, A. R., RUNDEL, P., CORADIN, V. T. R.. Leaf functional traits of Neotropical savanna trees in relation to seasonal water deficit. **Trees Structure and Function**, v.19, p.326–335. 2005.

- FUZETO, A. P., LOMÔNACO, C. Potencial plástico de *Cabralea canjerana* subsp. *polytricha* (Adr. Juss.) Penn. (Meliaceae) e seu papel na formação de ecótipos em áreas de cerrado e vereda, Uberlândia, MG. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 4, n. 1987, p. 169–176. 2000.
- GABE, M. **Techniques histologiques**. Paris: Masson & Cie. 1113p. 1968.
- GARCÍA-ROBLEDO, C. Comparación de dos métodos para medir herbivoría. ¿Es la herbivoría en el Geotrópico mayor de lo que creemos? **Revista Biología Tropical**, v. 53, p. 111-114. 2005.
- GARTLAN, J. S., McKEY, D. B., WATERMAN, P. G., MBI, C. N., STRUTSAKE, T. T. A comparative study of the phytochemistry of two African Rain Forest. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 8, p. 401-422. 1980.
- GATES, D. M.; ALDERFER, R.; TAYLOR, E. Leaf temperatures of desert plants. **Science**, Washington, DC, v. 159, p. 994-995, 1968.
- GLYPHIS, J.P., PUTTICK, G.M. Phenolics in some southern african mediterranean shrubland plants. **Phytochemistry**, v. 27, n. 3, p.743-751, 1988.
- GOBBO-NETO, L., LOPES, N. P. Plantas medicinais: Fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários. **Química Nova**, 30(2), p.374–381. 2007.
- GONÇALVES-ALVIM, S. J, KORNDORF, G. & FERNANDES, G. W. Sclerophylly in *Qualea parviflora* (Vochysiaceae): influence of herbivory, mineral nutrients, and waters status. **Plant Ecology**, v. 187, p. 153-162. 2006.
- GORYSHINA, T.K. **Fotosinteticheskii aparta rastenni i uslovija sredy**. Izd. Leningrad: Leningrad University, 1989.
- GOTT, R. M; TAVARES, W. S; PEREIRA, A. I. A; TEODORO, R. B; PETACCI, F. FREITAS, S. S.. Potencial químico de plantas daninhas Asteraceae de campos rupestres de Diamantina, Minas Gerais. **XXVII Congresso Brasileiro de Ciências das Plantas Daninhas**, p.3129–3133. 2010.
- GOULET, F., BELLEFLEUR, P. Leaf morphology plasticity in response to light environment in deciduos tree species and its implication on forest sucesion. **Canadian Journal of Forest Research**, v.16, p. 1192-1195. 1986.
- HANDRO, W., CAMOS, J. F. B. de M., OLIVEIRA, Z. M. Sobre a anatomia foliar de algumas Compostas dos Campos Rupestres. **Ciência e Cultura**, v. 22, p.107-126. 1970.
- HILLIS, W. E., SWAIN, T. The phenolic constituents of *Prunus domestica*. II. The analysis of tissues of the Victoria plum tree. **Journal of the Science of Food and Agriculture**. v. 10, p. 135-144. 1959.

- HOFFMANN, W. A., FRANCO, A. C., MOREIRA M. A., HARIDASAN, M. Specific leaf area explains differences in leaf traits between congeneric savanna and forest trees. **Functional Ecology**, v.19, p. 932-940. 2005
- HOLST, R. W. Anthocyanins of *Azolla*. **American Fern Journal**, v. 67, p. 99-100. 1977.
- HUBBELL, S. P., HOWARD, J. J., WIEMER, D. F. Chemical leaf repellency to an attine ant: seasonal distribution among potential host plant species. **Ecology**, v. 65, n. 4, p. 1067-1076. 1984.
- HUNTER, G. E; AUSTIN, D. F. Evidence from trichome morphology of interspecific hybridization in *Vernonia*: Compositae. **Brittonia**, v. 19, p. 38-41. 1967.
- 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, 523p. 1940.
- JORDAN, D. N., GREEN, T. H., CHAPPELKA, A. H., LOCKABY, B. G., MELDAHL, R. S., GJIRSTAD, D. H. Response of total tannins and phenolics in loblolly pine foliage exposed to ozone and acid rains. **Journal of Chemical Ecology**, v. 17, p. 505-513. 1991.
- KARNOVSKY, M. J. A. Formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolality for use in electron microscopy. **The Journal of Cell Biology**, v. 27, p. 137-138. 1965.
- KERSTIENS, G. Cuticular water permeability and its physiological significance.. **Journal of Experimental Botany**. v. 47, p. 1813-1832. 1996.
- KESLEY, R. G.; REYNOLDS, G. W.; RODRÍGUEZ, E. The chemistry of biologically active constituents secreted and stored in plants glandular trichomes. *In: **Biology and chemistry of plants trichomes*** (E. Rodrigues, P. L. Healey & I. Mehta, eds.), New York: Plenum Press, p 133-241. 1984.
- KLINK, C. A. & MACHADO, R. B. A conservação do Cerrado brasileiro. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p.147–155. 2005.
- KRAUS, J. E; SOUZA, H. C. DE; 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.
- KRAUS, J. E; ARDUIN, M. **Manual Básico em Métodos em Morfologia Vegetal**. Soropédica. RJ: EDUR. 1997.

LABOURIAU LG, OLIVEIRA JG, SALGADO-LABOURIAU ML. 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, 531p. 2000.

LERSTEN, N. R; CURTIS, J. D. Distribution and anatomy of hydathodes in Asteraceae. **Botanical Gazette**, v. 146, p.106-114. 1985.

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, p. 473-476. 1977.

LEVITT, J. **Responses of plants to environmental stress**. In: _____. Water, radiation, salt, and other stress. New York: Academic, 1980. v. 2, 339 p.

MAKKAR, H. P. S.; SIDDHURAJU, P.; BECKER, K. **Plant Secondary Metabolites**. Humana Press, Totowa, New Jersey, 129 p. 2007.

MARIMON JÚNIOR, B. H., HARIDASAN, M. Comparação da vegetação arbórea e características edáficas de um cerradão e um cerrado *sensu stricto* em áreas adjacentes sobre solo distrófico no leste de Mato Grosso, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v.19, p.913-926. 2005.

MARQUES, A. R.; GARCIA, Q. S., FERNADES, G. W. Effects of Sun and shade on leaf structure and sclerophylly of *Sebastiania myrtilloides* (Euphorbiaceae) from Serra do Cipó, Minas Gerais, Brazil. **Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo**, v. 18, p. 21-27. 1999.

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.

MARTINS, M. F. Estruturas secretoras da lâmina foliar de espécies de *Senecio* Toun Ex. L. (Asteraceae). **Dissertação de Mestrado**. Universidade Federal de Viçosa, MG. 50p. 2005.

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, H. C. de, 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. D. A., MENEZES, N. L. Meristematic endodermis and secretory structures in adventitious roots of *Richtera* Kuntze (Mutisieae-Asteraceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v.26, n.1, p.1–10. 2003.
- MELO-DE-PINNA, G.F.A. Anatomia foliar de *Richtera* Kuntze (Mutisieae, Asteraceae). **Acta Botanica Brasilica**. v. 18, n. 3, p. 591-600. 2004.
- METCALFE, C. F., CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**: leaves, stem and wood in relation to taxonomy with notes on economic uses. v. 2, Oxford: Clarendon Press. 724p. 1950.
- METCALFE, C. F., CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**: wood structure and conclusion of the general introduction. Oxford: Clarendon Press. 308p. 1983.
- MILAN, P., HAYASHI, A. H., APEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Comparative leaf morphology and anatomy of three Asteraceae species. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.49, n.1, p.135–144. 2006.
- MOLE, S., WATERMAN, P. G. Light-induced variation in phenolic levels in foliage of Rain-Forests plants. II. Potential significance to herbivores. **Journal of Chemical Ecology**, v. 14, p. 23-34. 1988.
- MONTEIRO, W.R. CASTRO, M. de M., MAZZONI-VIVEIROS, S. C., MAHLBERG, P. G. Development and some histochemical aspects of foliar glandular trichomes of *Stevia rebaudiana* (Bert.) - Asteraceae. **Revista Brasileira de Botânica**, v.24, p.3, p.349–357. 2001.
- MOTT K. A., GIBSON A. C., O’LEARY J. W. The adaptative significance of amphistomatic leaves. **Plant Cell Environ**, v.5, p. 455-460. 1982.
- NAKAJIMA, N.; SEMIR, J. Asteraceae do Parque Nacional da Serra da Canastra, Minas Gerais, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 24, n. 4, p. 471-478. 2001.
- OLIVEIRA-FILHO, A. T., RATTER, J. A. Vegetation physiognomies and woody flora of the Cerrado Biome. p. 91-120. In: P. S. Oliveira & R. J. Marquis (eds.). **The Cerrados of Brazil**. New York, Columbia University Press. 2002.
- PAIVA, J. G. A., FANK-DE-CARVALHO, S. M., MAGALHÃES, M. P., GRACIANO-RIBEIRO, D. Verniz Vitral[®]: uma alternativa de meio de montagem economicamente viável. **Acta botanica brasilica**, v.20, p. 257-264. 2006.

- PITMAN, W. D.; HOLT, E. C.; CONRAD, B. E.; BASHAW, E. C. Histological differences in mointure-stressed and nonstressed kleingrass forage. *Crop Science*, **Madison**, v. 23, p. 793-795, 1983.
- RIBEIRO, J. F; WALTER, B. M. T. Fitofisionomias do bioma Cerrado. *In: Sano, S.M; Almeida, S. P. (Eds.). Cerrado ambiente e flora*. Planaltina: *Embrapa*, p.120-124. 1998.
- ROCHA FILHO, L. C., LOMÔNACO, C. Variações fenotípicas em subpopulações de *Davilla elliptica* A. St.-Hill. (Dolleniaceae) e *Byrsonima intermedia* A. Juss. (Malpighiaceae) em uma área de transição cerrado-vereda. *Acta Botanica Brasilica*, v. 20, n. 3, p. 719–725. 2006.
- RODRIGUEZ, E., HEALEY, P.L., MEHTA, I. **Biology and chemistry of plant trichomes**. New York: Plenum Press. 225p. 1984.
- 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.
- ROSCHINA, V. V., ROSCHINA, V. D. **The excretory function of higher plants**. Berlin: Springer – Verlag, 314 p. 1993.
- SAJO, M. G. Estudo dos órgãos vegetativos de *Vernonia Screb* (Compositae) da Serra do Cipó (MG). **Dissertação de Mestrado**. Universidade de São Paulo, São Paulo, SP. 50p. 1982
- SASS, J.E.. **Botanical microtechnique**. 3th ed. Ames, Iowa State College Press, 228p. 1951
- SALGADO-LABOURIAU, M. L. Alguns aspectos sobre a Paleoecologia dos Cerrados. P.107-118. *In: Scariot, A; Sousa-Silva, J. C. & Felfili, J. M. (Orgs.). Cerrado: Ecologia, Biodiversidade e Conservação*. Ministério do Meio Ambiente, Brasília. 2005.
- SILVA, L. D. S. A. B. da, MEDEIROS, J. de D. Herbivoria em *Psidium cattleianum* Sab. (Myrtaceae). *Insula*, v.34, p. 83–94. 2005.
- SANTOS, V. S. dos. Efeito da sazonalidade na morfoanatomia dos órgãos vegetativos de *Chrysoleaena simplex* (Less) Dematt. e *Lessingianthus buddleiifolius* (Mart. Ex DC.) H. Rob. (Asteraceae) em ambientes rupestres da Serra Dourada, Goiás. **Dissertação de Mestrado**. 95 p.. Universidade Federal de Goiás. Goiânia. 2013.
- SILVA, E.A.M.; ANDERSON, C.E. Influência da luz no desenvolvimento foliar do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.). *Revista Ceres*, v.32, n.179, p. 1-11, 1985.

SMILJANIC, K. B. A. Anatomia foliar de espécies de Asteraceae de um afloramento rochoso no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (MG). **Dissertação de Mestrado**. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG. 2005.

SMITH, W.K.; VOGELMANN, T.C.; de LUCIA, E.H.; Bell, D.T., SHEPHERD, K.A. Leaf form and photosynthesis. **Bio-Science** v. 47, p. 785-793. 1997.

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.

STEFANELLO, M. É. A. CERVI, A. C; JÚNIOR, A. W; SIMIONATTO, E. L. Óleo essencial de *Gochnatia polymorpha* (Less.) Cabr. ssp *floccosa* Cabr. **Química Nova**, v. 29, n. 5, p. 999–1002. 2006.

STEIN, A. C.; SORTINO, M.; AVANCINI, C.; ZACCHINO, S.; VON POSER, G. Ethnoveterinary medicine in the search for antimicrobial agents: Antifungal activity of some species of *Pterocaulon* (Asteraceae). **Journal of Ethnopharmacology**. v.99, p.211-214, 2005.

STOCKING, R.C. Guttation and bleeding. *In*: RUHLAND, W. (Ed.). **Encyclopedia of plant physiology**. Berlin: Springer Verlag, 1956, v. 3, p. 489-502.

THOMPSON, J. D.. Phenotypic plasticity as a component of evolutionary change. **Trends in ecology & evolution**, v.6, n. 8, p.246–9. 1991.

TRUITI, M. C. T., SARRAGIOTTO, M. H., ABREU-FILHO, B. A., NAKAMURA, C. V., DIAS-FILHO, B. P. *In vitro* antibacterial activity of a 7-O-beta-D- glucopyranosyl-nutanocoumarin from *Chaptalia nutans* (Asteraceae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**; p. 98:283-6. 2003.

TURNER, I. M. Sclerophylly: primarily protective? **Functional Ecology**, v. 8, p. 669-675. 1994.

UPHOF, J. C. Plant hairs. Pp. 1-206. *In*: K. Linsbauer (ed.). **Handbuch Pflanzenanatomie**. Berlin, Gebrüder Borntraeger. 1962.

VALKAMA, E; SALMINEN, J. P; KORICHEVA, J; PIHLAJA, K. Comparative analysis of leaves trichome structure and composition of epicuticular flavonoids in Finnish Birch species. **Annals of Botany**, v. 91, p. 643- 655. 2003.

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

VIDAL, W. N. & VIDAL, M. R. R. **Botânica: Organografia**, 4^a. ed., Viçosa, UFV, 2005.

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.

WAGNER, G. Secreting glandular trichomes: more than just hairs. *Plant Physiology*. v. 96, n. 3, p. 675-579.

WERKER E. Trichome diversity and development. **Advances in Botanical Research**, v. 31, p. 1-35. 2000.

7. FIGURAS

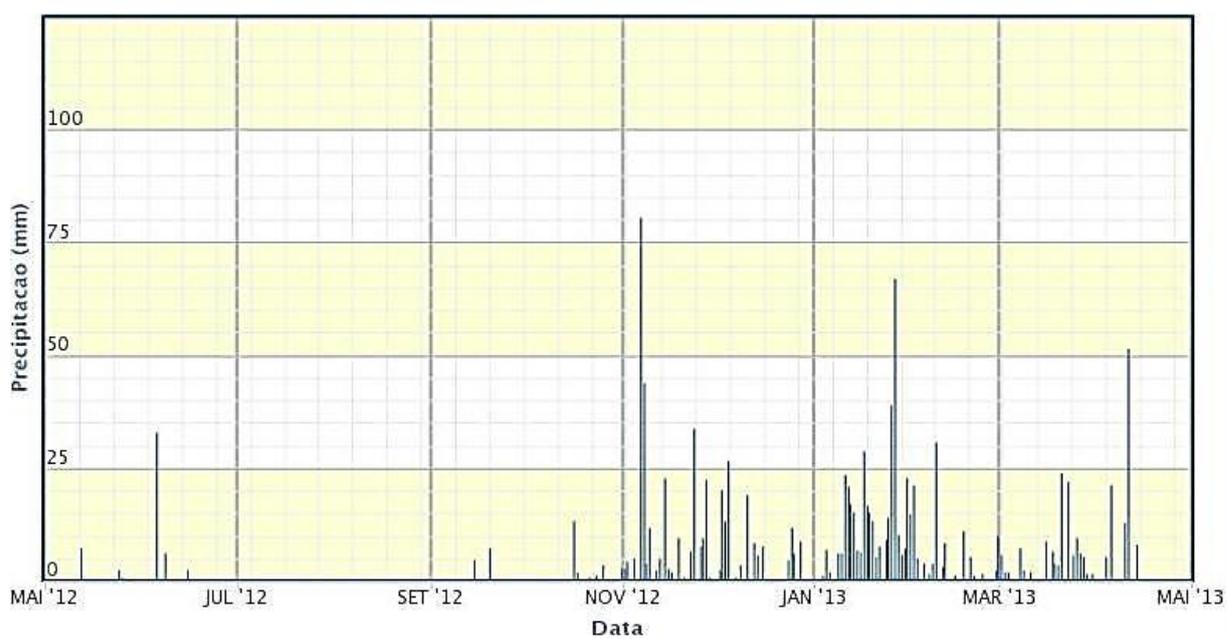


Figura 1 - Dados pluviométricos da área de estudo para o período de maio de 2012 a abril de 2013. Fonte: Inmet; <http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=home/page&page=rede_estacoes_auto_graf>. Acesso em: 11 de fevereiro de 2014 às 14h25min.



Figura 2 - *Ichthyothere mollis* Baker. A. Aspecto geral da planta durante a fase reprodutiva com a inflorescência na porção terminal do ramo. B. Detalhe das folhas opostas, sésseis e caule pubescente. C. Folha diafanizada evidenciando a nervação acródoma basal com 4 nervuras laterais. D. Filotaxia oposta cruzada.

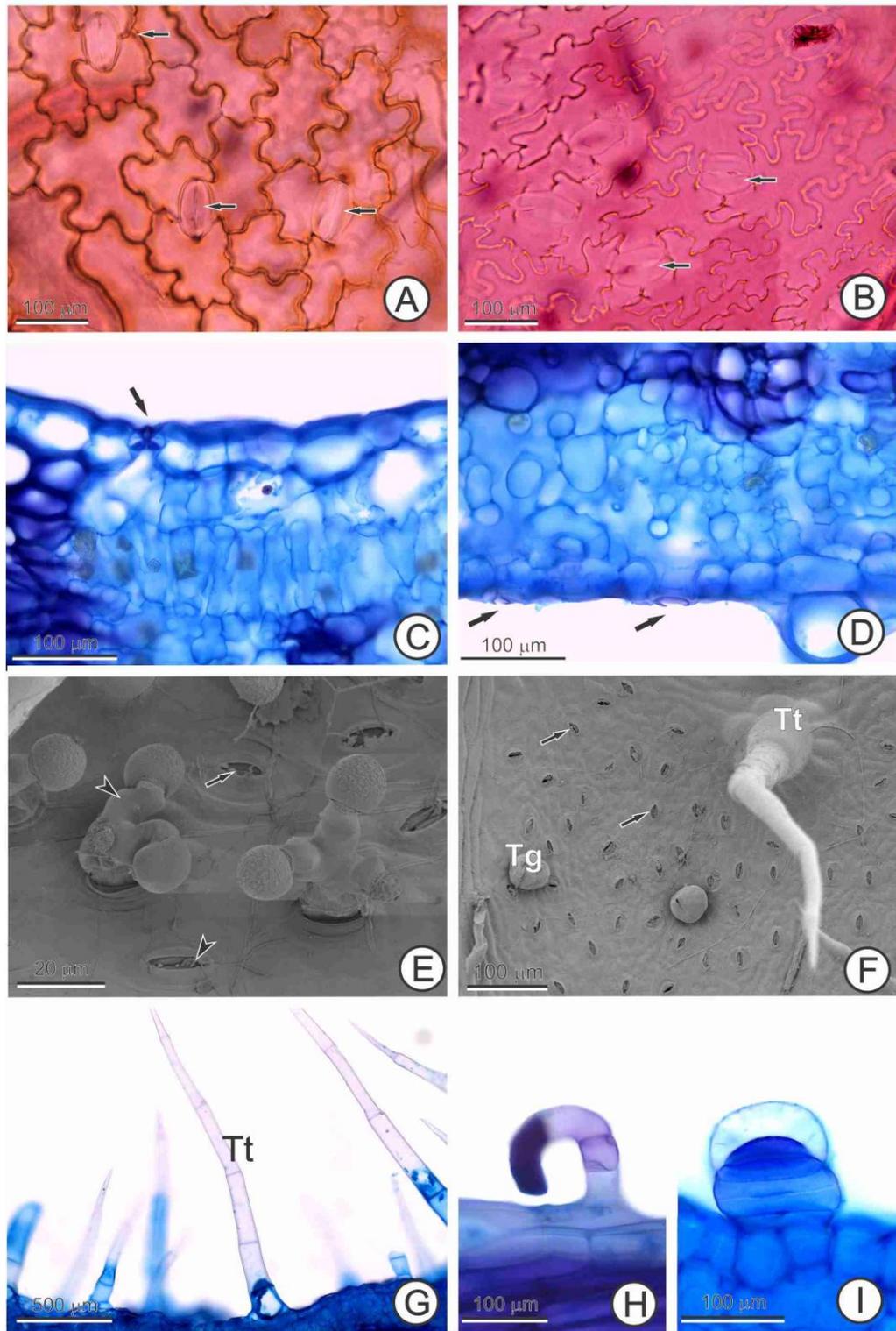


Figura 3 - Lâmina foliar de *Ichthyothere mollis* Baker. A-B. Diafanização C-D, G-I. Seções transversais. E-F. Eletromicrografias de Varredura. A. Epiderme adaxial evidenciando estômatos (setas) e paredes anticlinais sinuosas das células epidérmicas. B. Epiderme abaxial evidenciando estômatos (setas) e paredes anticlinais das células epidérmicas com sinuosidade mais profunda. C. Epiderme adaxial evidenciando estômato (seta) com cristas estomáticas. D. Epiderme abaxial com estômatos (setas) e ampla câmara subestomática. E. Epiderme adaxial com estômatos (setas), fungos em fase reprodutiva saindo pelo ostíolo (cabeça de seta) e hifas (cabeças de seta) entrando pelos ostíolos. F. Epiderme abaxial com estômatos (setas), tricomas glandulares (Tg) e Tricoma tector (Tt). G. Detalhe dos tricomas tectores (Tt). H. Detalhe do tricoma glandular recurvado sobre a epiderme. I. Detalhe do tricoma glandular com cutícula distendida (Tg).

