



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

**MORFOANATOMIA, TRICOMAS GLANDULARES E FITOQUÍMICA DE
Lomatozona artemisiifolia Baker (ASTERACEAE - EUPATORIEAE) - UMA PLANTA
ENDÊMICA DO CERRADO DE GOIÁS**

Pós-graduanda: Luma Mota Palmeira Trindade
Orientadora: Profa. Dra. Letícia de Almeida Gonçalves

GOIÂNIA-GO
Setembro/2013

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação na (CIP)

GPT/BC/UFG

Trindade, Luma Mota Palmeira.

T833m Morfoanatomia, tricomas glandulares e fitoquímica de *Lomatozona artemisiifolia* Baker (Asteraceae - Eupatorieae) – uma planta endêmica do cerrado de Goiás [manuscrito] / Luma Mota Palmeira Trindade. - 2013. 103 f. : figs, qds.

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Letícia de Almeida Gonçalves.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Goiás, Instituto de Ciências Biológicas, 2013.

Bibliografia.

Inclui lista de figuras, abreviaturas e quadros.

1. *Lomatozona artemisiifolia* Baker – Anatomia caulinar. 2. *Lomatozona artemisiifolia* Baker – Anatomia foliar. 3. *Lomatozona artemisiifolia* Baker – Óleos essenciais. I. Título.

CDU: 582.998.1

Luma Mota Palmeira Trindade

**MORFOANATOMIA, TRICOMAS GLANDULARES E FITOQUÍMICA DE
Lomatozona artemisiifolia Baker (ASTERACEAE - EUPATORIEAE) – UMA PLANTA
ENDÊMICA DO CERRADO DE GOIÁS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Vegetal – Mestrado da Universidade Federal de Goiás, Instituto de Ciências Biológicas, como requisito necessário à obtenção do título de Mestre em Biodiversidade Vegetal.

Orientadora: Profa. Dra. Letícia de Almeida Gonçalves

TERMO DE CIÊNCIA E DE AUTORIZAÇÃO PARA DISPONIBILIZAR AS TESES E DISSERTAÇÕES ELETRÔNICAS (TEDE) NA BIBLIOTECA DIGITAL DA UFG

Na qualidade de titular dos direitos de autor, autorizo a Universidade Federal de Goiás (UFG) a disponibilizar, gratuitamente, por meio da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações (BDTD/UFG), sem ressarcimento dos direitos autorais, de acordo com a Lei nº 9610/98, o documento conforme permissões assinaladas abaixo, para fins de leitura, impressão e/ou *download*, a título de divulgação da produção científica brasileira, a partir desta data.

1. Identificação do material bibliográfico: **Dissertação** **Tese**

2. Identificação da Tese ou Dissertação

Autor (a):	Luma Mota Palmeira Trindade		
E-mail:	luma_mota@hotmail.com		
Seu e-mail pode ser disponibilizado na página?	<input checked="" type="checkbox"/> Sim	<input type="checkbox"/> Não	
Vínculo empregatício do autor			
Agência de fomento:		Sigla:	
País:	Brasil	UF:GO	CNPJ:
Título:	Morfoanatomia, Tricomas Glandulares e Fitoquímica de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Baker (ASTERACEAE-EUPATORIEAE)- Uma Planta Endêmica do Cerrado de Goiás		
Palavras-chave:	Anatomia caulinar e foliar; ontogenia; estruturas secretoras; prospecção fitoquímica; óleos essenciais.		
Título em outra língua:	Morfoanatomy, Trichomes Glandular and Phytochemistry of <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Baker (ASTERACEAE-EUPATORIEAE)- A Plant of Endemic of Cerrado of Goiás		
Palavras-chave em outra língua:	stem and leaf anatomy; ontogeny; secretory structures; phytochemical prospection, essential oils		
Área de concentração:	Anatomia Vegetal		
Data defesa: (dd/mm/aaaa)	30/09/2013		
Programa de Pós-Graduação:	Biodiversidade Vegetal		
Orientador (a):	Dra. Letícia de Almeida Gonçalves		
E-mail:	leticia.icb.ufg@gmail.com		
Co-orientador (a):*			
E-mail:			

*Necessita do CPF quando não constar no SisPG

3. Informações de acesso ao documento:

Concorda com a liberação total do documento SIM NÃO¹

Havendo concordância com a disponibilização eletrônica, torna-se imprescindível o envio do(s) arquivo(s) em formato digital PDF ou DOC da tese ou dissertação.

O sistema da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações garante aos autores, que os arquivos contendo eletronicamente as teses e ou dissertações, antes de sua disponibilização, receberão procedimentos de segurança, criptografia (para não permitir cópia e extração de conteúdo, permitindo apenas impressão fraca) usando o padrão do Acrobat.

Assinatura do (a) autor (a)

Data: __ / __ / ____

¹ Neste caso o documento será embargado por até um ano a partir da data de defesa. A extensão deste prazo suscita justificativa junto à coordenação do curso. Os dados do documento não serão disponibilizados durante o período de embargo.

LUMA MOTA PALMEIRA TRINDADE

MORFOANATOMIA, TRICOMAS GLANDULARES E FITOQUÍMICA DE
***Lomatozona artemisiifolia* Baker (ASTERACEAE - EUPATORIEAE) – UMA PLANTA**
ENDÊMICA DO CERRADO DE GOIÁS

Aprovada pela banca examinadora em 30 de setembro de 2013.

Dra. Letícia de Almeida Gonçalves

Orientadora

Presidente da Banca

Dra. Kellen Lagares Ferreira Silva

Membro externo

Universidade Federal do Tocantins

Dr. Heleno Dias Ferreira

Membro interno

Universidade Federal de Goiás

Aos meus pais, que sempre lutaram para proporcionar o melhor para mim, Aos meus irmãos pelo carinho e apoio. Ao meu namorado Renan Granner Vaz que sempre me ajudou e esteve sempre ao meu lado.

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente, a Deus, por ter me concedido a graça deste mestrado, por me guiar, me carregando em Seu colo. À Maria Santíssima por me guiar e abrir as portas do meu caminho.

A CAPES pelo suporte financeiro para a realização da pesquisa.

A Universidade Federal de Goiás pelo suporte e auxílio para realização desta pesquisa.

Ao LABMIC e Laboratorio de Farmacognosia da UFG pelo apoio técnico e receptividade.

A Prof^a. Dr^a. Letícia de Almeida Gonçalves, pela orientação no trabalho realizado. Agradeço sua amizade, sua paciência, seus ensinamentos, sua confiança em mim depositada, por todo o apoio na realização deste sonho, por acreditar no meu potencial mesmo quando eu duvidava. Muito obrigada por todo carinho!

A Prof^a. Dr^a. Maria Helena Rezende, por me incentivar, pelos conselhos e ajuda nos momentos importantes.

A Prof^a. Msc. Maria Tereza Faria por me ajudar no laboratório, me ensinando sempre com tanta paciência, carinho e boa vontade. Obrigada por tudo!

Ao Prof. Dr. Hyrandir Cabral Melo por ter me apresentado a vida acadêmica e pelos ensinamentos científicos que contribuíram para minha formação acadêmica e profissional.

A Prof^a. Dr^a. Joelma Abadia Marciano de Paula pela paciência e disposição para me ajudar.

Ao Prof. Dr. Aristônio Teles, Prof. Dr. José Realino de Paula e Prof. Dr. Heleno Dias Ferreira pelas contribuições e ajuda para realização deste trabalho.

Aos meus pais Rubens e Karla, meus exemplos de vida! Não há palavras para descrever o amor que sinto por vocês! Muito obrigada por me apoiarem nas minhas escolhas e por vibrarem comigo em todas as conquistas. Muito obrigada por todos os esforços realizados para que eu chegasse até aqui!

Aos meus irmãos, Mounif e Lucas, por me alegrarem nos momentos em que eu estava mais estressada!

Ao meu namorado e amigo Renan Granner Vaz, por fazer parte dessa conquista, por sempre me apoiar e me incentivar mesmo nos momentos mais difíceis. Por me tranquilizar, ficar ao meu lado e me mostrar que todos esses momentos eram passageiros e que eu era maior que todas as dificuldades. Por me entender mesmo quando eu não me entendia. Por me amar mesmo quando estava nervosa. Obrigada por ser tão companheiro e compreensivo!