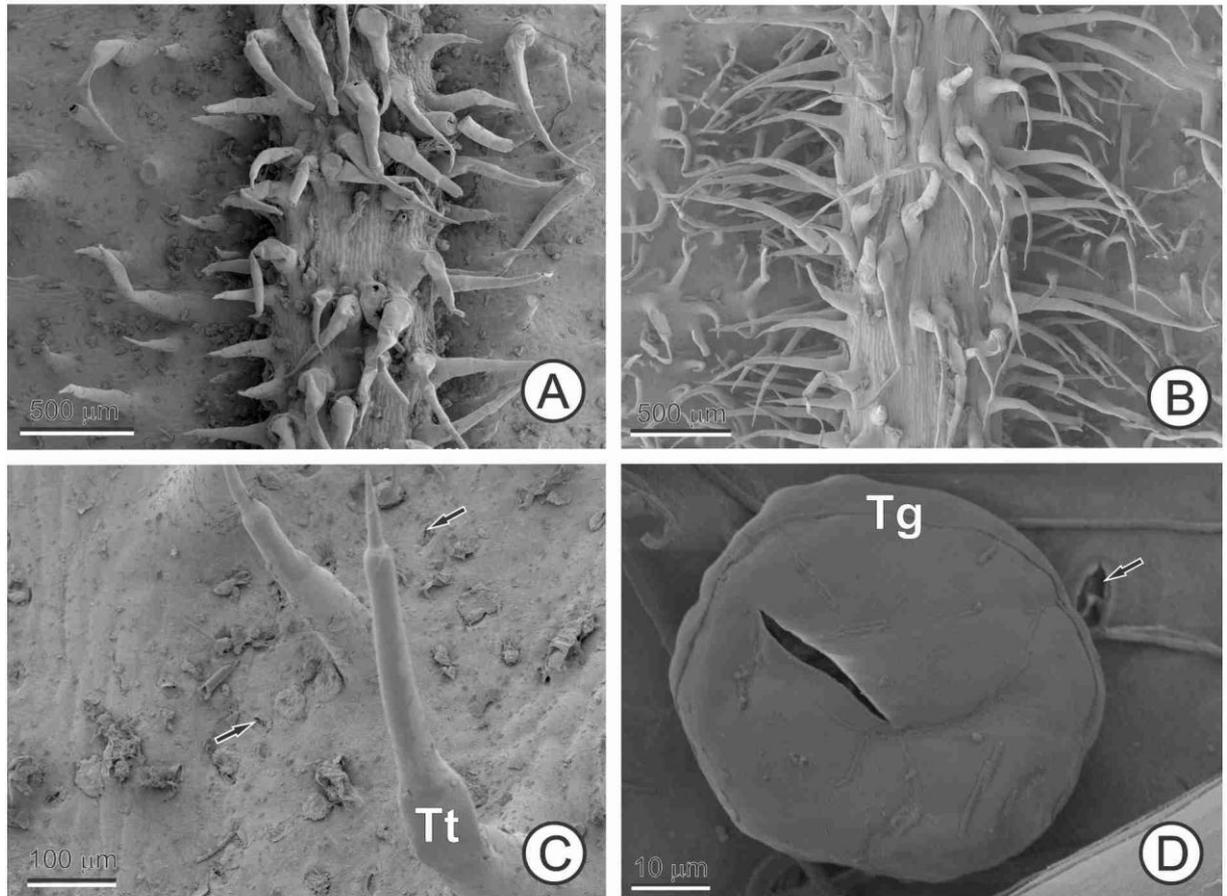


Figura 4 - Lâmina foliar de *Ichthyothere mollis* Baker. Eletromicrografias de varredura. A-B. Região da nervura central evidenciando a distribuição dos tricomas nas faces adaxial e abaxial, respectivamente. C. Face adaxial com estômatos (setas) e tricomas tectores (Tt). D. Face abaxial com detalhe do tricoma glandular (Tg) com a cutícula rompida e estômato (seta).

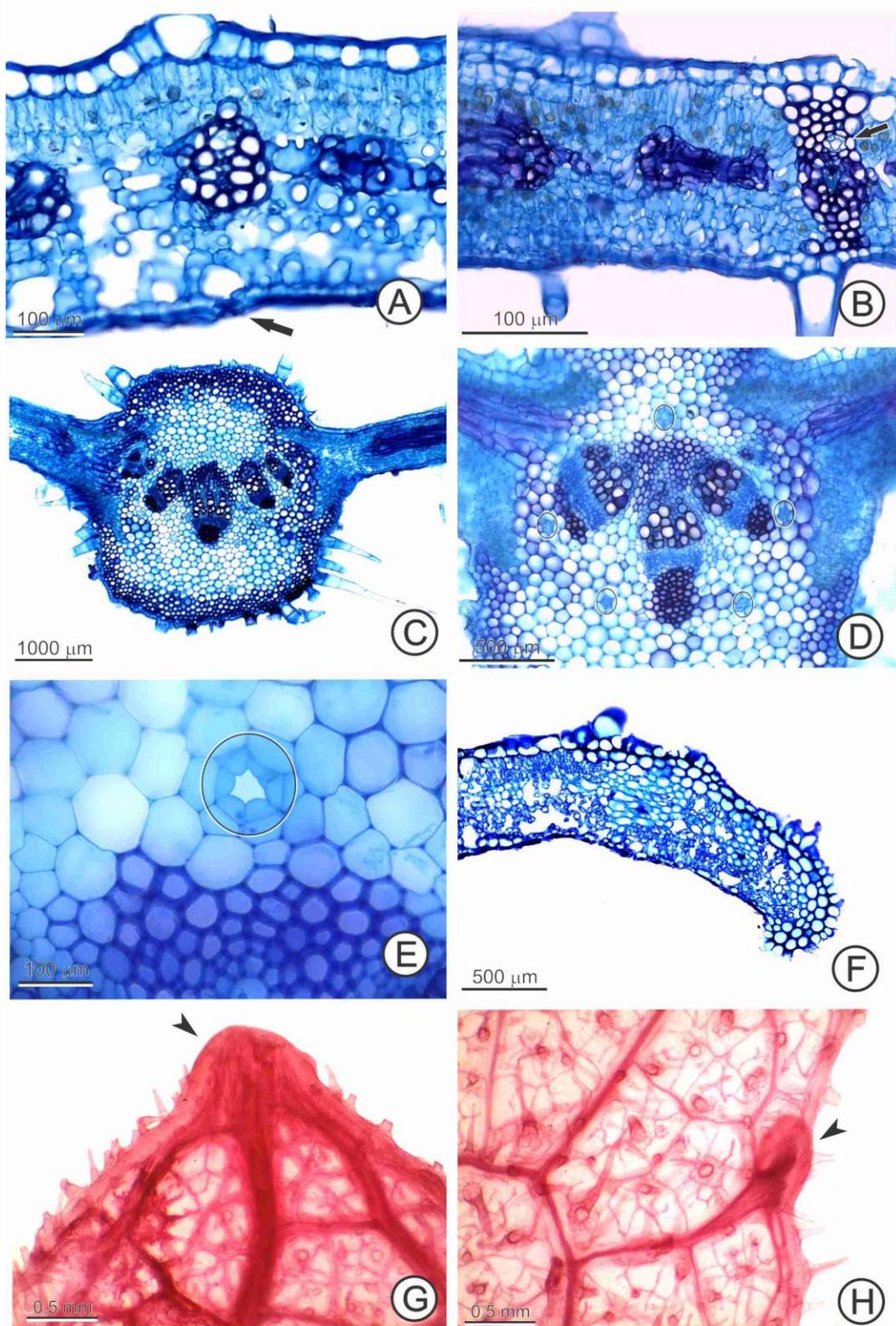


Figura 5 - Lâmina foliar de *Ichthyothere mollis* Baker. A-F. Secções transversais. G-H. Diafanização. A. Aspecto geral do mesofilo dorsiventral. B. Detalhe da nervura de menor calibre com canal secretor associado ao xilema. C. Nervura principal de contornos convexos. D. Região aproximada da nervura principal com canais secretores (círculos) localizados próximos aos feixes vasculares. E. Detalhe do canal secretor (círculo) com epitélio unisseriado localizado na face adaxial. F. Bordo foliar fletido para a face abaxial. G. Hidatódio (cabeça de seta) no ápice foliar. H. Hidatódio (cabeça de seta) na margem foliar. Seta: estômato.

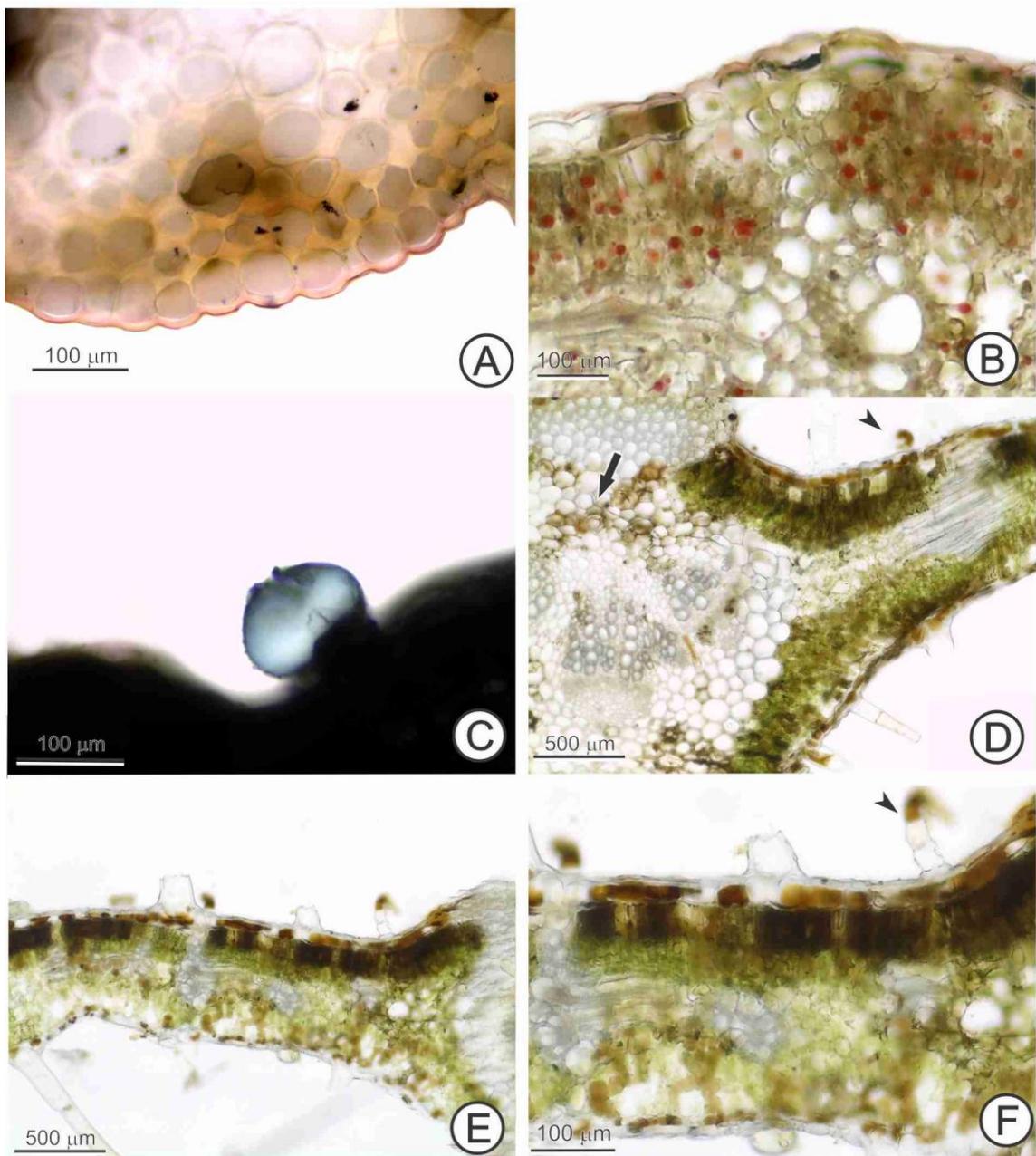


Figura 6 - Lâmina foliar de *Ichthyothere mollis* Baker. Testes histoquímicos. A. Cutina nas paredes periclinais externas das células epidérmicas - Steinmetz. B. Gotas lipídicas no parênquima clorofiliano - sudan IV. C. Tricoma glandular com reação positiva para substâncias lipofílicas - sudan black B. D. Compostos fenólicos nas células epidérmicas, tricoma glandular recurvado para a epiderme (cabeça de seta), parênquima clorofiliano e canais secretores (seta) - dicromato de potássio. E. Detalhe do mesofilo com reação positiva para compostos fenólicos - dicromato de potássio. F. Detalhe do tricoma glandular recurvado para a epiderme (cabeça de seta) com reação positiva para compostos fenólicos - dicromato de potássio.

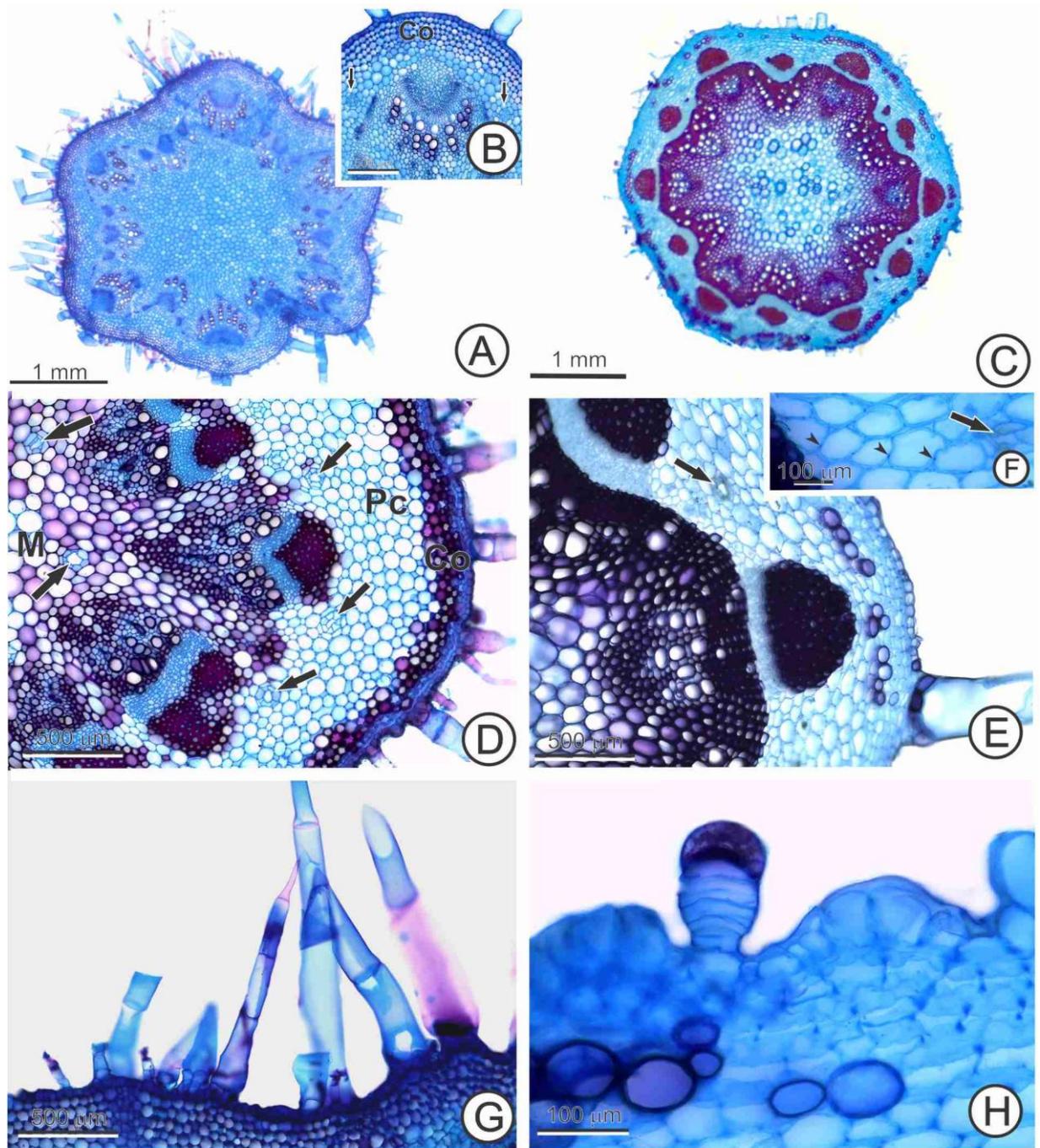


Figura 7 - Caule de *Ichthyothere mollis* Baker. A-H. Seções transversais. A. Aspecto geral do caule em início de crescimento secundário. B. Detalhe evidenciando colênquima (Co) subepidérmico, feixe vascular colateral e canais secretores (setas) entre feixes vasculares. C. Aspecto geral do caule em crescimento secundário. D. Detalhe do caule com colênquima (Co), parênquima cortical (Pc), feixes vasculares colaterais e canais (setas) localizados no córtex e medula. E. Detalhe evidenciando células epidérmicas esclerificadas na base do tricoma tector, células esclerificadas na região cortical, periciclo parenquimático formando fibras localizadas opostas ao floema e canal secretor (seta). F. Detalhe do canal secretor (seta) e endoderme com estrias de Caspary (cabeça de seta). G. Detalhe dos tricomas tectores. H. Detalhe do tricoma glandular.