A minha grande amiga Yanne Sousa Fernandes por fazer meus dias no laboratório bem mais felizes, pelo companheirismo, amizade, ensinamentos, por sempre me acompanhar nas coletas, por estar sempre ao meu lado me ajudando, me incentivando, e me alegrando.

A minha amiga Laís Lima Nabuco Araujo, por sempre me ajudar, pelas conversas intermináveis, pelos conselhos. Sem você essa longa caminhada da minha vida seria bem mais difícil.

Aos acadêmicos Rogerio Silvero por me ajudar e acompanhar nas coletas e Danilo Luiz dos Santos por me auxiliar no Laboratório de Farmacognosia.

A Mariana Vieira Rodrigues pelas conversas, risadas e pela companhia no Laboratório de Anatomia Vegetal.

Para minha colega Joicy Moraes pelo empréstimo da perneira que foi tão útil para as coletas e Giselle Lopes por sempre me incluir nas viagens pra Serra.

Aos colegas de mestrado por terem me acolhido tão bem.

A todos os meus familiares e amigos pelo apoio, pela torcida e pelo carinho.

A todos os professores e funcionários do programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Vegetal.

Muitas pessoas contribuíram para esse trabalho, àqueles que não citei, peço desculpas, vocês foram, essenciais para conclusão deste trabalho. Muito Obrigada!

Lista de Abreviações

CG – cromatografia em fase gasosa

DD- data deficient- dados deficientes

EM - espectrometria de massas

F.A.A. – formaldeído ácido acético

IR – índice de retenção

LABMIC - Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução

PESD - Parque Estadual da Serra Dourada

UFG - Universidade Federal de Goiás

Listas de Figuras

Figura 1. Aspecto das plantas de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Baker	48
Figura 2. Cortes paradérmicos e cortes transversais da folha de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Baker	49
Figura 3. Cortes transversais da folha de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker	50
Figura 4. Cortes transversais do pecíolo de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker	51
Figura 5. Cortes transversais do caule de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker.....	52
Figura 6. Esquemas dos tipos de tricomas que ocorrem em <i>Lomatozoma artemisiifolia</i> Baker.....	53
Figura 7. Tricomas glandulares de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker em microscopia óptica.....	55
Figura 8. Tricomas glandulares de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker em microscopia eletrônica de varredura	56
Figura 9. Micromorfologia das brácteas involucrais e da flor de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker	57
Figura 10. Plântulas de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker	58
Figura 11. Cortes longitudinais dos ápices vegetativos de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker mostrando o desenvolvimento dos tricomas glandulares que possuem pedúnculo unisseriado.....	59
Figura 12. Cortes longitudinais dos ápices vegetativos de <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Barker mostrando o desenvolvimento dos tricomas glandulares que possuem pedúnculo bisseriado.....	60

Listas de Quadros

Quadro 1. Resultados da prospecção fitoquímica realizada nos órgãos vegetativos aéreos de <i>L. artemisiifolia</i> Barker	86
Quadro 2. Compostos identificados na amostra de óleo essencial de <i>L. artemisiifolia</i> Baker	88
Quadro 3. Classes dos componentes do óleo essencial de <i>L. artemisiifolia</i> Baker.....	89

SUMÁRIO

RESUMO	14
ABSTRACT	15
1. INTRODUÇÃO GERAL	16
2. JUSTIFICATIVA	18
3. OBJETIVOS	18
3.1 Objetivo Geral	18
3.2 Objetivos específicos	18
4. REVISÃO DE LITERATURA	19
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	26
CAPÍTULO 1 - ANATOMIA E CARACTERIZAÇÃO DOS TRICOMAS GLANDULARES DE <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Baker (ASTERACEAE- EUPATORIEAE)	36
RESUMO	36
1. INTRODUÇÃO	37
2. METODOLOGIA	38
2.1 Obtenção do material vegetal	38
2.2 Padronização coleta e processamento das amostras	39
2.2.1 Cortes a mão livre	39
2.2.2 Inclusão em parafina	40
2.2.3 Diafanização	40
2.2.4 Histoquímica	41
2.2.5 Microscopia eletrônica de varredura	41
2.3 Documentação Fotográfica	42
3. RESULTADOS	42
3.1 Caracterização Morfoanatomia do caule e folha	42
3.1.1 Morfologia	42
3.1.2 Lâmina foliar	43
3.1.3 Pecíolo	44
3.1.4 Caule	44
3.2 Caracterização e ontogenia dos tricomas glandulares	45
3.2.1 Tipos, ocorrência e histoquímica	45

3.2.2 Ontogenia	46
4. DISCUSSÃO	61
5. CONCLUSÕES	67
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	68
CAPÍTULO 2 - PROSPECÇÃO FITOQUÍMICA E COMPOSIÇÃO DO ÓLEO ESSENCIAL DE <i>Lomatozona artemisiifolia</i> Baker (ASTERACEAE- EUPATORIEAE).....	80
RESUMO	80
1. INTRODUÇÃO	81
2. METODOLOGIA	83
2. 1 Material Vegetal	83
2.2 Prospecção Fitoquímica	83
2.2.1 Reações Utilizadas para Alcalóides	84
2.2.2 Reações Utilizadas para Heterosídeos Antraquinônicos	84
2.2.3 Reações Utilizadas para Heterosídeos Digitálicos	84
2.2.4 Reações Utilizadas para Heterosídeos Flavonóides	84
2.2.5 Reações Utilizadas para Heterosídeos Saponínicos	84
2.2.6 Reações Utilizadas para Taninos	85
2. 3 Extração do óleo essencial	85
2.3.1 Preparação da amostra e extração do óleo essencial	85
2.3.2 Análise da composição química do óleo essencial	85
3. RESULTADOS	86
3 1. Prospecção Fitoquímica	86
3.2 Composição do óleo essencial	87
4. DISCUSSÃO	89
4.1 Prospecção fitoquímica	89
4.2 Análise do óleo essencial	90
5. CONCLUSÕES	93
6. CONCLUSÕES GERAIS	94
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	95

MORFOANATOMIA, TRICOMAS GLANDULARES E FITOQUÍMICA DE *Lomatozona artemisiifolia* Baker (ASTERACEAE - EUPATORIEAE) – UMA PLANTA ENDÊMICA DO CERRADO DE GOIÁS

RESUMO

Morfoanatomia, tricomas glandulares e fitoquímica de *Lomatozona artemisiifolia* Baker (Asteraceae - Eupatorieae) – Uma planta endêmica do cerrado de Goiás - A família Asteraceae é amplamente distribuída, possuindo 24.000 espécies e 1.600 a 1700 gêneros, constituindo uma das maiores famílias de fanerógamas. No Cerrado, dentre as fanerógamas, é a segunda maior família em quantidade de espécies. Dentre as inúmeras espécies de Asteraceae está presente *Lomatozona artemisiifolia* Baker, pertence à tribo Eupatorieae. O objetivo do presente estudo foi descrever anatomicamente os órgãos vegetativos aéreos desta espécie, caracterizar os tricomas glandulares que ocorrem nestes órgãos vegetativos e nas inflorescências, determinar a composição do óleo essencial e realizar o estudo fitoquímico da espécie, já que não há trabalhos com esta espécie que é endêmica do Cerrado. Para o estudo anatômico foram utilizados ápices caulinares, amostras de folhas completamente expandidas e de caules. A prospecção fitoquímica foi realizada com órgãos aéreos vegetativos e a extração do óleo foi realizada com material vegetal fresco (órgãos aéreos vegetativos). A epiderme é uniestratificada recoberta por cutícula delgada estriada e o mesofilo é dorsiventral. O caule possui epiderme uniestratificada, córtex com colênquima angular e lamelar, ductos secretores associados ao parênquima cortical, fibras esclerenquimáticas formando calotas externas ao floema, os feixes são colaterais. Ocorre a presença de oito tipos de tricomas glandulares na lâmina foliar e caule. Foram identificadas a presença de traços de alcalóides, cumarinas, heterosídeos flavonóides e saponinas. Na extração do óleo foram identificando 21 compostos, os majoritários foram γ -muuroleno com cerca de 28,81%, o β -germacreno com 18,23%, cariofileno 12,48%, δ -elemeno 8,61%, δ -careno 7,55%, β -ocimeno 5,94%.