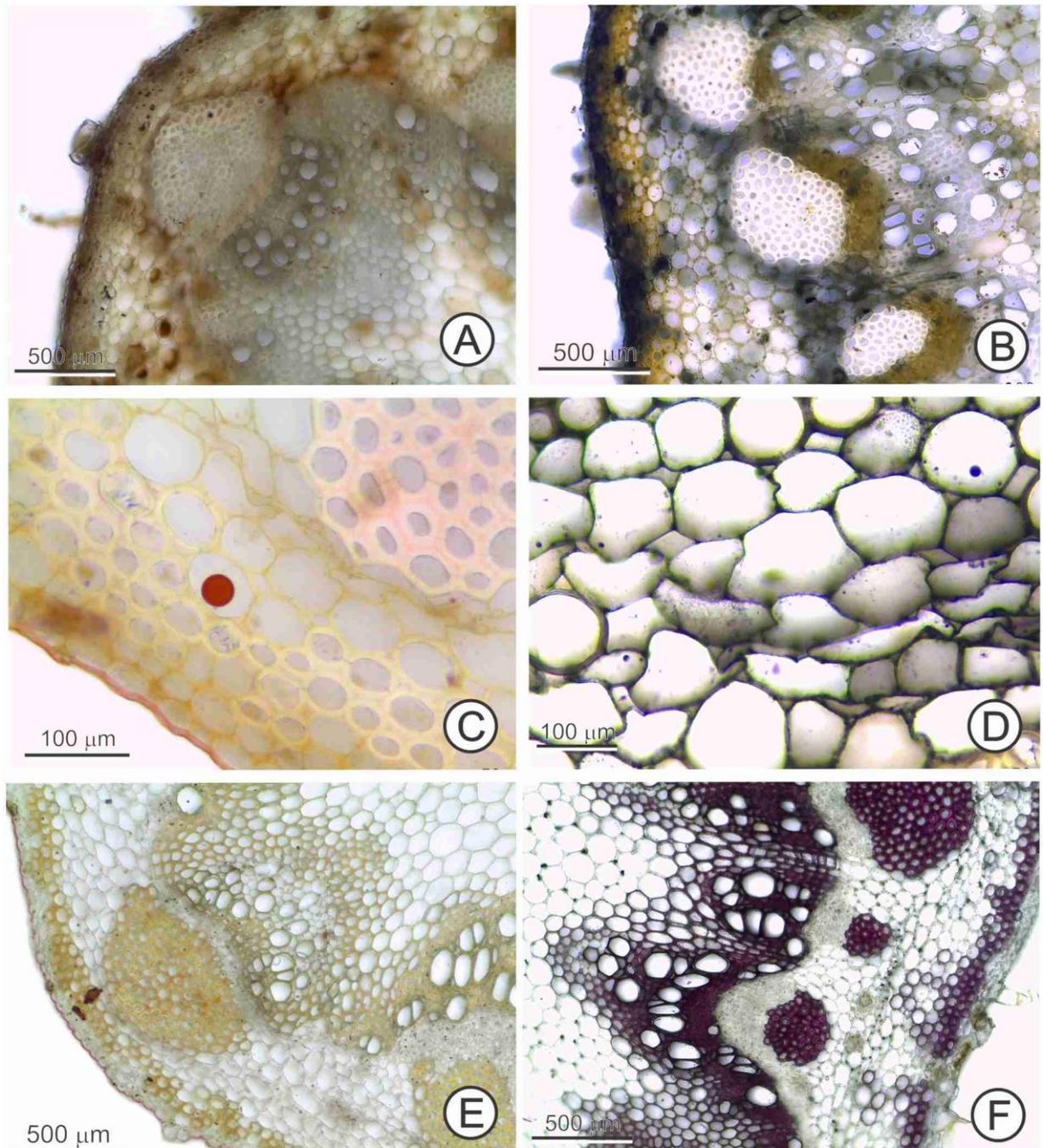


Figura 8 - Caule de *Ichthyothere mollis* Baker. Testes Histoquímicos. A-B. Compostos fenólicos na epiderme, células parenquimáticas do córtex, epiteliais do canal secretor e parenquimáticas da medula, evidenciados através dos testes com cloreto férrico e sulfato ferroso em formalina, respectivamente. C. Cutina nas paredes periclinais externas das células epidérmicas e gotas lipofílicas nas células parenquimáticas do córtex e medula evidenciados através dos testes com Steinmetz. D. Gotas lipofílicas nas células parenquimáticas do córtex – sudan black B. E-F. Lignina em células com paredes esclerificadas no córtex, opostas ao floema e em células do xilema – Steinmetz e floroglucinol acidificado, respectivamente.

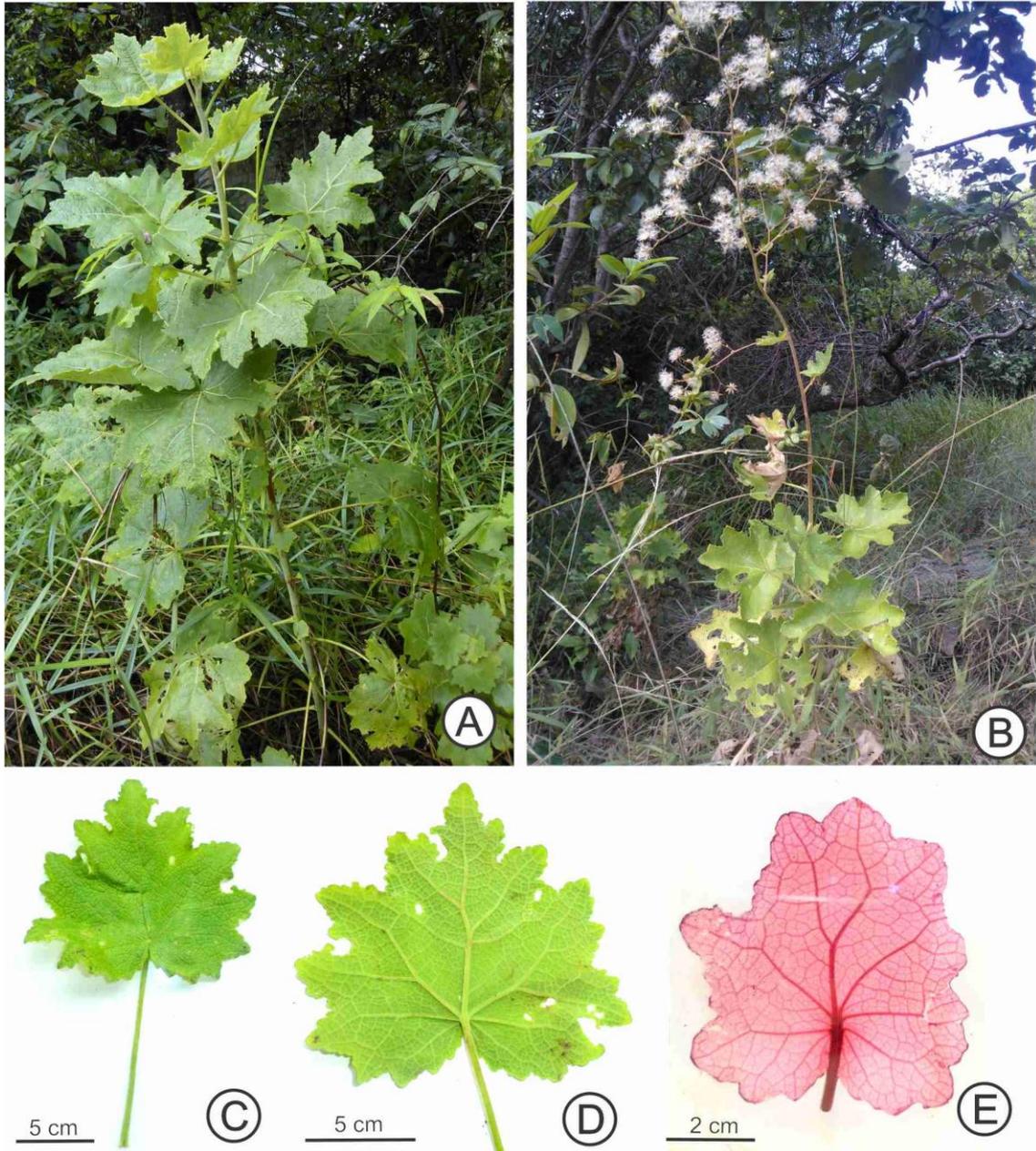


Figura 9 - *Jungia floribunda* Less. A-B. Aspecto geral da planta no local de coleta durante as fases vegetativa e reprodutiva, respectivamente. C-D. Aspecto geral da folha. C. Face adaxial. D. Face abaxial. E. Folha diafanizada evidenciando nervação reticulada.

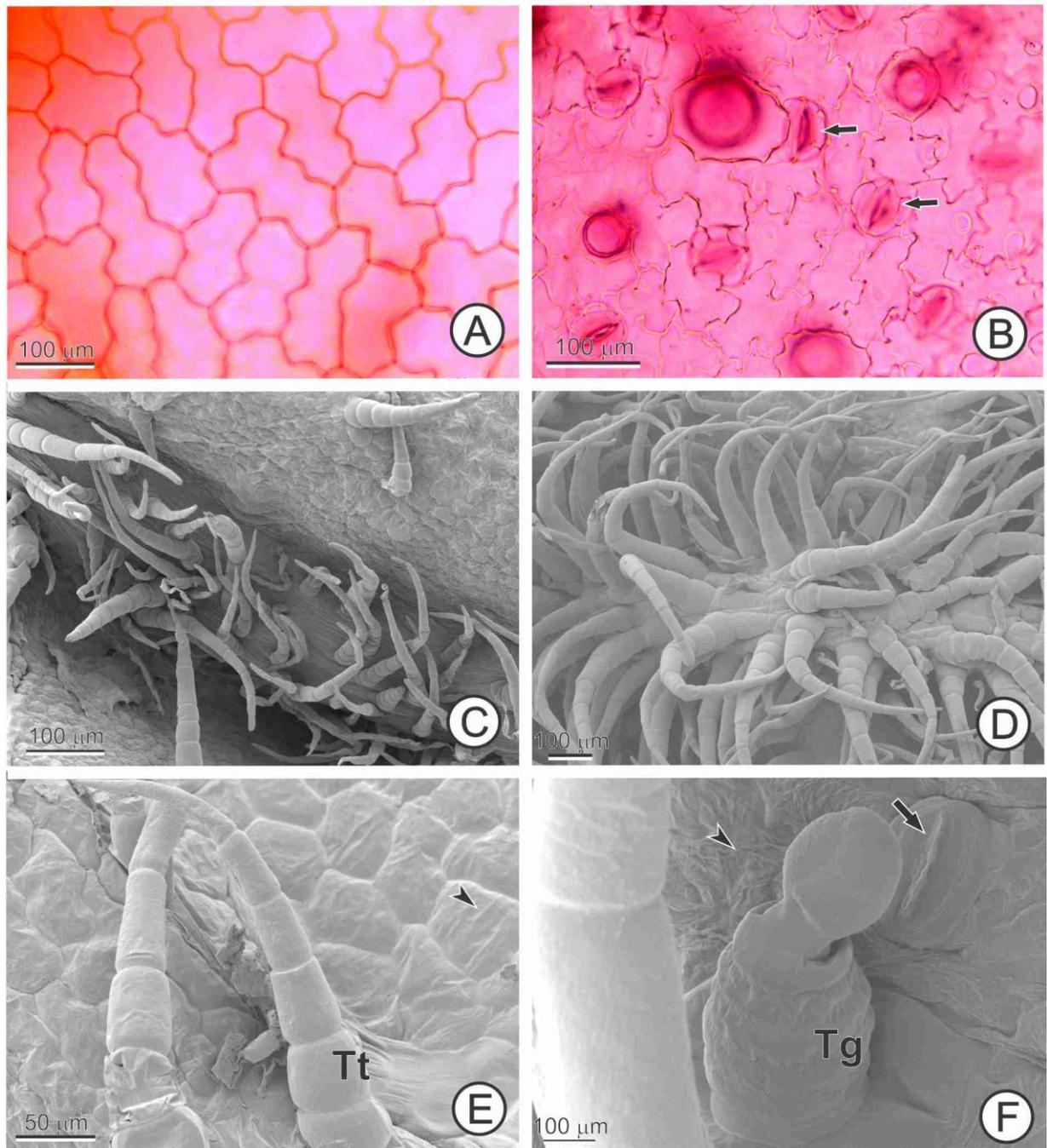


Figura 10 - Lâmina foliar de *Jungia floribunda* Less. A-B. Diafanização. C-F. Eletromicrografias de varredura. A. Paredes anticliniais onduladas das células epidérmicas da face adaxial. B. Estômatos (setas) e paredes anticliniais sinuosas das células epidérmicas da face abaxial. C. Face adaxial evidenciando tricomas tectores sobre a nervura central. D. Face abaxial evidenciando tricomas tectores sobre a nervura central. E. Detalhe dos tricomas tectores (Tt) e epiderme adaxial com estrias epicuticulares (cabeça de seta). F. Detalhe do tricoma glandular (Tg), estômato com cristas estomáticas (seta) e epiderme abaxial com estrias epicuticulares (cabeça de seta).

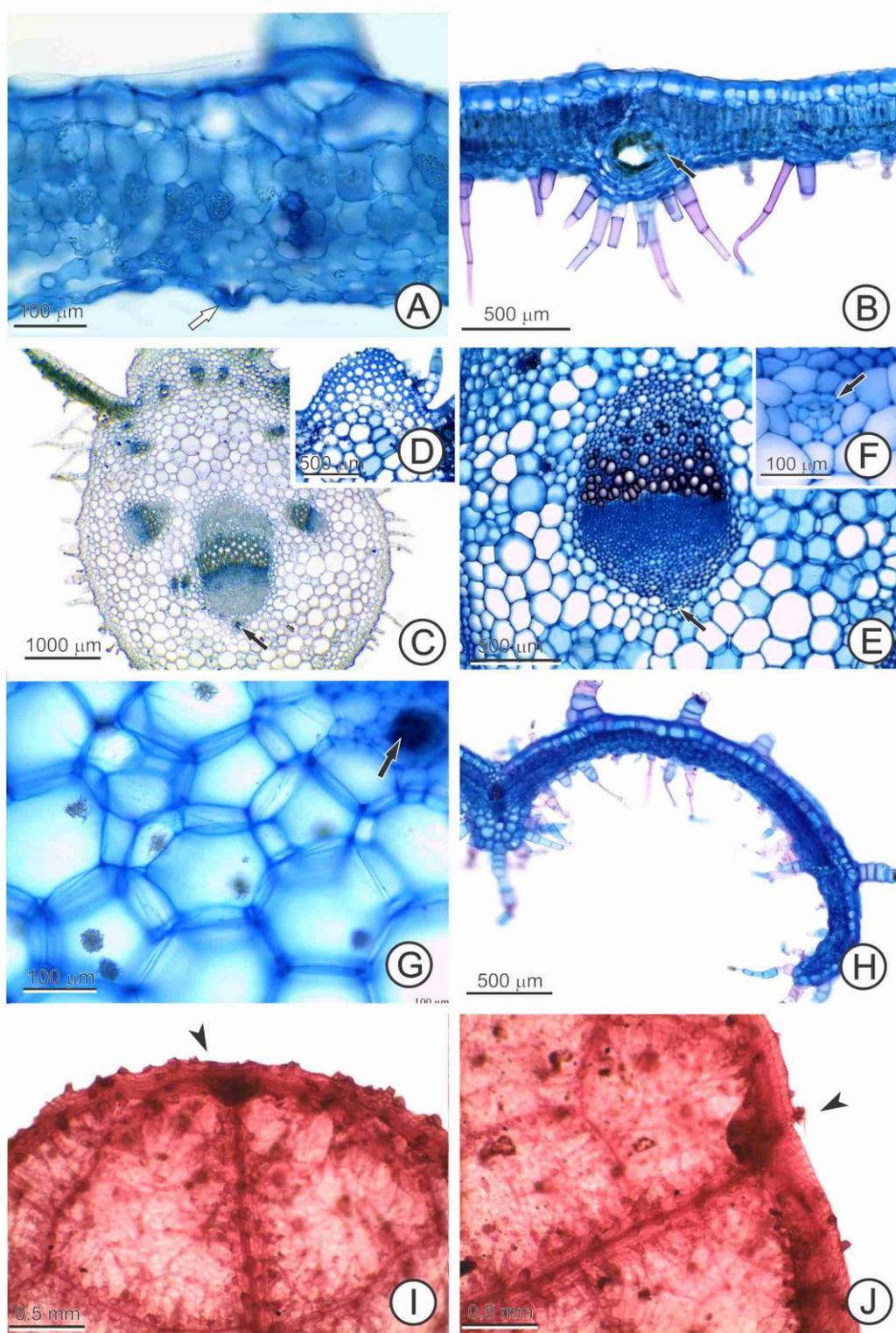


Figura 11 - Lâmina foliar de *Jungia floribunda* Less. A-H. Secções transversais. I-J. Folha diafanizada. A. Mesófilo dorsiventral, estômato saliente (seta branca) localizado na epiderme abaxial. B. Nervura de menor calibre com canal secretor (seta preta) associado. C. Aspecto geral da nervura central com canal secretor (seta preta) associado ao feixe vascular de maior calibre. D. Detalhe do colênquima angular em posição subepidérmica na face adaxial. E. Região aproximada do feixe vascular colateral com canal secretor (seta preta). F. Detalhe do canal secretor (seta preta). G. Detalhe do parênquima cortical contendo drusas e canal secretor (seta preta). H. Bordo foliar revoluto. I. Hidatódio (cabeça de seta) no ápice foliar. J. Hidatódio (cabeça de seta) na margem foliar.

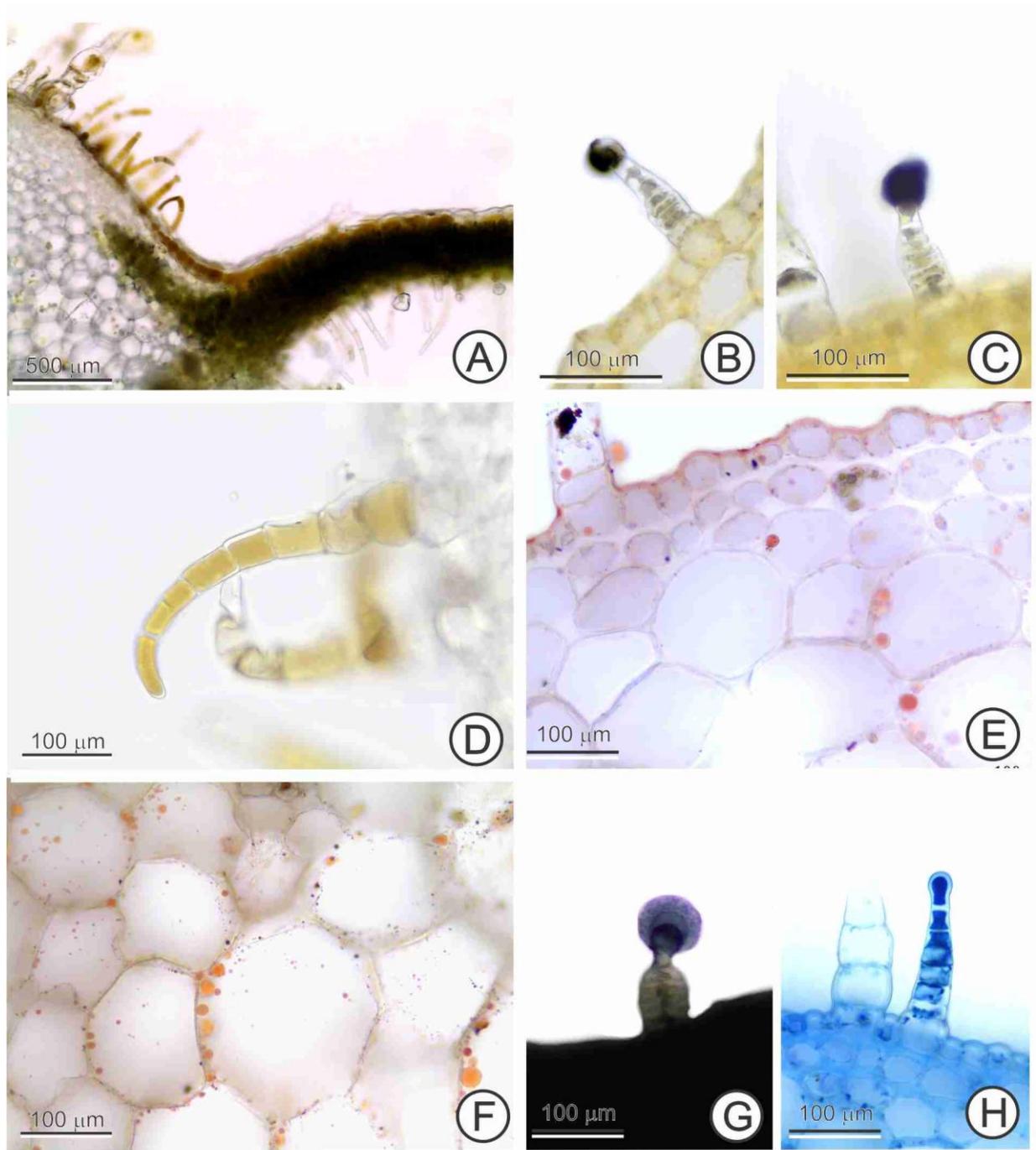


Figura 12 - Lâmina foliar de *Jungia floribunda* Less. Testes histoquímicos. A. Compostos fenólicos em células epidérmicas, tricomas tectores e glandulares e mesofilo – dicromato de potássio. B-C. Detalhe dos tricomas glandulares com reação positiva para compostos fenólicos – cloreto férrico. D. Tricoma tector com reação positiva para compostos fenólicos – dicromato de potássio. E-F. Cutina nas paredes periclinais externas das células epidérmicas e gotas lipídicas no parênquima cortical – Steinmetz. G. Tricoma glandular com reação positiva para substâncias lipofílicas – sudan black B. H. Tricoma glandular com reação positiva para proteínas – azul de coomassie.