Palavras-chave: anatomia caulinar e foliar; estruturas secretoras; óleos essenciais; ontogenia; prospecção fitoquímica.

MORPHOANATOMY, TRICHOMES GLANDULAR and PHYTOCHEMISTRY of *Lomatozona artemisiifolia* Baker (ASTERACEAE - EUPATORIEAE) - A PLANT OF ENDEMIC OF CERRADO OF GOIÁS

ABSTRACT

Morphoanatomy, trichomes glandular and phytochemistry of *Lomatozona artemisiifolia* Baker (Asteraceae - Eupatorieae) - a plant of endemic of Cerrado of Goiás - The Asteraceae family is widely distributed, having 24,000 species and genera 1600-1700, constituting one of the largest families of phanerogams. In the Cerrado, among phanerogams, is the second largest family in number of species. Among the numerous species of Asteraceae is present *Lomatozona artemisiifolia* Baker, belongs to the tribe Eupatorieae. The objective of this study was to describe anatomically aerial vegetative organs of this species, characterize the glandular trichomes that occur in these vegetative organs and inflorescences, determine the composition of the oil and perform the phytochemical study of the species, as there is no work on this species which is endemic to the Cerrado. For anatomical study were used apices, samples of completely expanded leaves and stems. The phytochemical screening was performed with aerial vegetative organs and oil extraction was performed with fresh plant material (aerial vegetative organs). The epidermis is uniseriate covered with a thin cuticle striated and mesophyll is dorsiventral. The stem has uniseriate epidermis, cortex and with angular collenchyma lamellar secretory ducts associated with the cortical parenchyma, sclerenchyma fibers forming ice outside the phloem bundles are collateral. Is the presence of eight types of glandular trichomes on the leaf and stem. We identified the presence of traces of alkaloids, coumarins, traces of digitalis glycosides, saponins, flavonoids and glycosides. In oil extraction were identificandos 21 compounds, the major compounds are γ -muuroleno about 28.81%, the β -germacrene with 18.23%, 12.48% caryophyllene, δ -elemene 8.61%, 7.55% δ -carene, β -ocimene 5.94%.

Keywords: stem and leaf anatomy; secretory structures; essential oils; ontogeny; phytochemical prospection.

1. INTRODUÇÃO GERAL

A família Asteraceae possui distribuição subcosmopolita, sendo encontrada em todos os continentes, com exceção da Antártida. Possui cerca 24.000 espécies e 1.600 a 1700 gêneros (FUNK *et al.*, 2009), constituindo cerca de 10% das angiospermas do mundo (BREMER, 1994). A família é monofilética compõe-se de ervas anuais e perenes, subarbustos e arbustos, lianas e raramente árvores (CRONQUIST, 1968; FUNK *et al.*, 2009). Suas espécies podem ser encontradas em diferentes condições climáticas e nos mais variados habitats, desde regiões tropicais, subtropicais até temperadas, mas poucas espécies são verdadeiramente aquáticas (BARROSO *et al.*, 1991). Essa ampla distribuição é atribuída a sua extraordinária capacidade de adaptação e a sua capacidade de dispersão por frutos com pápus plumosos, estruturas de aderência, apêndices e a produção de metabólitos secundários relacionados a proteção contra herbivoria e às condições ambientais adversas (FUNK *et al.*, 2005; CRONQUIST, 1968).

De acordo com BREMER (1994) as espécies da família Asteraceae eram distribuídas em três subfamílias, Barnadesioideae, Cichoroideae e Asteroideae. Porém estudos mais recentes mostraram que a família Asteraceae é subdividida em 12 subfamílias (FUNK *et al.*, 2009). No Brasil, são citadas 28 tribos: Anthemideae, Astereae, Bahieae, Barnadesieae, Cardueae, Cichorieae, Coreopsideae, Eupatorieae, Gnaphalieae, Gochnatieae, Helenieae, Heliantheae, Hyalideae, Inuleae, Liabeae, Millerieae, Moquinieae, Mutisieae, Nassauvieae, Neurolaeneae, Onoserideae, Polymnieae, Senecioneae, Stifftieae, Tageteae, Tarchonanthaeae, Vernonieae, Wunderlichieae (NAKAJIMA *et al.*, 2013).

No Brasil, a família Asteraceae abrange os domínios fitogeográficos da Caatinga, Amazônia, Pantanal, Pampa, Mata Atlântica e Cerrado (NAKAJIMA *et al.*, 2013). Possuem grande importância para composição da vegetação de diferentes locais, sendo uma das famílias mais ricas (BARROSO *et al.*, 1991).

Apesar da grande diversidade morfológica e anatômica das Asteraceae, são relatados uma série de caracteres comuns à família como a presença de estômatos anomocíticos, caules herbáceos com feixes colaterais acompanhados por fibras, crescimento secundário não usual em espécies lenhosas, caule com endoderme podendo conter grãos de amido e estria de Caspary, estruturas secretoras como ductos secretores (METCALFE & CHALK, 1950) e tricomas glandulares (LOPES, 1991). Outras estruturas secretoras já foram registradas para a família Asteraceae, dentre elas hidatódios, idioblastos, cavidades, laticíferos, nectários extraflorais e apêndices glandulares (CARLQUIST, 1958; WERKER & FAHN 1981;

ASCENSÃO & PAIS 1982,1987; CASTRO *et al.*, 1997; LERSTEN & CURTIS 1988; VERTREES & MAHLBERG, 1978). Esta família possui capacidade de biossintetizar diversos tipos de metabólitos secundários como ácidos fenólicos, poliacetilenos, flavonóides, cumarinas, benzofuranos, monoterpenos, diterpenos, triterpenos, sesquiterpenos com destaque para as lactonas sesquiterpênicas (CALABRIA *et al.*, 2009).

Dentre as tribos da família Asteraceae tem-se a tribo Eupatorieae, a qual pertence a espécie em estudo *Lomatozona artemisiifolia* Baker. Esta tribo possui espécies de grande relevância na medicina tradicional como: espécies de *Mikania* Willd. usadas na África e América do Sul no tratamento de mordidas de serpentes; *Stevia rebaudiana* Bertoni usada pelo seu sabor doce podendo ser substituta do açúcar; *Austroeupatorium inulaefolium* Kunth usada no Uruguai no controle da natalidade; *Eupatorium cannabinum* L. usada na Índia para tratamentos de úlceras e na Itália na homeopatia (KING & ROBINSON, 1987). Essa tribo compõe a maior parte das espécies da família Asteraceae nas regiões Neotropicais e possui cerca de 200 gêneros, correspondendo aproximadamente 10% das Asteraceae (KING & ROBINSON, 1987). No Parque Nacional da Serra da Canastra a tribo Eupatorieae é a mais rica em quantidade de gêneros e a segunda mais rica em número de espécies sendo superada apenas pela tribo Vernonieae (NAKAJIMA, 2001).

Na tribo Eupatorieae, em todas as inflorescências, principalmente em tons de amarelo, são encontrados flavonóides. Existem relatos da presença de alcalóides pirrolizidínicos diferentes dos sintetizados pela tribo Senecioneae, que é próxima a tribo Eupatorieae. Nos óleos essenciais podem ser encontrados benzofuranos, responsáveis pelas várias espécies desta tribo serem venenosas. Os sesquiterpenos ocorrem em larga frequência dentro desta tribo, já os monoterpenos na forma de derivados de timol ocorrem esporadicamente (KING & ROBINSON, 1987). Estudos realizados com *Chromolaena hirsuta* Hook. & Arn. e *Chromolaena squalida* DC. mostraram pela primeira vez na tribo Eupatorieae a presença de flavonóides acumulados em tricomas glandulares das folhas (TALEB-CONTINI *et al.*, 2007)

Lomatozona artemisiifolia Baker pertence ao gênero *Lomatozona*, é uma espécie endêmica do cerrado, pertence a família Asteraceae e tribo Eupatorieae. Esta encontra-se inserida na lista vermelha da flora brasileira ameaçada de extinção (NAKAJIMA *et al.*, 2012).