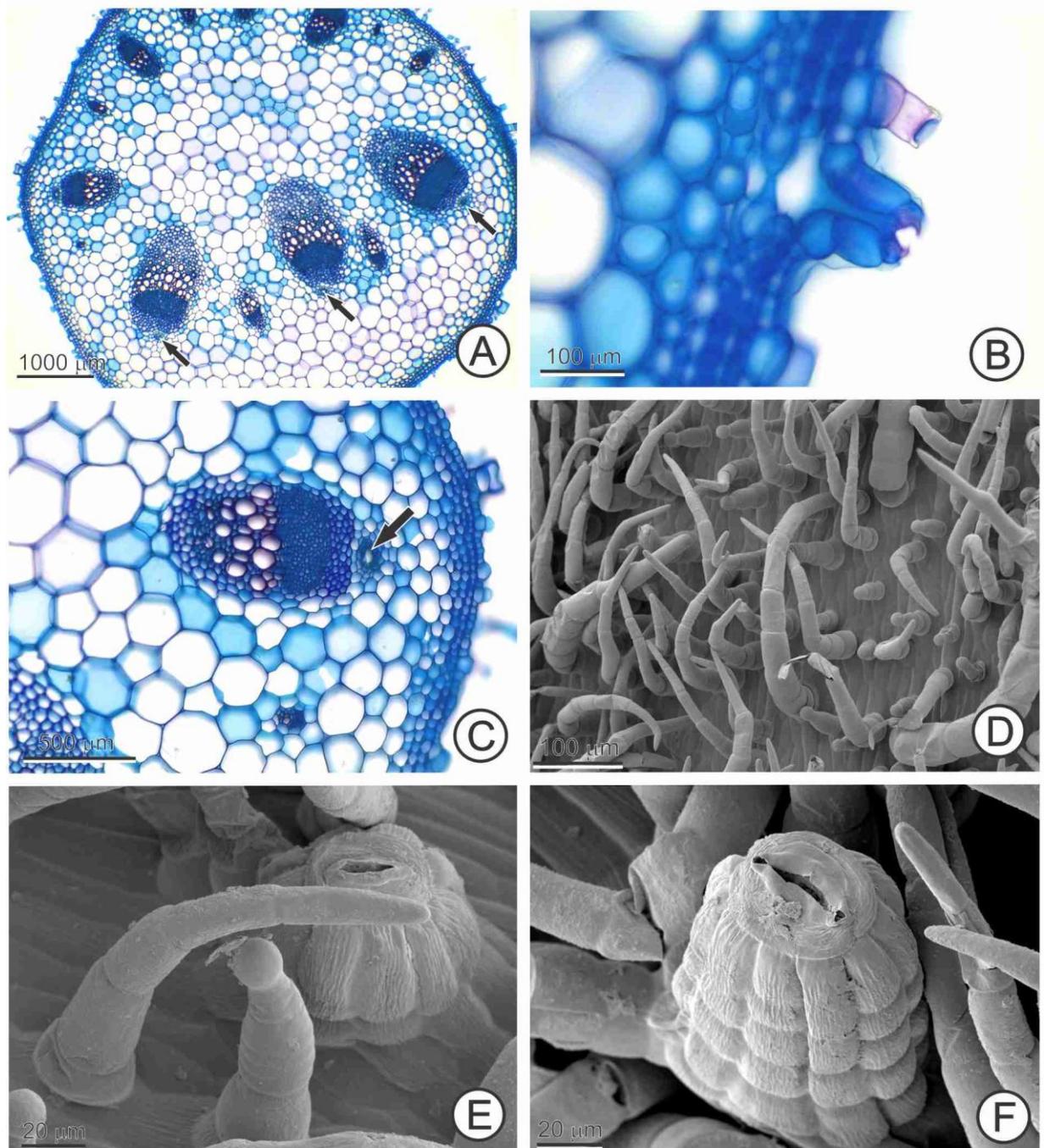


Figura 13 - Pecíolo de *Jungia floribunda* Less. A-C. Seções transversais. D-F. Eletromicrografias de varredura. A. Aspecto geral do pecíolo com canais secretores (seta) associados aos feixes vasculares. B. Estômato saliente com cristas estomáticas. C. Detalhe do feixe colateral com canal secretor (seta) associado. D. Vista geral do pecíolo evidenciando a distribuição de tricomas tectores e glandulares. E. Detalhe da epiderme com estrias epicuticulares, tricoma tector, glandular e estômato saliente. F. Detalhe do estômato saliente.

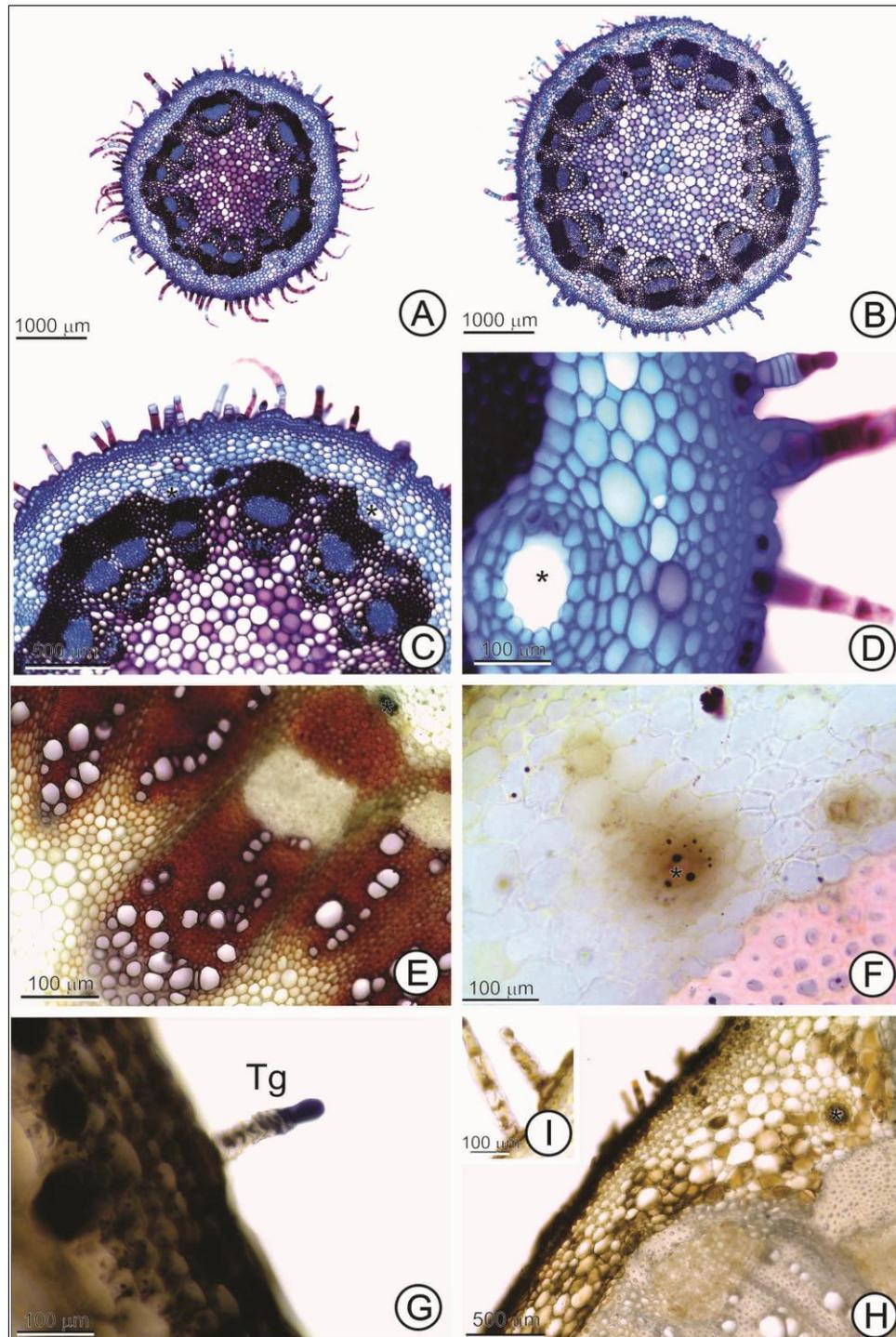


Figura 14 - Caule de *Jungia floribunda* Less. A-I. Secções transversais. A. Aspecto geral do caule da região do 3º entrenó abaixo do ramo floral de contorno circular. B. Aspecto geral do caule da região do entrenó basal. C. Detalhe da região cortical e cilindro vascular do córtex evidenciando a epiderme sinuosa, células esclerificadas no córtex, fibras associadas ao floema, e medula. D. Detalhe da região cortical com canal secretor (*). E-I. Testes histoquímicos. E. Lignina nas paredes de células do xilema – floroglucinol acidificado. F. Gotas lipídicas no epitélio do canal secretor – sudan IV. G. Tricoma glandular com reação positiva para substâncias lipofílicas – sudan black B. H-I. Células epidérmicas, parenquimáticas do córtex, epitélio do canal secretor e tricomas glandulares com reação positiva para compostos fenólicos – dicromato de potássio.

CAPÍTULO II

MORFOANATOMIA DOS SISTEMAS SUBTERRÂNEOS DE *Ichthyothere mollis* Baker. E

Jungia floribunda Less. OCORRENTES NO CERRADO RUPESTRE

DO ESTADO DE GOIÁS

RESUMO

MORFOANATOMIA DOS SISTEMAS SUBTERRÂNEOS DE *Ichthyothere mollis* Baker. E *Jungia floribunda* Less. OCORRENTES NO CERRADO RUPESTRE DO ESTADO DE GOIÁS. No Cerrado há diversas espécies de plantas que possuem sistemas subterrâneos espessados. Estes sistemas são estruturas altamente complexas podendo ter capacidade gemífera e acumular grandes quantidades de reservas, tais características permitem a sobrevivência das plantas promovendo a rebrota de ramos aéreos após um período climático desfavorável, como seca prolongada ou queimadas, fenômenos comuns no Cerrado. O presente estudo objetivou descrever a morfoanatomia e investigar os metabólitos presentes nos sistemas subterrâneos de *Ichthyothere mollis* Baker. e *Jungia floribunda* Less., ocorrentes em áreas de Cerrado rupestre do Estado de Goiás relacionando suas características ao ambiente de ocorrência. O sistema subterrâneo de *I. mollis* é um xilopódio de natureza caulinar nas regiões proximais com raízes gemíferas que se desenvolvem paralelamente ao solo; tanto o xilopódio quanto as raízes gemíferas, originam ramos aéreos. *J. floribunda* possui sistema subterrâneo do tipo xilopódio de natureza mista com raízes tuberosas, de consistência macia, carnosas e com tecido parenquimático de reserva. O xilopódio das duas espécies é constituído por um eixo lignificado, gemífero, sem formato definido e localizado nas camadas superficiais do solo. Canais secretores foram observados no xilopódio e nas raízes das espécies estudadas; nas raízes foram detectadas substâncias lipofílicas e compostos fenólicos. Nos sistemas subterrâneos das espécies analisadas os frutanos do tipo inulina localizam-se principalmente em células do xilema secundário. Algumas características observadas nos sistemas subterrâneos podem estar relacionadas à adaptação e/ou tolerância dessas espécies ao cerrado rupestre. Este estudo contribuiu para o conhecimento da morfoanatomia de sistemas subterrâneos de espécies de cerrado do Estado de Goiás, que ainda são pouco estudados.

Palavras-chave: Histoquímica, frutano, raiz gemífera, raiz tuberosa, xilopódio.

ABSTRACT

MORPHO-ANATOMY AND HISTOCHEMISTRY OF THE UNDERGROUND SYSTEMS OF *Ichthyothere mollis* Baker. and *Jungia floribunda* Less. (ASTERACEAE) IN CERRADO RUPESTRE AREAS OF GOIÁS. Numerous cerrado plant species have thickened underground systems, highly complex structures that accumulate large amounts of reserves and retain sprouting ability. These traits enable plant survival by promoting regrowth of aerial shoots after unfavourable climatic periods common in the cerrado, such as prolonged droughts or fires. The present study aimed to describe the morpho-anatomy of the underground system of *Ichthyothere mollis* Baker and *Jungia floribunda*, some species from cerrado rupestre areas in the state of Goiás, Brazil, and evaluate the presence of metabolites in this system, correlating these traits to the natural habitat of this species. The underground system of *I. mollis* is a bud-bearing xylopodium of stem structure in the proximal regions with root buds that grow parallel to the ground. Both, the xylopodium and the root buds, may generate aerial stems. The underground system of *J. floribunda* is a bud-bearing xylopodium of stem and root structure with tuberous roots soft and succulent consistency and with the parenchyma tissue specialized as a food reserve storage. The both species xylopodium consists of a lignified axis and undefined shape, found within the superficial layers of the ground. Secretory ducts were observed in xylopodium and roots of the both studied species. Lipophilic and phenolic substances were detected in the roots. Both xylopodia and roots had inulin-type fructans mainly located in cells of the secondary xilem. Some features observed in both underground systems may be related to adaptation and /or tolerance of these species to the cerrado rupestre. This study contributes to the knowledge of the morpho-anatomy of the underground systems of cerrado plant species in the state of Goiás, Brazil.

Keywords: Histochemistry, Fructans, Root bud, Tuberous root, Xylopodium.

1. INTRODUÇÃO

A presença de sistemas subterrâneos espessados em representantes de Asteraceae é destacada por Rizzini & Heringer (1961; 1962), Rizzini (1965) e Coutinho (2002). Em espécies dessa família ocorre uma grande diversidade de sistemas subterrâneos, dentre esses, destacam-se os xilopódios, as raízes tuberosas, os sistemas subterrâneos difusos, os rizóforos e os rizomas (PAVIANI, 1978, 1987; MENEZES et al., 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).

Estes sistemas subterrâneos podem ser gemíferos e acumuladores de reservas (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003), sendo esta uma característica importante e fundamental para a sobrevivência de determinadas espécies quando as condições ambientais não são favoráveis, como é o caso de espécies ocorrentes no cerrado e em campos rupestres (RACHID-EDWARDS, 1956; RIZZINI & HERINGER, 1961; 1962, RIZZINI, 1965 e COUTINHO, 2002).

Segundo Vilhalva & Appezzato-da-Glória (2006a, b), a capacidade gemífera desses sistemas subterrâneos é importante para as plantas que habitam locais com períodos de seca prolongada ou episódios de fogo, pois nesse período as plantas perdem sua parte aérea. A regeneração da planta através de gemas caulinares e das reservas que são prontamente disponibilizadas promove o reestabelecimento dos indivíduos ao ambiente em período favorável.

Uma das principais reservas acumuladas em sistemas subterrâneos das Asteraceae são os frutanos (FIGUEIREDO-RIBEIRO et al., 1991; TERTULIANO & FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993). Os frutanos são carboidratos que estão disponíveis como fonte de energia em plantas que ocorrem em ambientes de restrita disponibilidade de água (HENDRY, 1993), a exemplo do Cerrado. Além disso, podem estar relacionados ao processo osmorregulatório (FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993) conferindo maior capacidade de sobrevivência a estas plantas.

Em Asteraceae, estudos com sistemas subterrâneos têm sido realizados discorrendo sobre morfoanatomia, ultraestrutura, histoquímica, origem e estruturas secretoras (MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003; 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; JAREGUI et al., 2012). A ocorrência de estruturas secretoras nos sistemas subterrâneos é ressaltada por APPEZZATO-DA-GLÓRIA et

al., (2008b) como importante caráter taxonômico, além de poder constituir estratégias de defesa contra herbivoria.

Considerando a diversidade e importância dos sistemas subterrâneos os estudos de natureza morfológica e anatômica são fundamentais para a determinação de terminologias adequadas (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003), bem como subsidiar estudos taxonômicos e entender a importância ecológica destes sistemas.

Neste contexto, o presente trabalho teve por objetivo descrever a morfoanatomia e investigar os metabólitos presentes nos sistemas subterrâneos de *Ichthyothere mollis* e *Jungia floribunda*, visando identificar caracteres indicativos de adaptações às condições ambientais do cerrado.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Os sistemas subterrâneos de *Ichthyothere mollis* e *Jungia floribunda* foram coletados em uma área de cerrado rupestre na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situada no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD), localizado nos Municípios de Mossâmedes, Goiás e Buriti de Goiás. A altitude varia de 726 m a 900 m e as coordenadas geográficas variam de 16°06'02" - 16°03'52" S e 50°10'59" – 50°10'12" W.

As coletas foram realizadas durante as estações seca (maio - outubro/2012) e chuvosa (novembro/2012 - abril/2013). As exsiccatas estão depositadas no Herbário da UFG sob números de registro *Ichthyothere mollis* Baker. 48187 UFG e *Jungia floribunda* Less. 48186 UFG.

A caracterização morfológica foi realizada através de observações e registros fotográficos no local de coleta, análise e descrição em laboratório com auxílio de microscópio estereoscópico.

Para a análise anatômica, os sistemas subterrâneos inteiros foram fixados em solução FAA50 (JOHANSEN, 1940) por 48h, posteriormente seccionados conforme indicado na figura 1B. Parte das amostras foi desidratada em série etílica crescente e infiltrada em resina plástica (Leica Historessin[®]) durante aproximadamente três meses. As secções transversais e longitudinais (10-12µm de espessura) obtidas em micrótomo Leica RM2245, com navalha descartável de tungstênio TC-65, foram submetidas à coloração com azul de toluidina em tampão McIlvaine, pH 4,0 (VIDAL, 1977) e posteriormente foram montadas em Verniz Vitral[®] (PAIVA et al., 2006).

Secções realizadas a mão livre e com auxílio de micrótomo de mesa foram clarificadas com hipoclorito de sódio 4% por cerca de 15 minutos, lavadas em água destilada e submetidas à dupla coloração azul de astra 0,3% e fucsina básica 0,1% (ROESER, 1972; KRAUS et al., 1998), submetidas à séries etfílica e butfílica crescentes e posteriormente montadas em Verniz Vitral® (PAIVA et al., 2006).

Os testes histoquímicos foram realizados em secções obtidas à mão livre de material recém-coletado, não fixado. As secções foram submetidas aos reagentes: cloreto férrico (Johansen, 1940) e dicromato de potássio (GABE, 1968) para identificar compostos fenólicos; lugol (JOHANSEN, 1940) para evidenciar amido; sudan IV (GERLACH, 1984) Para evidenciar substâncias lipofílicas, Steinmetz (COSTA, 1970) conhecido como reagente universal, por possibilitar o reconhecimento simultâneo de amido, celulose, lignina e lipídeos diversos.

Para visualizar os esferocristais de inulina sob luz polarizada, as amostras foram submetidas a Etanol 100% por 48 horas (PURVIS et al., 1964).

As fotomicrografias foram realizadas em microscópio Leica com câmera digital ICC50, com programa de captura de imagem LAD EZ versão 1.8.1 e microscópio estereoscópico com câmera digital Leica EZ4D com programa de captura de imagem LAD EZ versão 1.8.0. As escalas que acompanharam as ilustrações foram obtidas nas mesmas condições ópticas.

Para análise em microscópio eletrônico de varredura (MEV), as amostras foram fixadas em solução de Karnovsky (KARNOVSKY, 1965), modificado pelo uso de tampão Cacodilato, posteriormente desidratadas em série etfílica, submetidas a dessecação ao ponto crítico do CO₂, montadas em suportes metálicos e a seguir metalizadas com ouro. A análise do material 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 análises qualitativas da prospecção fitoquímica foram baseadas nas metodologias descritas por Matos (1994) e Costa (2001). Investigou-se a presença das seguintes classes de metabólitos: heterosídeos antraquinônicos, heterosídeos digitálicos, heterosídeos flavonoides, triterpenoides, esteroides, taninos, alcalóides e cumarinas. Para a determinação do teor de flavonoides, os ensaios foram realizados em triplicata em amostras coletadas na estação seca e chuvosa, utilizando o método descrito por Rolim et al. (2005).

3. RESULTADOS

3.1. *Ichthyothere mollis*

Ichthyothere mollis possui porte herbáceo, atingindo em média 1,0 m de altura (Fig. 1A), sistema subterrâneo do tipo xilopódio constituído por um eixo lignificado, de consistência rígida, sem forma definida, gemífero (Fig. 1B-C), orientado verticalmente ao solo e localizado nas camadas superficiais, cerca de 20 cm de profundidade; com raízes gemíferas (Fig. 1B - D) que se desenvolvem paralelamente ao solo por cerca de 50 cm do xilopódio, posteriormente penetram profundamente no mesmo. Na estação seca os indivíduos perdem totalmente a parte aérea e observa-se grande quantidade de gemas no eixo caulinar. Durante a estação chuvosa ocorre emissão de ramos aéreos tanto do xilopódio quanto das raízes gemíferas (Fig. 1 C -D). Nas raízes gemíferas os ramos são emitidos a partir de, aproximadamente, 30 cm de distância do eixo principal.

Na região proximal do xilopódio ocorrem gemas protegidas por catafilos e tricomas tectores (Fig. 2A-B). Em secções transversais, realizadas no eixo principal conforme os planos de corte 1,2 e 3 indicados na figura 1B observa-se autoenxertia (Fig. 1E).

O xilopódio jovem, em início de crescimento secundário (Fig. 2C -F), é revestido pela epiderme uniestratificada, com tricomas tectores constituídos por três a sete células; a região cortical é predominantemente parenquimática com presença de esclereides formando uma a duas camadas subjacentes a epiderme, ocorrendo também isoladas e agrupadas em duas a três, dispersas pelo parênquima (Fig. 2D-F), canais secretores com epitélio uni a trisseriado e lume alongado longitudinalmente encontram-se localizados próximos à endoderme (Fig. 2D,F-G). Na figura 2E observa-se o início de formação do felogênio a partir das células parenquimáticas localizadas abaixo da camada de esclereides. No cilindro vascular observa-se crescimento secundário, o periciclo é de natureza parenquimática e externamente às calotas de fibras associadas ao floema, as células pericíclicas são esclerificadas; o xilema é formado pelo parênquima radial e axial cujas células possuem paredes não lignificadas e elementos de vaso, isolados e agrupados em dois a três, associados às fibras (Fig. 2C,F,H); a medula é parenquimática apresentando algumas células com paredes lignificadas (Fig. 2H). As análises anatômicas realizadas, nos três planos indicados na figura 1B, evidenciaram a natureza caulinar do xilopódio pela maturação centrífuga do xilema primário (Fig. 2H-I, K). Na porção do eixo localizada abaixo do plano 3 (Fig. 1B) não foi possível verificar sua natureza caulinar ou radicular, uma vez que em todas as secções analisadas ocorreu o rompimento da região central.

Nas porções proximal e distal do xilopódio de indivíduo adulto, conforme indicado nas figuras 1B,E, o xilema secundário é constituído por elementos de vaso isolados e agrupados em dois ou três, associados às fibras, e parênquima axial e radial não lignificado (Fig. 2J-K). A região medular é constituída por células parenquimáticas com paredes delgadas e algumas com paredes lignificadas, apresentam canais secretores com epitélio bi a trisseriado (Fig. 2K).

A raiz gemífera é revestida pela periderme, sendo felogênio de origem subepidérmica (Fig. 3A). O córtex constitui-se de células parenquimáticas de tamanho variado, ocorrem canais secretores com epitélio uni a trisseriado e o lume alongado no sentido longitudinal, localizados próximos à endoderme (Fig. 3A-B). O cilindro vascular encontra-se em crescimento secundário, o periciclo é parenquimático, externamente às calotas de fibras associadas ao floema as células pericíclicas possuem paredes lignificadas; o xilema secundário nas regiões mais externas contem poucos elementos de vaso isolados e agrupados em dois a três, associados às fibras, e abundância de células parenquimáticas no sistema radial (Fig. 3A-C); presença de canais secretores com o lume alongado radialmente, localizados no sistema vascular (Fig.3B-C). Nas regiões próximas à medula ocorre maior quantidade de elementos de vaso associados às fibras (Fig. 3D). A natureza radicular é evidenciada pela maturação centrípeta do xilema primário (Fig. 4D). A medula, bastante reduzida, é constituída por células parenquimáticas com paredes delgadas (Fig. 3D, 4D).

As raízes gemíferas possuem regiões de contrações leves a acentuadas (Fig. 3E-F) que resultam da redução das camadas de células parenquimáticas do córtex. A formação de novos ramos aéreos pelas raízes gemíferas ocorreu a partir de gemas exógenas de origem cambial (Fig. 3G-H). Os testes histoquímicos reagiram positivamente nas raízes gemíferas, para substâncias lipofílicas em células parenquimáticas do córtex e epiteliais dos canais secretores (Fig. 4A); compostos fenólicos em células parenquimáticas do córtex, células epiteliais e lume dos canais secretores (Fig. 4B-C); e lignina nas paredes dos elementos condutores do xilema e células esclerenquimáticas (Fig. 4D).

Tanto no xilopódio quanto nas raízes gemíferas os frutanos do tipo inulina, foram evidenciados no tecido xilemático. Os esferocristais de inulina foram identificados pela birrefringência sob luz polarizada (Fig. 5A-B). No xilopódio e nas raízes os frutanos encontram-se localizados no lume dos elementos de vaso (Fig. 5C-E, G), sendo que nas raízes ocorrem também nas fibras adjacentes aos mesmos e em células parenquimáticas da medula (Fig. 5 F-H). Nas amostras coletadas na estação seca os frutanos foram observados preenchendo o lume dos elementos de vaso e células adjacentes (Fig. 5D,G) e na estação chuvosa os mesmos apresentaram-se associados às paredes celulares (Fig. 5E,H).

Na análise fitoquímica foram detectados triterpenoides, esteroides e flavonoides no xilopódio de *I. mollis* (Tabela 1). O teor de flavonoides totais presentes nas amostras do xilopódio, coletadas na estação seca e chuvosa foi 2,2% e 3,52%, respectivamente.

Tabela 1. Classes de metabólitos detectados nas amostras do xilopódio de *Ichthyothere mollis* Baker.

Classe de metabólitos	Reação
Heterosídeos Antraquinônicos	-
Heterosídeos Digitálicos	-
Triterpenoides e esteroides	+
Heterosídeos Flavonoides	+
Taninos	-
Alcaloides	-
Cumarinas	-

+ : reação positiva, - : reação negativa

3.2. *Jungia floribunda*

Jungia floribunda é subarbustiva, apresentando em média 1,5 m de altura podendo atingir até 2,5 m em fase reprodutiva (Fig. 6A). O sistema subterrâneo é do tipo xilopódio constituído por um eixo lenhoso, rígido, lignificado, gemífero (Fig. 6B) localizado nas camadas superficiais do solo, cerca de 20 cm de profundidade; com raízes tuberosas de consistência carnosa e macia (Fig. 6C) que desenvolvem paralelamente ao solo. Na estação seca o xilopódio apresenta grande quantidade de gemas na região proximal. Durante a estação chuvosa ocorre a emissão de novos ramos aéreos (Fig. 6B-C). O xilopódio apresenta autoenxertia natural de eixos caulinares, conforme visualizados na Figura 6D-F.

As gemas visualizadas na região proximal do xilopódio são revestidas por tricomas tectores e glandulares (Fig. 7A-B). Secções transversais dessa região permitiram verificar que essas gemas são originadas a partir de células cambiais e possuem traço vascular (Fig. 7 C-E).

Nas porções proximal e mediana do xilopódio de indivíduo adulto, em secções transversais, observou-se que o mesmo é revestido pela periderme; a região cortical é constituída por células parenquimáticas, possui canais secretores com epitélio uni a bisseriado localizados próximos à endoderme (Fig. 8A-D); apresenta periciclo proliferado de natureza parenquimática (Fig. 8B-C), podendo ter células esclerificadas isoladas ou agrupadas em duas a três; o floema é

pouco abundante e o xilema possui elementos de vaso isolados ou agrupados em até quatro células, associadas a fibras, e parênquima axial e radial não lignificado (Fig. 8E-F).

As análises anatômicas confirmaram a natureza mista desse sistema subterrâneo. Nas regiões proximal e mediana o xilopódio é caulinar (Fig. 8E-F), enquanto a região distal possui natureza radicular (Fig. 8G). Nas regiões proximal e mediana, observa-se ampla medula constituída por células parenquimáticas (Fig. 8E) e na região distal, a medula é reduzida, podendo apresentar algumas células com paredes lignificadas (Fig. 8G).

As raízes tuberosas, em corte transversal, têm contorno circular (Fig. 9A), encontram-se revestidas pela periderme, o felogênio tem origem subepidérmica. O córtex reduzido, quando comparado às outras regiões da raiz, é constituído por células parenquimáticas com pequenos espaços intercelulares. Ocorrem canais com epitélio uni a bisseriado localizados adjacentes à endoderme que apresenta estrias de Caspary (Fig. 9B-C).

O cilindro vascular, em início de crescimento secundário, possui periciclo proliferado constituído por células dispostas radialmente, de tamanhos variados, algumas células com paredes delgadas e pequenos espaços intercelulares (Fig. 9 B-D); células esclerificadas podem ocorrer isoladas ou em agrupamentos de até três células.

Na raiz de indivíduo jovem, o cilindro vascular possui raios parenquimáticos não lignificados, amplos e as células parenquimáticas do xilema adjacentes aos elementos de vaso têm disposição concêntrica, conforme visualizados na figura 9 E-F; a medula é constituída por células com paredes delgadas. Na raiz de indivíduo adulto, com o aumento do crescimento secundário, pode haver um aumento nas camadas de células do periciclo, o xilema possui raios parenquimáticos não lignificados, estreitos e grande quantidade de fibras associadas aos elementos de vaso que podem estar isolados ou agrupados em dois; as células da região medular podem esclerificar-se (Fig. 9G-H).

Os testes histoquímicos reagiram positivamente, nas raízes tuberosas para substâncias lipofílicas nas células epiteliais dos canais secretores; substâncias fenólicas em células epiteliais e lume dos canais secretores, células parenquimáticas do córtex, endoderme e cilindro vascular; e lignina em células da periderme, células pericíclicas com paredes esclerificadas e em células condutoras e fibras do xilema secundário (Fig. 10 A-D).

No xilopódio foram evidenciados frutanos nas células do periciclo e no interior de elementos de vaso (Fig. 11 A-D). Nas raízes tuberosas, os frutanos foram observados em células parenquimáticas do periciclo, xilema secundário e medula (Fig. 11 E-H). Os esferocristais de inulina foram identificados pela birrefringência sob luz polarizada (Fig. 11G-H).

Na prospecção fitoquímica foram detectados triterpenoides, esteroides e cumarinas, sendo negativo para outras classes de metabólitos, conforme apresentados na Tabela 2.

Tabela 2. Classes de metabólitos detectados nas amostras do xilopódio de *Jungia floribunda* Less.

Classe de metabólitos	Reação
Heterosídeos Antraquinônicos	-
Heterosídeos Digitálicos	-
Triterpenoides e esteroides	+
Heterosídeos Flavonoides	-
Taninos	-
Alcaloides	-
Cumarinas	+

+ : reação positiva, - : reação negativa

4. DISCUSSÃO

Sistemas subterrâneos do tipo xilopódio, observados em *Ichthyothere mollis* e *Jungia floribunda*, são comuns em plantas ocorrentes em Cerrado (RIZZINI, 1965). O termo “xylopodium” foi inicialmente utilizado por Lindman (1906) para designar um tipo de estrutura rígida, lenhosa e lignificada, com alta capacidade gemífera, podendo assumir diferentes formas, desde ovoides, cilíndricas, fusiformes, globoides a formas não definidas (RIZZINI & HERINGER, 1961; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003).

A capacidade dos xilopódios em acumular água e reservas (Apezzato-da-Glória et al., 2008a), produzir gemas e ter sua ocorrência nas camadas superficiais do solo, em biomas como o Cerrado, indica a adaptação das plantas à seca (RIZZINI & HERINGER, 1961). Esses órgãos foram registrados em diversas espécies ocorrentes no Cerrado como *Calea verticillata* (Klatt) Pruski e *Isostigma megapotamicum* (Spreng.) Sherff. (Asteraceae) (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006b); *Chromolaena squalida*, *Lessingianthus bardanoides* (Less.) H. Rob., *Lessingianthus glabratus* (Less.) H. Rob., *Pterocaulum angustifolium* (Asteraceae) (APPEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008a); *Ocimum nudicaule* Benth. (Lamiaceae) (FIGUEIREDO, 1972); *Brasilia sickii* G.M. Barroso (Asteraceae) (PAVIANI, 1977; 1978;

1987); *Mandevilla illustris* (Vell.) Woodson e *M. velutina* (Mart. ex Stedelm.) Woodson (Apocynaceae) (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000).

Alguns órgãos subterrâneos, principalmente os xilopódios, devido a sua capacidade gemífera e autoenxertia, apresentam estrutura complexa como registrada nas espécies estudadas e outras espécies ocorrentes no Cerrado (PAVIANI, 1977, APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000, VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006b).

Em *I. mollis* o xilopódio possui natureza caulinar nas regiões proximais, enquanto em *J. floribunda* a natureza é mista, caulinar e radicular. Xilopódios de natureza caulinar foram evidenciados em *Mikania cordifolia*, *M. sessilifolia*, *Vernonia elegans* e *V. megapotamica* (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011) e *Mandevilla atrovioleacea* (LOPES-MATTOS et al., 2013) e xilopódios de natureza mista foram relatados em *Pachyrhizus ahipa* (MILANEZ & DALLAQUA, 2003), *Calea verticillata* (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006b), *Apopyros warmingii* e *Ichthyothere terminalis* (ABDALLA, 2012) e em *Lessingianthus buddleiifolius* (SANTOS, 2013).

As gemas que se desenvolvem no xilopódio de *J. floribunda* possuem origem cambial. Nas raízes gemíferas de *I. mollis* as gemas também são originadas de células cambiais, sendo que, nesta espécie, as raízes originam gemas reparativas exógenas pois as mesmas se formam após injúrias e são desprovidas de traços vasculares contíguos ao cilindro vascular (WITTROCK, 1884, apud APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003). Gemas de origem cambial foram identificadas em *Mandevilla illustris* e *M. velutina* (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000); *Calea verticillata* e *Isostigma megapotamicum* (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006b); *Chromolaena squalida* e *Pterocaulon angustifolium* (APPEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008b). Conforme Wittrock (1884, apud APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003), as gemas formadas em raízes não perturbadas são adicionais e aquelas que se originam em resposta a injúrias são reparativas. Segundo Bosela & Ewers (1997) as gemas reparativas se originam em resposta à injúria e senescência.

Hayashi & Appezzato-da-Glória (2005) enfatizaram que raízes com capacidade gemífera representam uma importante estratégia que as plantas do cerrado desenvolveram para resistirem às condições climáticas desfavoráveis e especialmente ao fogo.

As contrações observadas nas raízes gemíferas de *I. mollis* também foram registradas em raízes de *Vernonia oxylepis* (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a). Esta característica pode estar relacionada ao processo de auto enterramento da planta permitindo o desenvolvimento de gemas em regiões mais profundas do solo indicando adaptação dessas plantas ao ambiente do cerrado (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003, VILHALVA &

APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a). Em *I. mollis* a contração radicular se forma em função da redução do número de camadas de células do parênquima cortical. Hayashi & Appezzato-da-Glória (2007) observaram áreas de contração em raízes de *Vernonia brevifolia*, entretanto, neste caso, a contração foi devido à redução do número de células tanto do parênquima cortical quanto do periciclo proliferado. Essas áreas de contrações também podem ser formadas pelo colapso de células corticais externas (JERNSTEDT, 1984) ou alteração da maturação do floema (CRESSWELL et al., 1999).

Jungia floribunda possui sistema subterrâneo do tipo xilopódio com raízes tuberosas. Este tipo de sistema subterrâneo foi registrado em diferentes táxons, tais como, *Mandevilla illustris* e *M. velutina* (Apocynaceae) (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000); *Mandevilla atrovioleacea* (Apocynaceae) (LOPES-MATTOS et al., 2013); *Vernonia grandifolia* (Asteraceae) (HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2007) e *Pachyrhizus ahipa* (Fabaceae) (MILANEZ & MORAES-DALLAQUA, 2003).

As raízes tuberosas de *J. floribunda* destacam-se pelo espessamento resultante da intensa atividade cambial produzindo várias camadas de periciclo e raios xilemáticos largos com células parenquimáticas não lignificadas. Grau & Rea (1977) já destacavam que o aumento da espessura em raízes tuberosas é resultante da proliferação de tecido parenquimático, os autores ressaltam ainda a capacidade de órgãos dessa natureza serem capazes de acumular açúcares e outras substâncias. *Vernonia oxylepis* e *Vernonia brevifolia* (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a; HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2007) são espécies em que a tuberização da raiz também é resultante da atividade do câmbio vascular.

Canais secretores registrados nos sistemas subterrâneos de *I. mollis* e *J. floribunda*, também foram relatados em *Pterocaulon angustifolium* (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2008b); *Calea verticillata* (Klatt) Pruski e *Isostigma megapotamicum* (Spreng.) Sherff (VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006b). Canais secretores localizados na região cortical com lume alongado longitudinalmente e canais secretores localizados no cilindro vascular com lume alongado radialmente, registrados em *I. mollis*, também foram relatados por Abdalla (2012) em *Ichthyothere terminalis*. Novos estudos poderão indicar se a disposição destes canais nos sistemas subterrâneos são caracteres constantes para espécies de *Ichthyothere*.

Os canais secretores contendo substâncias lipofílicas e fenólicas nos sistemas subterrâneos das espécies analisadas podem ser considerados como estratégia de defesa contra herbivoria (ANDERBERG et al., 2007; APPEZZATO-DA-GLÓRIA et al., 2008b).

Nos xilopódios das espécies estudadas foram evidenciados frutanos, como fonte de carboidratos, localizados no sistema vascular, sendo encontrados também em células pericíclicas

em *J. floribunda*. Nas raízes de ambas as espécies, os frutanos localizaram-se no xilema secundário e medula, sendo que, nas raízes de *J. floribunda* também foram evidenciados em células parenquimáticas do córtex e periciclo.

Em Asteraceae, os frutanos da serie inulina encontram-se distribuídos principalmente no parênquima vascular (TERTULIANO & FIGUEIREDO-RIBEIRO, 1993). Frutanos localizados em diferentes tecidos, tais como parênquima de origem pericíclica, parênquima cortical ou células parenquimáticas do xilema secundário foram evidenciados por diferentes autores (SAJO & MENEZES, 1986; MACHADO et al., 2004; HAYASHI & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2005; VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006a).

Variações sazonais, tanto na temperatura quanto na disponibilidade de água, podem influenciar o metabolismo de frutanos em plantas do Cerrado (MANTOVANI & MARTINS, 1988; FIGUEIREDO, 1993). Carvalho & Dietrich (1993) verificaram que durante a fase vegetativa e de dormência em *Vernonia herbacea* ocorreram maiores níveis de concentração de frutanos nos órgãos subterrâneos, enquanto que nas fases de floração e rebrota os níveis decaíram, indicando, possivelmente, a utilização destes como fonte de energia para a formação dos órgãos aéreos. Além disso, Livingston & Henson (1998), Van den Ende et al. (2005) e Valluru & Van den Ende (2008) sugerem que os frutanos e seus produtos de degradação estejam envolvidos na tolerância a estresses abióticos pela interação direta com os lipídeos da membrana, bem como facilitar a absorção de água.