2. JUSTIFICATIVA

O gênero *Lomatozona* Baker possui quatro espécies, todas pouco estudadas (OLIVEIRA, 2013). A espécie *Lomatozona artemisiifolia* Baker está incluída na Lista Vermelha da Flora Brasileira, instrumento legal para a proteção de espécies ameaçadas de extinção (NAKAJIMA *et al.*, 2012). Os resultados do presente trabalho contribuirão como subsídio para estudos taxonômicos, fitoquímicos, relações genéticas e para investigações sobre possíveis caracteres estruturais relacionados à sua adaptação.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo geral:

Realizar estudo anatômico, caracterizar os tricomas glandulares e analisar fitoquimicamente a espécie *Lomatozona artemisiifolia* Baker (Asteraceae - Eupatorieae).

3.2. Objetivos específicos:

- descrever a organização anatômica do caule e da folha;
- identificar e caracterizar os tricomas glandulares que ocorrem nos órgãos aéreos vegetativos e nas flores;
- descrever as principais etapas da ontogenia dos tricomas glandulares identificados na folha e no caule;
- realizar a prospecção fitoquímica dos órgãos vegetativos aéreos e das inflorescências;
- determinar a composição do óleo essencial produzido pelos órgãos vegetativos aéreos.

4. REVISÃO DE LITERATURA

4.1. Caracterização taxonômica da família e da espécie

A família Asteraceae possui distribuição subcosmopolita, sendo encontrada em quase todos os continentes, com exceção da Antártida. Suas espécies podem ser encontradas em diferentes condições climáticas e nos mais variados habitats, desde regiões tropicais, subtropicais até temperadas, mas poucas espécies são verdadeiramente aquáticas (BARROSO *et al.*, 1991). São encontradas em maior frequência ao longo dos Andes, áreas Mediterrâneas, Ásia central, sudeste Asiático, Austrália, oeste dos Estados Unidos e México, sul do Brasil e sul da África (BREMER, 1994). Essa ampla distribuição é atribuída a uma extraordinária capacidade de adaptação e de dispersão por frutos com pápus plumosos, estruturas de aderência e apêndices (FUNK *et al.*, 2005; CRONQUIST, 1968). Além disto, as plantas desta família possuem estruturas secretoras responsáveis pela síntese de metabólitos secundários responsáveis pela defesa química e que contribuem certamente para o seu sucesso e sua distribuição cosmopolita (ALMEIDA-CORTEZ *et al.*, 2004).

A família Asteraceae possui cerca de 24.000 espécies e 1.600 a 1700 gêneros (FUNK *et al.*, 2009), constituindo uma das maiores famílias de fanerógamas e representando cerca de 10% das angiospermas do mundo (BREMER, 1994). É monofilética, compõe-se de ervas anuais e perenes, subarbustos e arbustos, lianas e raramente árvores (CRONQUIST, 1968; FUNK *et al.*, 2009). BREMER (1994) divide a família Asteraceae em três subfamílias, Barnadesioideae, Cichoroideae e Asteroideae, mas na classificação recente de FUNK *et al.* (2009) a família Asteraceae é subdividida em 12 subfamílias. No Brasil, ocorrem 28 tribos: Anthemideae, Astereae, Bahieae, Barnadesieae, Cardueae, Cichorieae, Coreopsidae, Eupatorieae, Gnaphalieae, Gochnatieae, Helenieae, Heliantheae, Hyalideae, Inuleae, Liabeae, Millerieae, Moquinieae, Mutisieae, Nassauvieae, Neurolaeneae, Onoserideae, Polymnieae, Senecioneae, Stifftieae, Tageteae, Tarchonantheae, Vernonieae, Wunderlichieae, possuindo 276 gêneros e 2047 espécies, sendo 74 gêneros endêmicos e 1305 espécies são também endêmicas (NAKAJIMA *et al.*, 2013).