No sistema subterrâneo das espécies analisadas foram detectados triterpenoides e esteroides os quais atuam principalmente na proteção contra herbívoros, proteção contra perda de água e antifúngicos (HUBBELL et al., 1984; ADAMOWICZ, 2007).

Flavonoides, detectados em *I. mollis*, são descritos como marcadores quimiotaxonômicos para espécies de Asteraceae (EMERENCIANO et al., 2001). Suas funções estão relacionadas com autoproteção da planta contra ataques microbianos, herbivoria e altos níveis de radiação UV (POSER & MENTZ, 2001, ENDT et al., 2002). Fatores abióticos naturais como irradiação solar, luz UV, seca, nutrientes e estações do ano influenciam no metabolismo e na produção destes compostos (GARTLAN et al., 1980; MOLE & WATERMAN, 1988; GLYPHIS & PUTTICK, 1988).

Cumarinas, apesar de terem sido observadas apenas no sistema subterrâneo de *Jungia floribunda*, são descritas como substâncias comuns em membros da ordem Asterales (RIBEIRO E KAPLAN, 2002). Essa classe de metabólitos possuem ação antimicrobiana (TRUITI et al., 2003) e antifúngica (STEIN et al., 2005).

5. CONCLUSÃO

As análises morfológicas e anatômicas possibilitaram concluir que o sistema subterrâneo de *I. mollis* é um xilopódio com raízes gemíferas e em *J. floribunda* um xilopódio com raízes tuberosas. Destaca-se a capacidade de propagação vegetativa a partir de gemas caulinares desenvolvendo-se na região proximal do xilopódio em ambas as espécies e das gemas reparativas nas raízes de *I. mollis*.

O xilema secundário destaca-se como tecido de reserva, uma vez que os carboidratos foram evidenciados em elementos de vaso, fibras e células parenquimáticas de paredes não lignificadas.

A grande quantidade de gemas no xilopódio, a ocorrência de raízes gemíferas e frutanos no sistema subterrâneo de *I. mollis* e *J. floribunda* são indicativos de adaptação e/ou tolerância das espécies ao ambiente do Cerrado.

6. BIBLIOGRAFIA

ABDALLA, D. F. Morfoanatomia e metabólitos de órgãos vegetativos de *Apopyros warmingii* (baker) g. L. Nesom e *Ichthyothere terminalis* (spreng.) S. F. Blake (Asteraceae): estratégias adaptativas ao cerrado rupestre. 100 p. **Dissertação de Mestrado**. Universidade Federal de Goiás. Goiânia. 2012.

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, p. 27–35. 2000.

APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. **Morfologia de sistemas subterrâneos**: histórico e evolução do conhecimento no Brasil. Editora Alexandre Sene Pinto, 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, p. 981–92. 2011.

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 Torrey Botanical Society**, v. 135, 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.

BOSELA, M. J., EWERS, F. W. The mode of origin of root buds and root sprouts in the clonal tree *Sassafras albidum* (Lauraceae). **American Journal of Botany**, v. 84, p. 1466-1481. 1997.

CARVALHO, M. A. M., DIETRICH, S. M. C., Variation in fructan content in the underground organs of *Vernonia herbacea* (Vell.) Rusby at different phenological phases. **New Phytologist**, v. 123, p. 735-740. 1993.

COSTA, A. F. **Farmacognosia** (Farmacognosia Experimental). 2ª edição. V. III. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa. 1970.

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

COUTINHO, L. M. **O bioma do Cerrado**. Parte II, p. 77-91. In: Klein AL. (Organizador). Eugen Warming e o cerrado brasileiro: um século depois. Editora Unesp; Imprensa Oficial do Estado. 156pp. 2002.

CRESSWELL, A., SACKVILLE HAMILTON, N. R., THOMAS, H., CHARNOCK, R. B., COOKSON, A. R., THOMAS, B. J., Evidence for root contraction in white clover (*Trifolium repens* L.). **Annals of Botany**, v. 84, p. 359-369. 1999.

CURY, G., APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B., Internal secretory spaces in thickened underground systems of Asteraceae species. **Australian Journal of Botany**, v. 57, p. 229-239. 2009.

EMERENCIANO, V. P., MILIT, J. S. L. T., CAMPOS, C. C., ROMOFF, P., KAPLAN, M. A. C., ZAMBON, M., BRANT, A. J. C. Flavonoids as chemotaxonomic markers for Asteraceae. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 29, p. 947-957. 2001.

ENDT, D. V., KIJNE, J. W., MEMELINK, J. Transcription factors controlling plant secondary metabolism: what regulates the regulators? **Phytochemistry**, v. 61, p. 107-114. 2002.

FIGUEIREDO, R. C. L. Sobre a anatomia dos órgãos vegetativos de *Ocimum nudicaule* Benth. (Labiatae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 44, p. 549-570. 1972.

FIGUEIREDO-RIBEIRO, R. C. L., ISEJIMA, E. M., DIAS-TAGLIA-COZZO, G. M., CARVALHO, M. A. M., DIETRICH, S. M. C. The physiological significance of fructan accumulation in Asteraceae from the Cerrado. **Ciência e Cultura**, v. 43, p. 443-446. 1991.

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, p. 203-208. 1993.

GABE, M. **Techniques histologiques**. Paris: Masson & Cie. 1113p. 1968.

GARTLAN, J. S., MCKEY, D. B., WATERMAN, P. G., MBI, C. N., STRUTSAKE, T. T. A comparative study of the phytochemistry of two African Rain Forest. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 8, p. 401-422. 1980.

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

GLYPHIS, J. P., PUTTICK, G. M., Phenolics in some Southern African Mediterranean shrubland plants. **Phytochemistry**, v. 27, p. 743-751. 1988.

GRAU, A., REA, J. **Yacon**. *Smallanthus sonchifolius*(Poepp. & Endl.) H. Robinson. In: Hermann, M., Heller, J. (Eds.), Andean Roots and Tuberous Roots: Ahipa, Arracacha, Maca and Yacon. Promoting the Conservation and Use of Underutilized Crops. IPK, Gatersleben/IPGRI, Rome, pp. 199–256. 1997.

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, p. 979–988. 2007.

HENDRY, G. A. F. Evolutionary origins and natural fractions of fructans: a climatological, biogeographic and mechanistic appraisal. **New Phytologist**, v. 123, p. 3-14. 1993.

JAREGUI, D., GARCÍA, L., TORRECILLA, P., LAPP, M. Caracterización anatómica de los órganos vegetativos de *Oxycarpha suaedifolia* S. Blake (Asteraceae), especie endêmica de la planicie xerofítica costeira del Estado Falcón (Venezuela). Universidad Central de Venezuela. **Ernstia**, v. 22, p. 61-77. 2012.

JERNSTEDT, J. A. Seedling growth and root contraction in the soap plant, *Chlorogalum pomeridianum* (Liliaceae). **American Journal of Botany**, v. 71, p. 69-75. 1984.

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

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, p. 235-243. 1998.

LINDMAN, C. A. M. **A vegetação no Rio Grande do Sul**. Loefgren, Porto Alegre. 1906.

- LIVINGSTON, D., HENSON, C. A. P. Apoplastic sugars, fructans, fructan-exohydrolase and invertase in winter oat: responses to second-phase cold hardening. **Plant Physiology**, v. 116, p. 403–408. 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.
- MACHADO, S. R., OLIVEIRA, D. M. T., DIP, M. R., MENEZES, N. L. Morfoanatomia do sistema subterrâneo de *Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Robinson (Asteraceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 27, p. 115–123. 2004.
- MANTOVANI, W., MARTINS, F. R. Variações fenológicas das espécies do cerrado da Reserva Biológica de Moji-Guaçú, Estado de São Paulo. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 11, p. 101-112. 1988.
- MATOS, F. J. A. Proposta de Validação Farmacognóstica de Drogas Vegetais, Plantas Medicinais e Fitoterápicos. **Infarma**, v. 3, p. 1-6. 1994.
- 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.
- MENEZES, N. L., MULLER, C., SAJO, M. D. G., Um novo e peculiar tipo de sistema subterrâneo em espécies de *Vernonia* da Serra do Cipó (Minas Gerais, Brasil). **Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo**, 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, p.415-427. 2003.
- MOLE, S., WATERMAN, P. G. Light-induced variation in phenolic levels in foliage of Rain-Forests plants. II. Potential significance to herbivores. **Journal of Chemical Ecology**, v. 14, p. 23-34. 1988.
- PAIVA, J. G. A., FANK-DE-CARVALHO, S. M., MAGALHÃES, M. P., GRACIANO-RIBEIRO, D. Verniz Vitral[®]: uma alternativa de meio de montagem economicamente viável. **Acta Botanica Brasílica**, v. 20, p. 257-264. 2006.

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, p. 307-324. 1977.

PAVIANI, T. I. Anatomia vegetal e cerrado. **Ciência e Cultura**, v. 30, 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, p. 399-405. 1987.

POSER, G. L., MENTZ, L. A. **A Diversidade biológica e sistemas de classificação**. In: Simões CMO, Schenkel EP, Gosmann G, Mello JCP de, Mentz LA, Petrovick PR. Farmacognosia – da planta ao medicamento. 3ª ed. Porto Alegre/Florianópolis: UFRGS/UFSC. 2001.

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

RACHID-EDWARDS, M. Alguns dispositivos para proteção de plantas contra a seca e o fogo. **Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade de São Paulo**, v. 209, p. 35-68. 1956.

RAJU, M. V. S., COUPLAND, R. T., STEEVETS, T. A. On the occurrence of root buds on perennial plants in Saskatchewan. **Canadian Journal of Botany**, v; 44, p. 33-37. 1996.

RIBEIRO, C. V. C.; KAPLAN, M. A. C. Tendências evolutivas de famílias produtoras de cumarinas em angiospermas. **Química Nova**. v. 25, n. 4, p. 533-538, 2002.

RIZZINI, C. T., HERINGER, E. P. Underground organs of plants from some southern Brazilian savannas with special reference to the xylopodium. **Phyton**, v. 17, p. 105-124. 1961.

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, p. 235-247. 1962.

RIZZINI, C. T., 1965. Estudos experimentais sobre o xilopódio e outros órgãos tuberosos de plantas do cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 37, p. 87-113.

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, p; 1015-1019. 2005.

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

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, p. 197-202. 1986.

SANTOS, V. S. dos. 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 de Mestrado**. 95 p. Universidade Federal de Goiás. Goiânia. 2013.

STEIN, A.C.; SORTINO, M.; AVANCINI, C.; ZACCHINO, S.; von POSER, G. Ethnoveterinary medicine in the search for antimicrobial agents: Antifungal activity of some species of *Pterocaulon* (Asteraceae). **Journal of Ethnopharmacology**, v. 99, p. 211-214, 2005.

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

TRUITI MCT, SARRAGIOTTO MH, ABREU-FILHO BA, NAKAMURA CV, DIAS-FILHO BP. In vitro antibacterial activity of a 7-O-beta-D-glucopyranosyl-nutanocoumarin from *Chaptalia nutans* (Asteraceae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 98, p. 283-289. 2003.

VALLURU, R., VAN DEN ENDE, W. Plant fructans in stress environments: emerging concepts and future prospects. **Journal of Experimental Botany**, v. 59, p. 2905-2916. 2008.

VAN DEN ENDE, W., YOSHIDA, M., CLERENS, S., VERGAUWEN, R & KAWAKAMI, A. Cloning, characterization and functional analysis of novel 6-kestose exohydrolase (6-KEHs) from wheat (*Triticum aestivum* L.) **New Phytologist**, v. 166, p. 917-932. 2005.

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 da raiz tuberosa de *Vernonia oxylepis* Sch. Bip. in Mart. ex Baker - Asteraceae. **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, p. 591-598. 2006a.

VILHALVA, D. A. A., APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B., Morfo-anatomia do sistema subterrâneo de *Calea verticillata* (Klatt) Pruski e *Isostigma megapotamicum* (Spreng.) Sherff – Asteraceae. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 29, p. 39-47. 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, p. 46-52. 2011.

7. FIGURAS

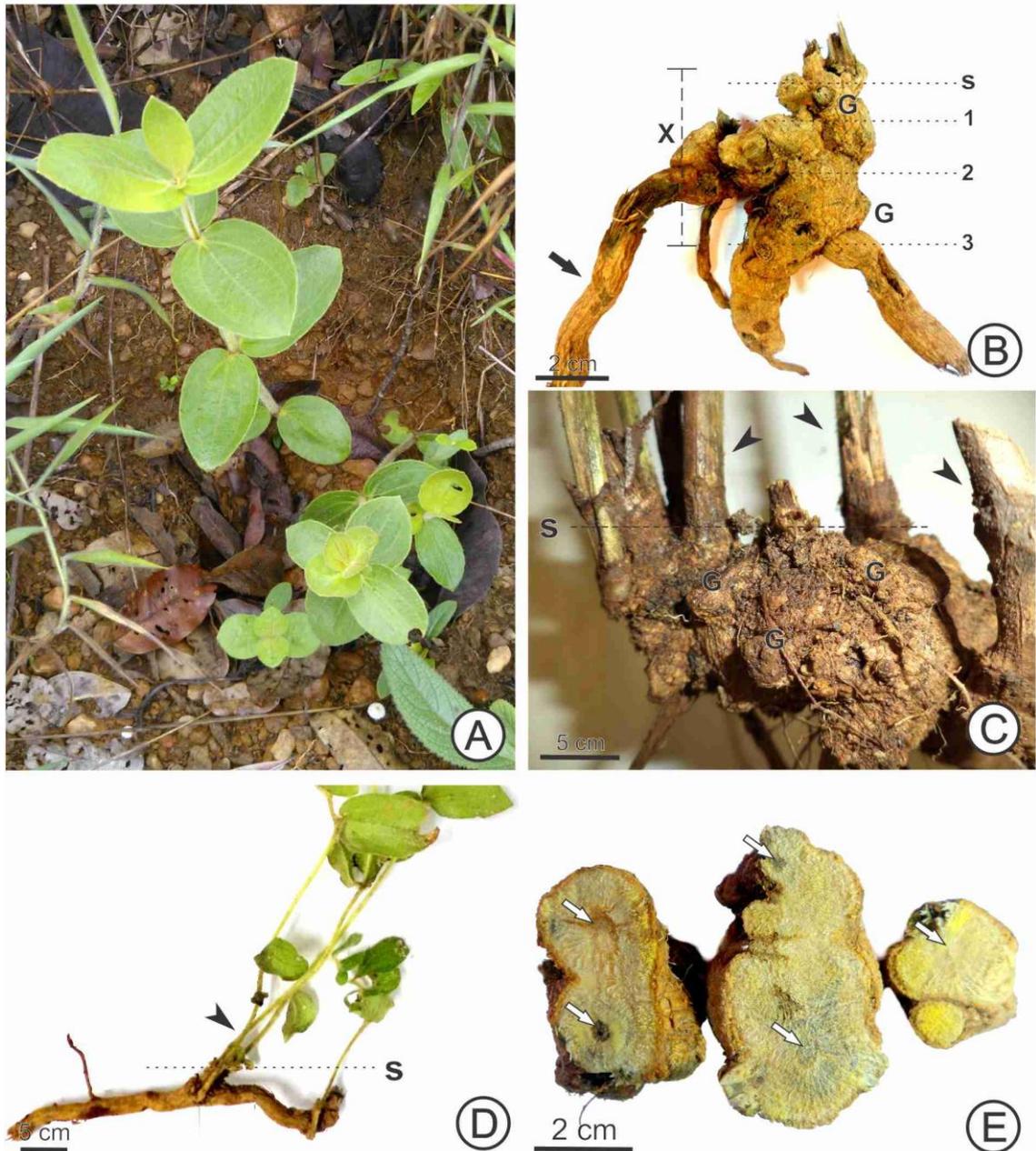


Figura. 1. *Ichthyothere mollis* Baker. (Asteraceae). (A) Aspecto geral da planta na área de coleta. (B) Xilopódio (X) com raízes gemíferas (seta). (C) Detalhe das gemas caulinares (G) na porção proximal do xilopódio que emite ramos aéreos (cabeça de seta). (D) Raiz gemífera emitindo ramos aéreos (cabeça de seta). (E) Secção transversal do xilopódio nos planos de corte indicados na Figura 1B. Observam-se os eixos caulinares autoenxertados (seta branca). S: nível do solo; 1, 2 e 3: planos de corte.

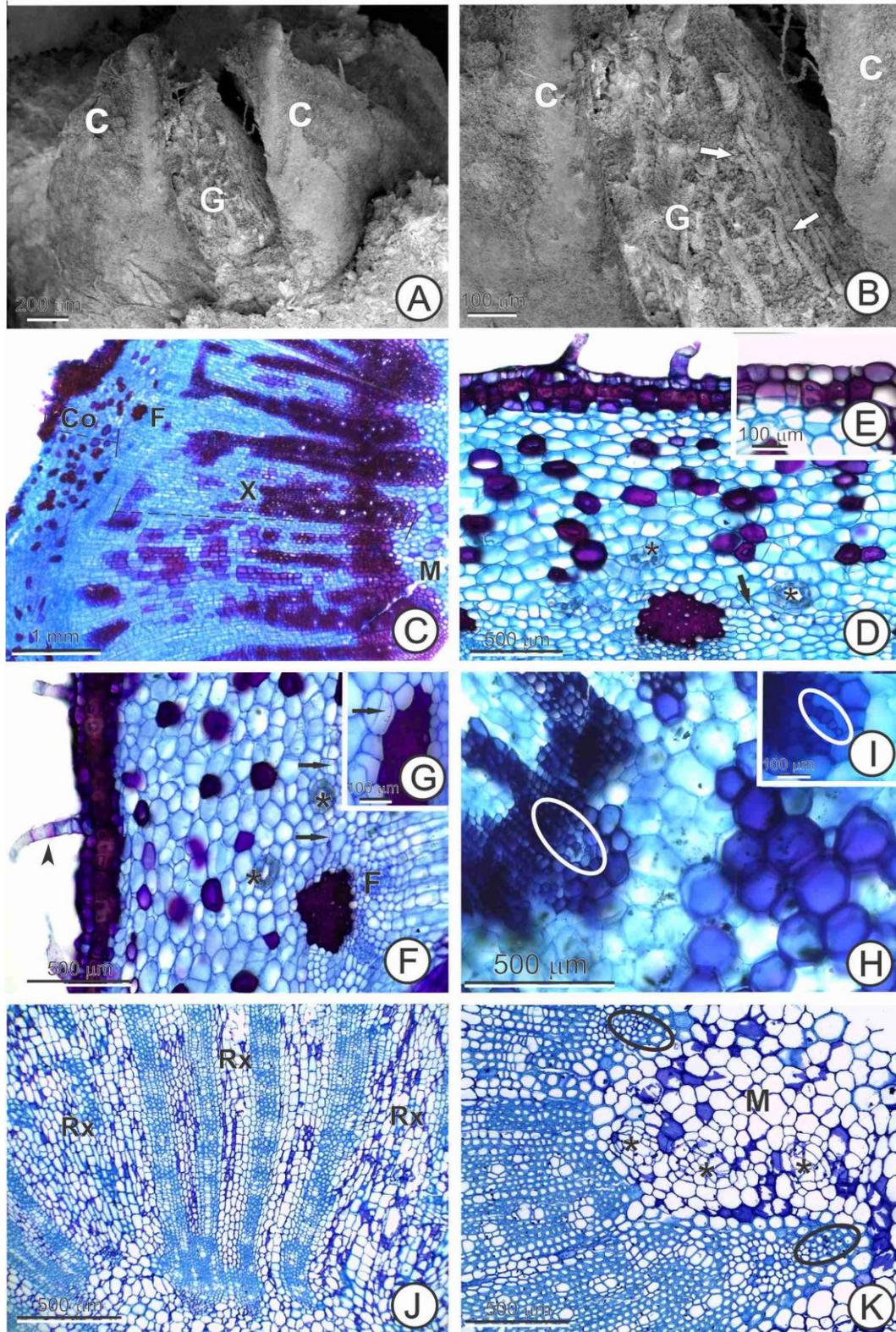


Figura. 2. Xilopódio de *Ichthyothere mollis* Baker. (Asteraceae). (A) Gema caulinar em Microscopia Eletrônica de Varredura. (B). Detalhe da gema (G) com tricomas tectores (seta branca). C-K. Secções transversais. C-I. Xilopódio de indivíduo jovem. C. Aspecto geral visualizando o córtex (Co) e cilindro vascular (Cv). D. Região cortical com canais (*) próximos à endoderme (seta preta). E. Detalhe da epiderme, camadas de esclereídes e instalação subepidérmica do felogênio. F. Epiderme com tricomas tectores (cabeça de seta) e calota esclerenquimática oposta ao floema (F). G. Detalhe da endoderme com estrias de Caspary (seta preta). H-I. Natureza caulinar do xilopódio evidenciada pela maturação centrífuga do protoxilema (círculos). J-K. Xilopódio de indivíduo adulto. J. Raios xilemáticos (Rx). K. Protoxilema endarco (círculos) e canais (*) na medula.

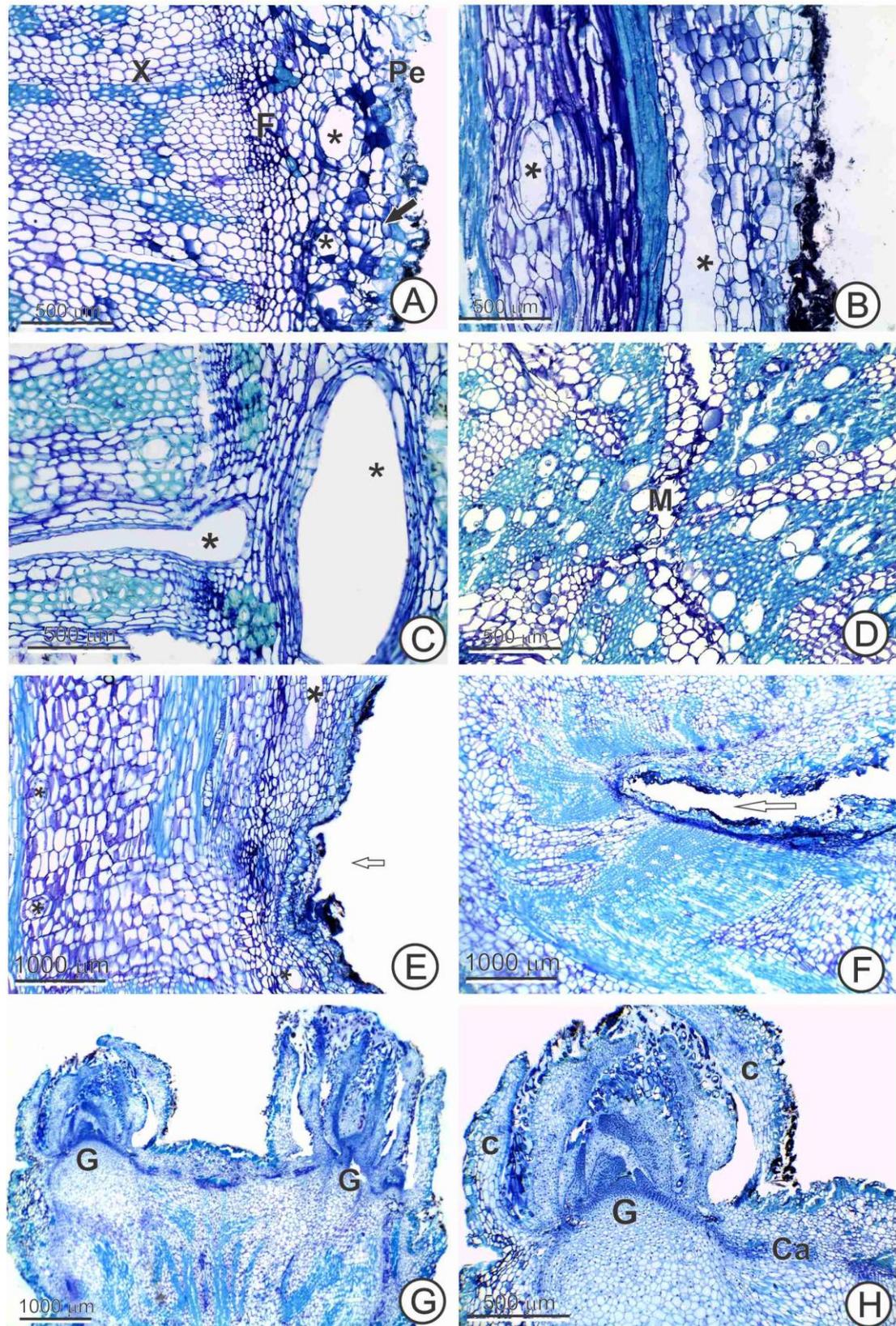


Figura. 3. Raiz gemífera de *Ichthyothere mollis* Baker. A,C-D. Seções transversais. B,E-H. Seções longitudinais. A. Aspecto geral visualizando o córtex e cilindro vascular. B. Detalhe evidenciando Periderme (Pe), felôgeno (seta) com origem superficial na região cortical; canais secretores (*) no córtex e cilindro vascular. No córtex os canais possuem o lume alongado longitudinalmente. C. Detalhe evidenciando canais secretores no córtex e canais no cilindro vascular com lume alongado radialmente. D. Detalhe do cilindro vascular evidenciando o xilema secundário e medula (M). E-F. Regiões de contrações radiculares (seta branca). G-H. Gemas caulinares (G) revestidas por catafilos (C) originadas a partir do câmbio (Ca).

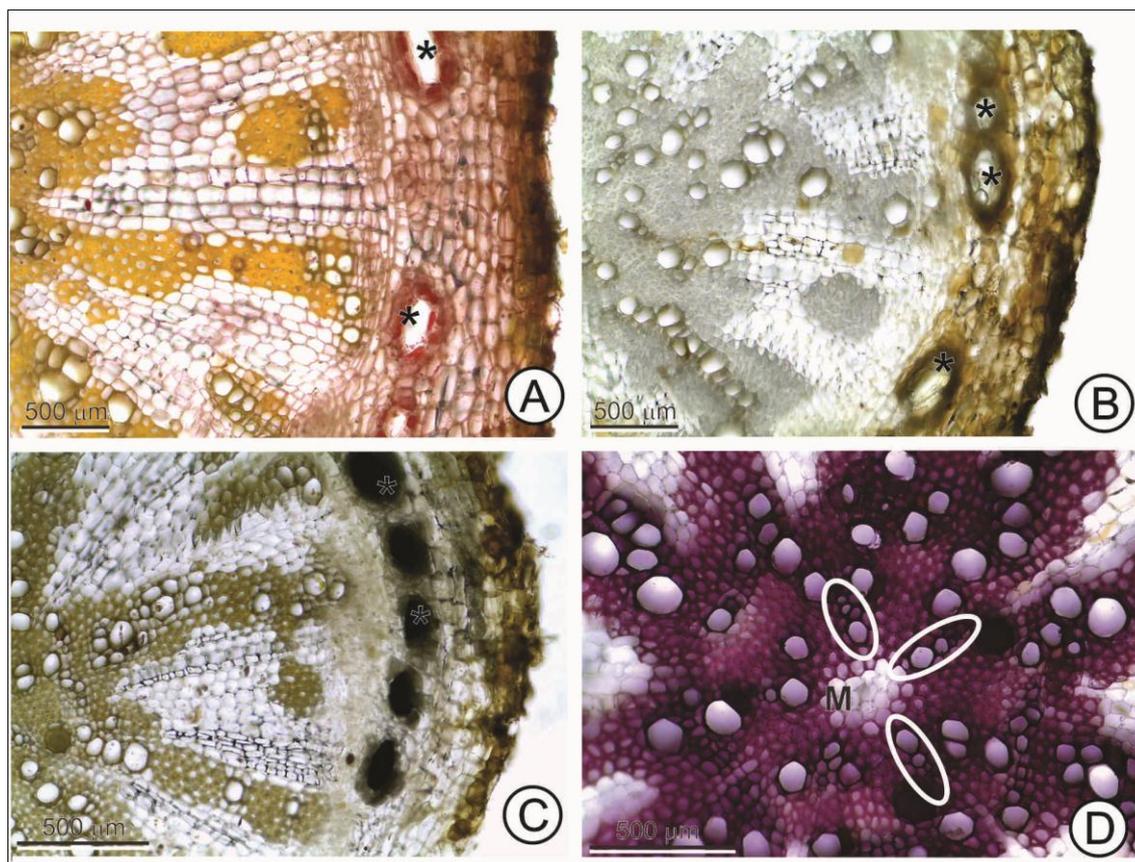


Figura. 4. Raiz gemífera de *Ichthyothere mollis* Baker. (Asteraceae). Testes histoquímicos. A. Substâncias lipofílicas em células parenquimáticas do córtex e epiteliais dos canais secretores (*) - Steinmetz. B-C. Compostos fenólicos em células parenquimáticas do córtex, células epiteliais e lume dos canais secretores (*) – dicromato de potássio e cloreto férrico, respectivamente D. Lignina nas paredes dos elementos condutores do xilema e células esclerenquimáticas – floroglucinol acidificado. Nesta preparação foi possível evidenciar a maturação centrípeta do xilema primário (círculos) e medula parenquimática (M).

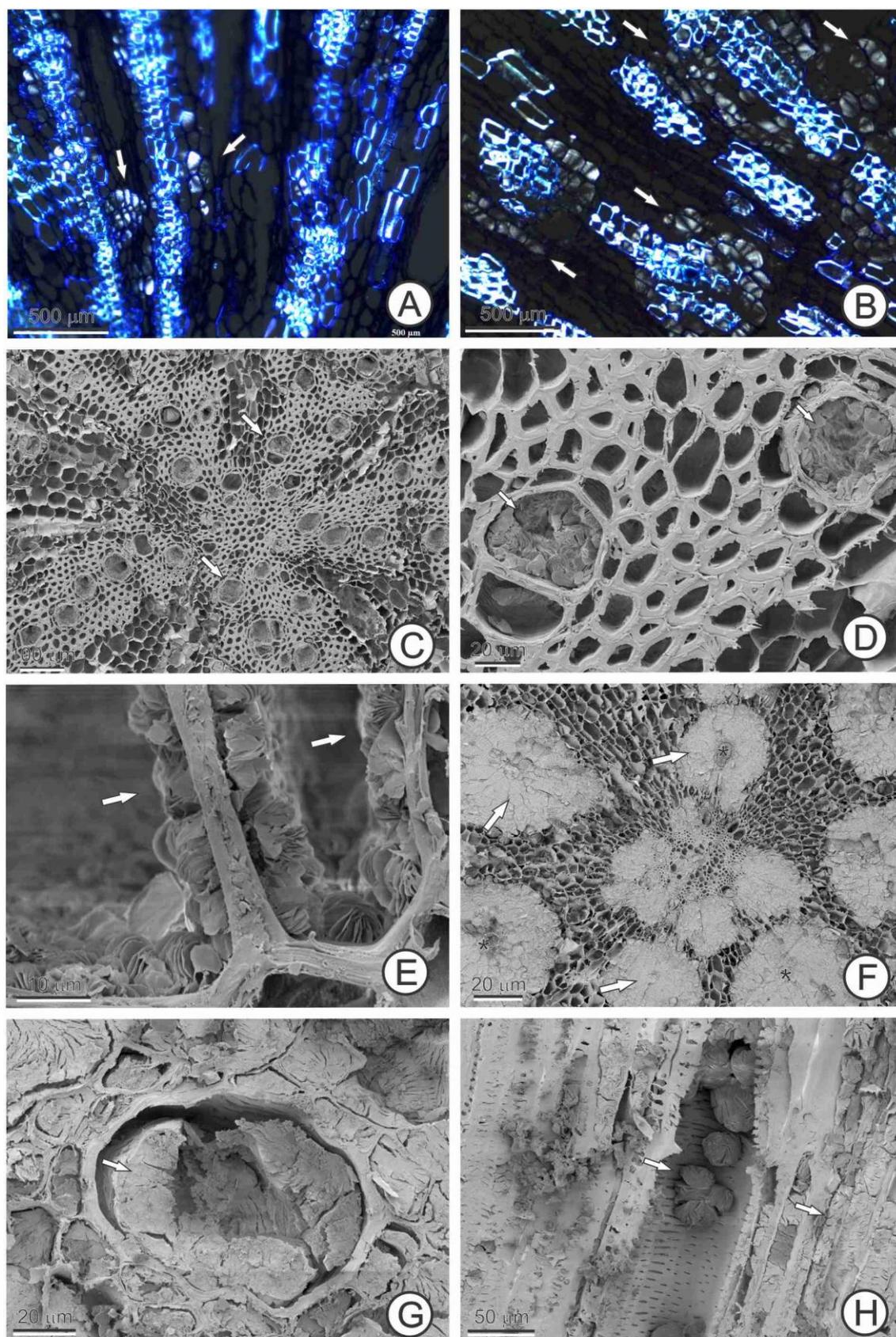


Figura. 5. Xilopódio e raiz gemífera de *Ichthyothere mollis* Baker. (Asteraceae). A-B. Esferocristais de inulina (setas) evidenciados pela birrefringência sob luz polarizada no xilopódio (A) e raiz gemífera (B). C-E. Frutanos (setas) no xilopódio evidenciados em diferentes estações do ano. (C-D) Estação seca. (E) Estação chuvosa. F-H. Frutanos (setas) na raiz gemífera evidenciados em diferentes estações do ano. (F-G) Estação seca. (H) Estação chuvosa.

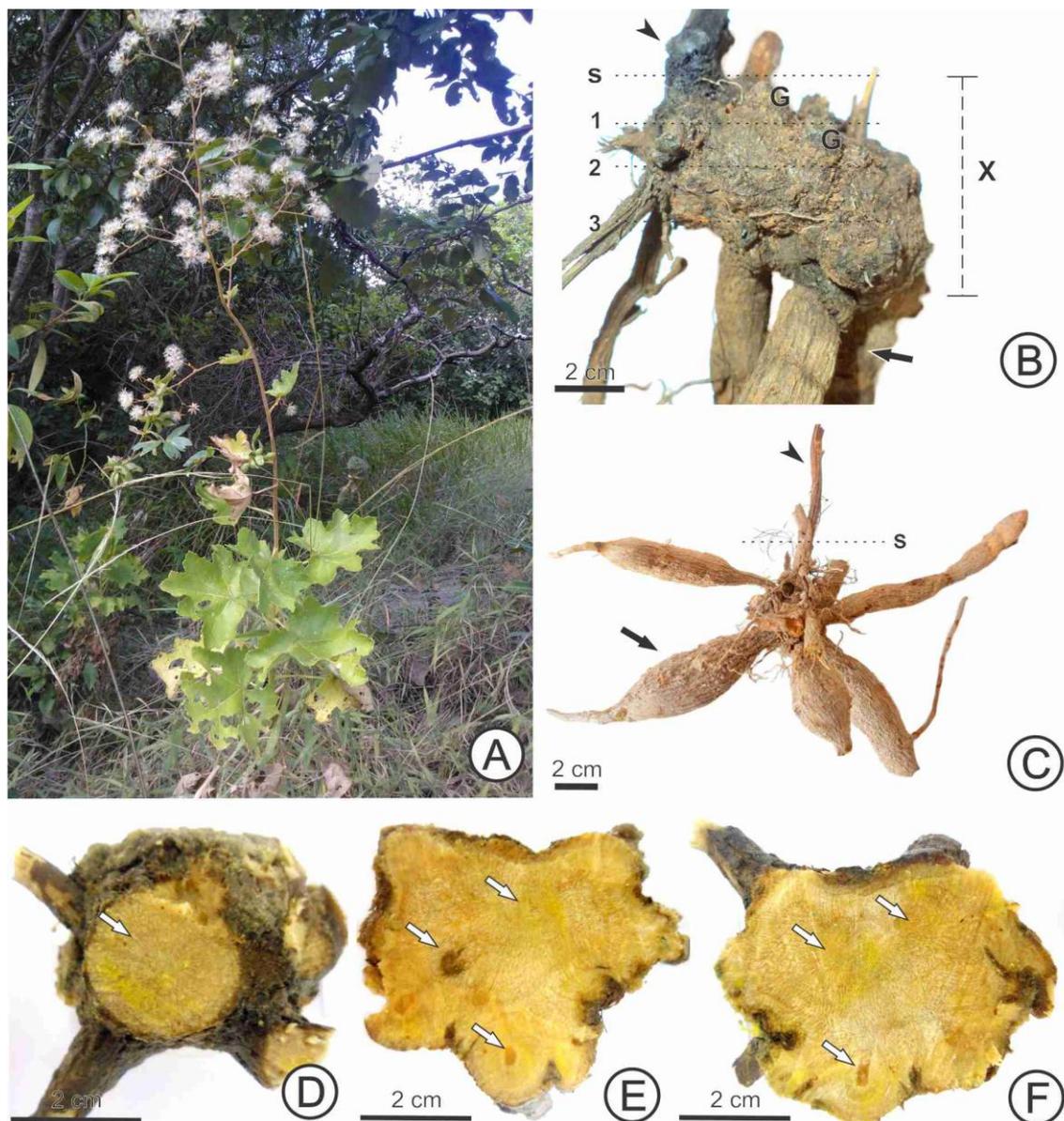


Figura 6. *Jungia floribunda* (Less.) A. Aspecto geral da planta na área de coleta. B. Xilopódio (X) de indivíduo adulto com raízes tuberosas (seta) emitindo gemas (G) e ramos aéreos (cabeça de seta). C. Xilopódio de indivíduo jovem. D-F. Secções transversais do xilopódio nos planos de corte indicados na figura 1B evidenciando autoenxertia de eixos caulinares (setas brancas). D. Região proximal. E. Região mediana. F. Região distal. S: nível do solo; 1, 2, 3: planos de corte.

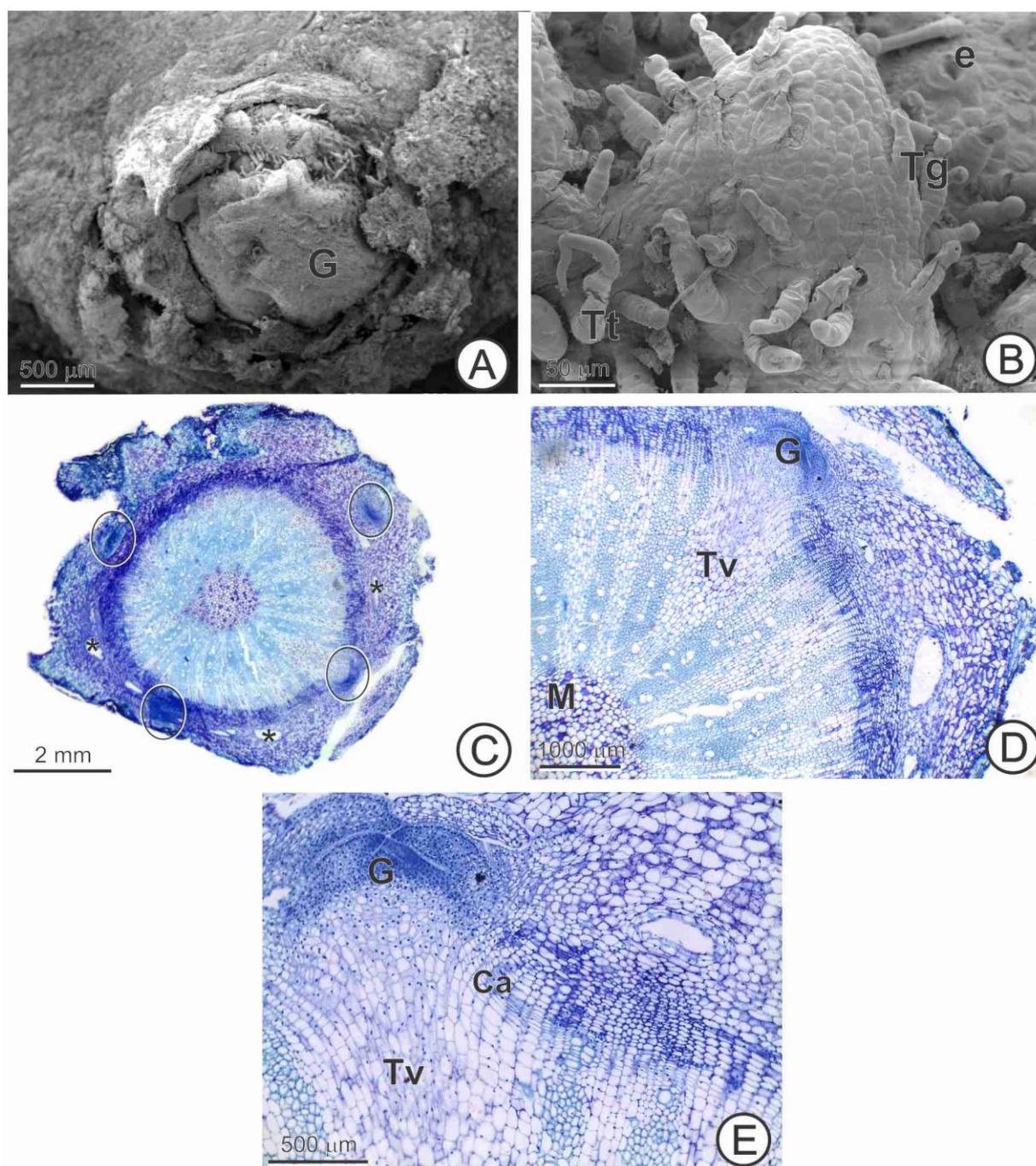


Figura 7. Xilopódio de *Jungia floribunda* (Less.). A-B. Eletromicrografias de Varredura. A. Aspecto geral da gema caulinar (G). B. Detalhe da gema (G) com estômatos (e), tricomas tectores (Tt) e glandulares (Tg). C-E. Secções transversais. C. Aspecto geral do xilopódio evidenciando a formação de gemas (círculos). D-E. Detalhe da formação da gema (G) a partir de células cambiais (Ca) com traço vascular (Tv).

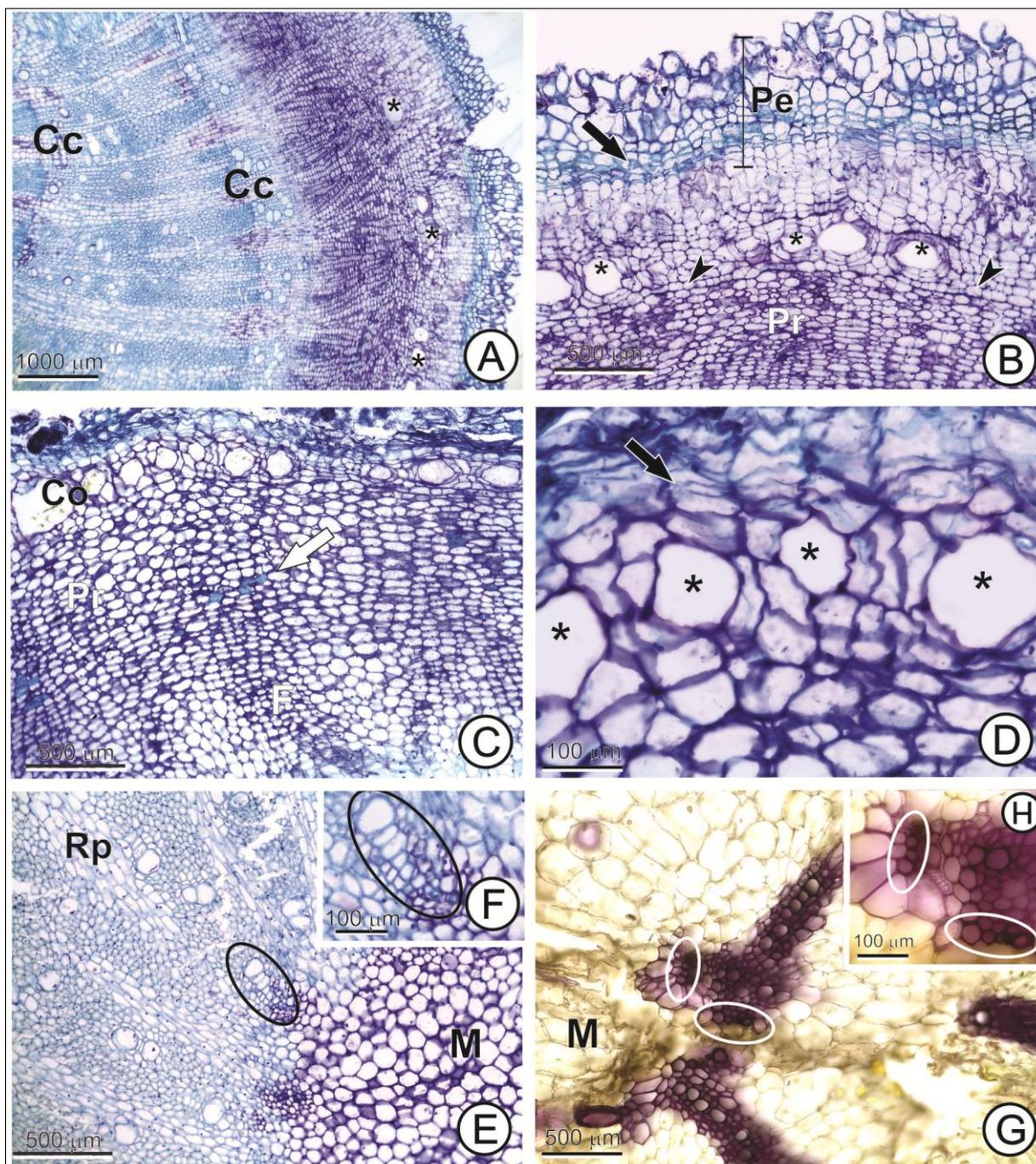


Figura 8. Xilopódio de *Jungia floribunda* (Less.). Secções transversais. A-B. Região proximal. A. Aspecto geral do xilopódio. B. Detalhe evidenciando periderme (Pe), felogênio (seta preta), canais secretores (*) e periciclo proliferado (Pr). C-F. Região mediana. C. Em secção transversal, observa-se a periderme (Pe), córtex bastante reduzido com canais secretores (*), periciclo proliferado (Pr) com pequenos grupos de células esclerificadas (seta branca) e floema secundário (F). D. Detalhe do felogênio (seta preta) e dos canais secretores (*). E-F. Natureza caulinar do xilopódio evidenciada pela maturação centrífuga do xilema primário (círculos). G-H. Floroglucinol acidificado. Região distal. Natureza radicular do xilopódio evidenciada pela maturação centrípeta do xilema primário (círculos). Rp: raios parenquimáticos, M: medula.

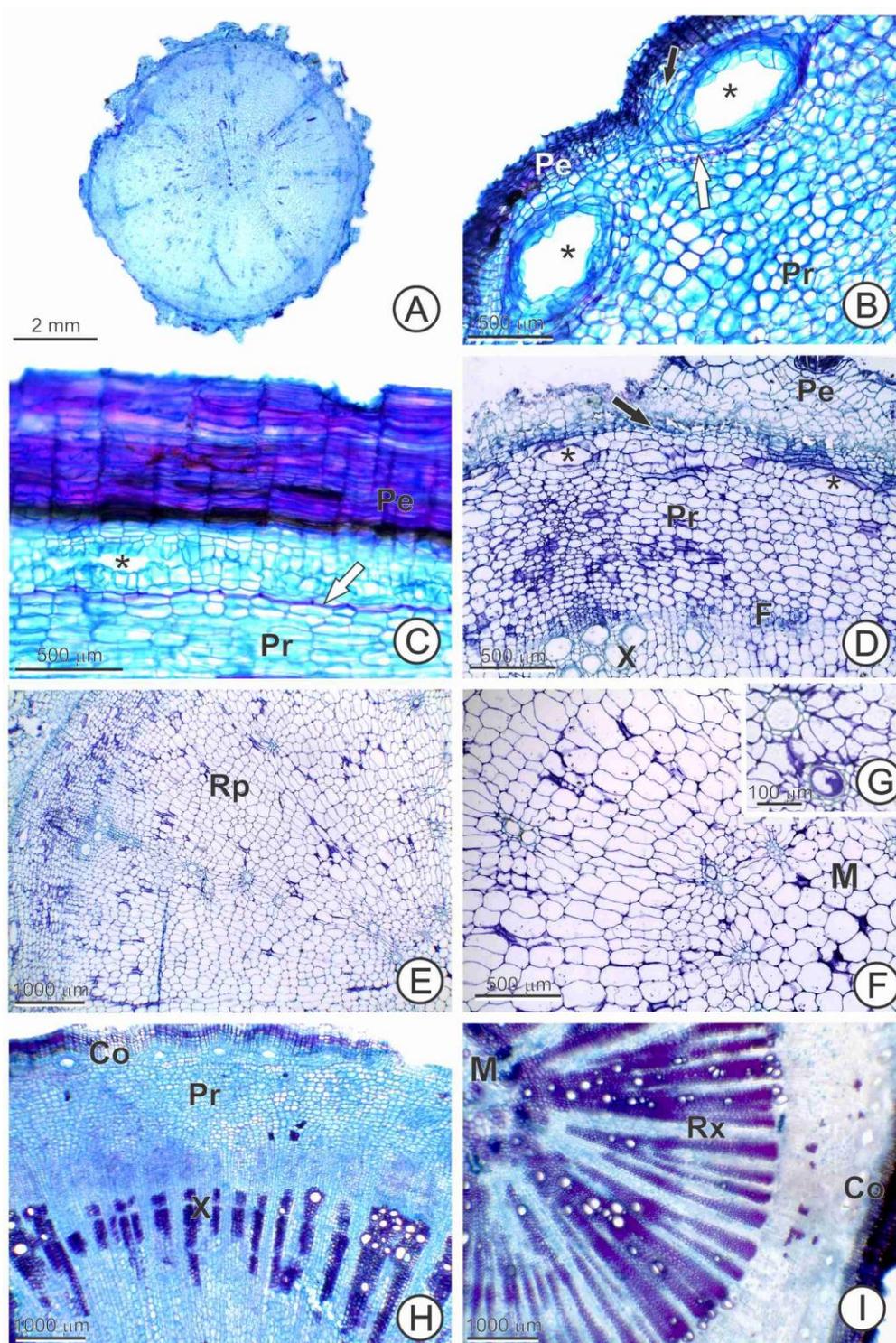


Figura 9. Raiz tuberosa de *Jungia floribunda* (Less.). A-B,D-I. Secções transversais. C. Secção longitudinal. A. Aspecto geral. B. Detalhe da região cortical evidenciando periderme (Pe), canais secretores (*), endoderme com estrias de Caspary (seta branca) e periciclo proliferado (Pr). C. Detalhe da periderme (Pe) e canal secretor com lume alongado longitudinalmente (*) próximo à endoderme com estrias de Caspary (seta branca). D-G. Indivíduo jovem. D. Região cortical evidenciando periderme (Pe), felogênio (seta) e canais secretores (*); cilindro vascular constituído pelo periciclo (Pr), floema (F) reduzido e xilema (X). E. Aspecto geral do cilindro vascular com raios parenquimáticos amplos (Rp). F. Cilindro vascular evidenciando células parenquimáticas com disposição concêntrica aos elementos de vaso e medula (M). G. Detalhe das células concêntricas. H-I. Indivíduo adulto. H. Aspecto geral da raiz tuberosa com córtex (Co) reduzido, periciclo proliferado (Pr), no xilema (X) observa-se início de crescimento secundário do sistema vascular. I. Aspecto geral da raiz tuberosa evidenciando ampla região de xilema secundário com raios parenquimáticos estreitos (Rp).

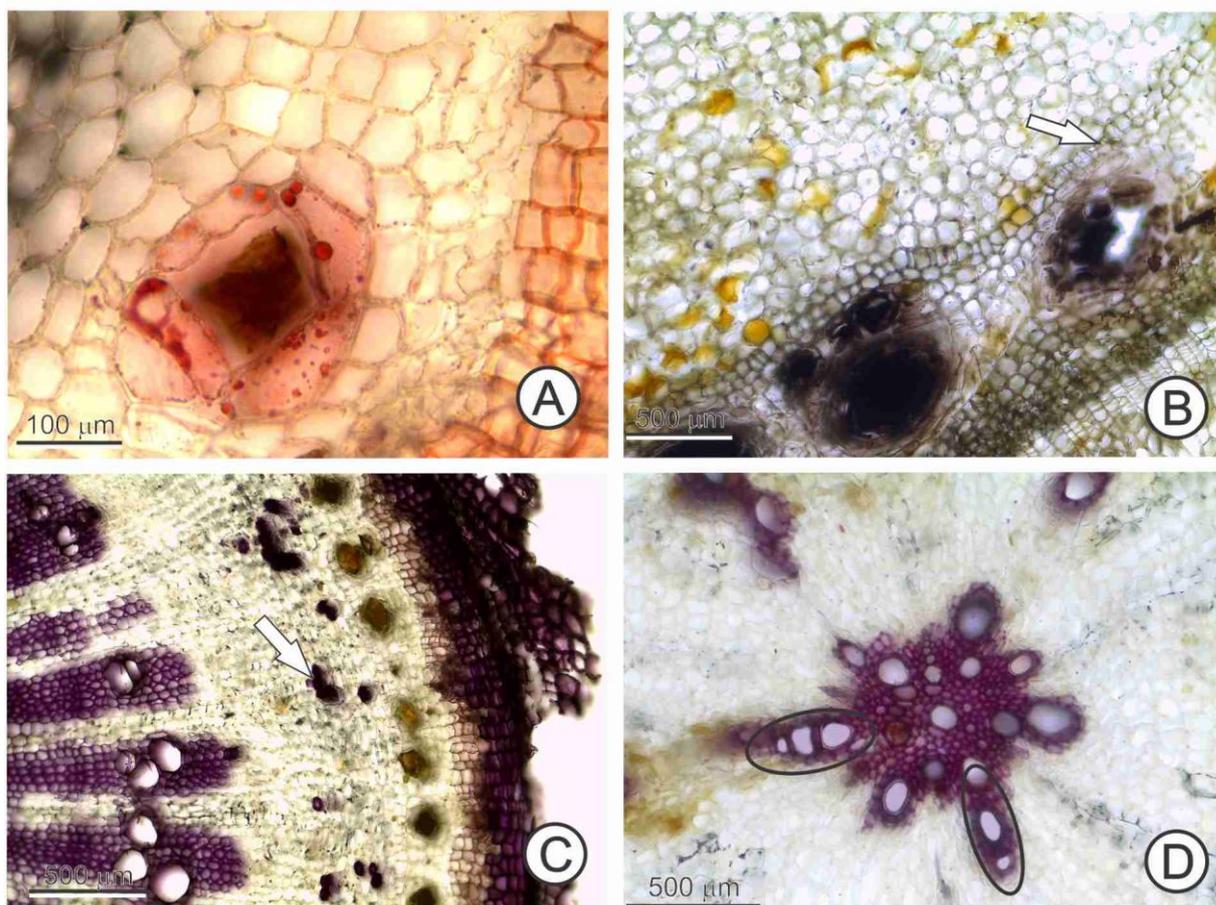


Figura 10. Raiz tuberosa de *Jungia floribunda* (Less.). Testes histoquímicos. A. Steinmetz - Substâncias lipofílicas nas células epiteliais do canal secretor. B. cloreto férrico - Substâncias lipofílicas em células parenquimáticas do córtex, epitélio e lume dos canais secretores, endoderme (En) e células pericíclicas. C-D. Floroglucinol acidificado. C. Lignina nas células peridérmicas, células pericíclicas com paredes esclerificadas e células do xilema. D. Lignina nas paredes das células do xilema primário. Nesta preparação foi possível evidenciar a maturação centrípeta do xilema primário.

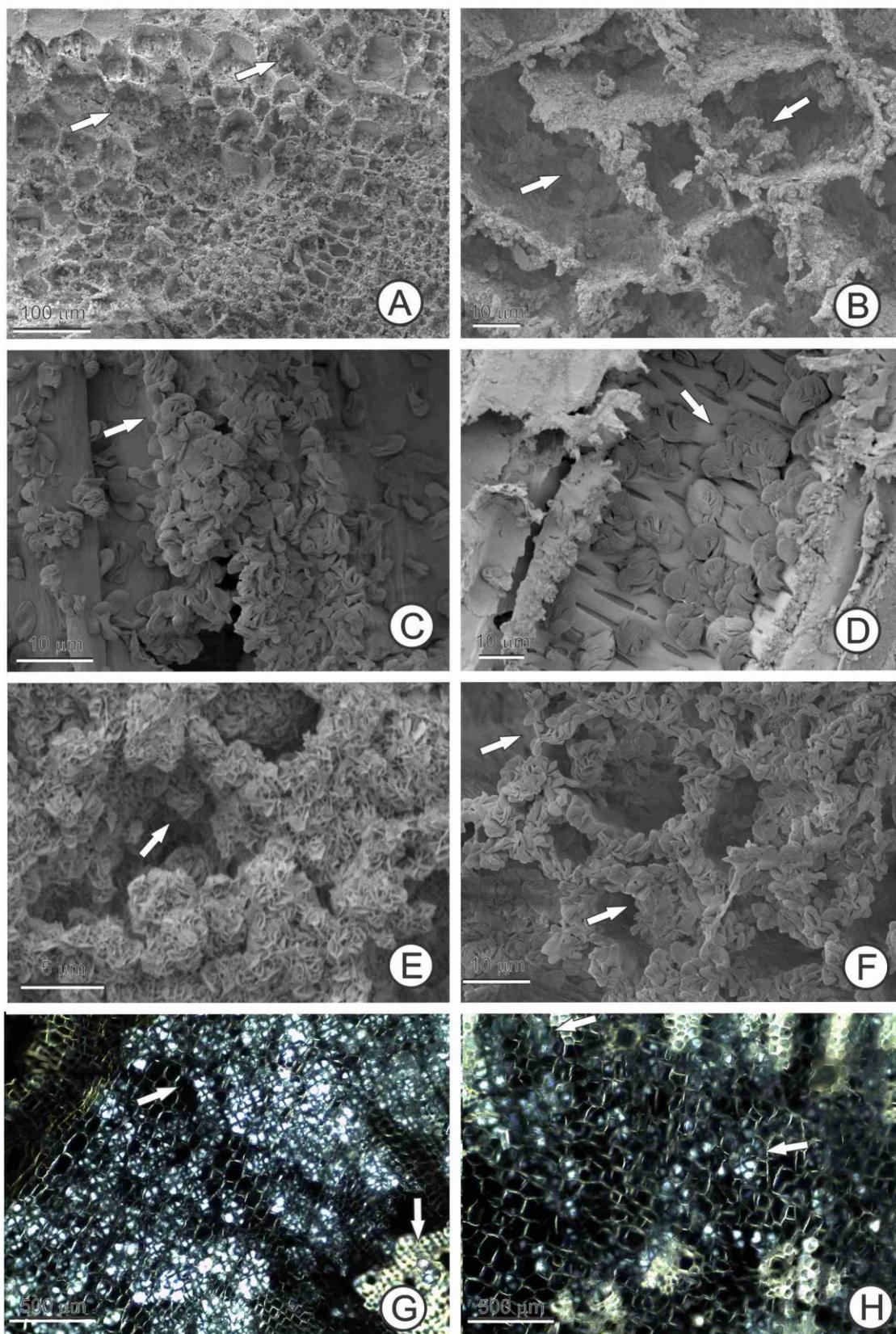


Figura 11. Xilopódio e raiz tuberosa de *Jungia floribunda* (Less.). A-D. Xilopódio. A-B. Frutanos (setas) em células pericíclicas durante a estação seca. C-D. Frutanos (setas) em células pericíclicas e no lume dos elementos de vaso, respectivamente, durante a estação chuvosa. E-H. Raiz tuberosa. E. Frutanos (setas) em células pericíclicas durante a estação seca. F. Frutanos (setas) em células pericíclicas durante a estação chuvosa. G-H. Esferocristais de inulina (setas) evidenciados pela birrefringência sob luz polarizada. H. Em células do periciclo e no lume dos elementos de vaso. H. Em células parenquimáticas do xilema e células parenquimáticas da medula.