Essa tribo compõe a maior parte das espécies da família Asteraceae nas regiões Neotropicais e possui cerca de 200 gêneros, correspondendo aproximadamente 10% das Asteraceae (KING & ROBINSON, 1987). Estudos realizados por KING & ROBINSON (1987), levaram a um novo sistema de classificação estabelecendo três novos gêneros *Ageratina*, *Ayapana* e *Campuloclinium* cujas espécies antes pertenciam ao gênero

Eupatorium. No Brasil ainda existem poucos estudos com a tribo, entretanto, sabe-se que no Parque Nacional da Serra da Canastra a tribo Eupatorieae é a mais rica em quantidade de gêneros e a segunda mais rica em número de espécies sendo superada apenas pela tribo Vernonieae (NAKAJIMA, 2001).

O gênero *Lomatozona* é encontrado exclusivamente em regiões de cerrado rupestre do Centro-Oeste, principalmente nos Estados de Goiás e Mato Grosso, sendo constituído por quatro espécies. A espécie *Lomatozona artemisiifolia* é encontrada apenas no Estado de Goiás e já foi registrada nas regiões de Serranópolis, Mossâmedes e Jataí (OLIVEIRA, 2013; CNCFLORA, 2011). Esta espécie encontra-se inserida na lista vermelha da flora brasileira ameaçada de extinção, classificada atualmente como DD (data deficient/dados deficientes). Esta classificação indica que a mesma tem distribuição restrita e poucas informações disponíveis (NAKAJIMA *et al.* 2012).

4.2 Características anatômicas das Asteraceae

Segundo Metcalfe & Chalk (1950) as plantas da família Asteraceae possuem algumas características em comum como a presença de feixes colaterais acompanhados por fibras nos caules herbáceos, presença de endoderme com grãos de amido e estria de Caspary contornando o sistema vascular, folhas anfiestomáticas, estômatos do tipo anomocíticos, presença de tricomas glandulares bisseriados, ocorrência de ductos secretores e mesofilo dorsiventral.

De acordo com ARENS (1958b), a estrutura foliar das espécies depende do genoma e de fatores ambientais que estas estão expostas. Sendo assim, algumas características que ocorrem nas espécies da família Asteraceae são determinadas pelo seu genoma e outras são fortemente influenciadas pelo ambiente que vivem.

Estômatos anomocíticos em ambas as faces da epiderme ocorrem em *Galinsoga parviflora* Cav. e *G. ciliata* (Raf.) Blake (DUARTE & LOPES, 2004), *Calea uniflora* Less (BUDEL *et al.*, 2006), *Flourenzia campestris* e *F. oolepis* Blake (DELBON *et al.*, 2007), *Porophyllum ruderale* Jacq. Cass. e *Chaptalia nutans* L. Pohl, (DUARTE *et al.*, 2007), *Baccharis obovata* Hook. & Arn. (MOLARES *et al.*, 2009), *Eremanthus erythropappus* (DC.) MacLeisch (DUTRA *et al.*, 2010), *Ageratum conyzoides* L. (MILLANI *et al.*, 2010), *Gochnatia barrosii* Cabrera (ROSSATTO & KOLB, 2012). Entretanto, algumas destas possuem estômatos predominantemente na face abaxial da epiderme (DUARTE *et al.*, 2007). Em outras espécies ocorrem folhas com estômatos apenas na face abaxial (DUARTE &

ESTELITA, 1999; OLIVEIRA *et al.*, 1999; OLIVEIRA *et al.*, 2000; FERREIRA *et al.*, 2002; BUDEL *et al.*, 2006; MARTINS *et al.*, 2006; BUDEL & DUARTE, 2008; EMPINOTTI & DUARTE, 2008; BUDEL *et al.*, 2009; JUNIOR *et al.*, 2009).

A cutícula que recobrem as folhas possui padrões variados. Algumas espécies possuem células com cutícula espessa (TAVARES *et al.*, 2000; DEL-VECHIO-VIEIRA *et al.*, 2008), entretanto algumas possuem cutícula delgada com estriações nítidas (EMPINOTTI & DUARTE, 2008), ou cutícula delgada e lisa (DUARTE *et al.*, 2007) e também podem apresentar cutícula delgada levemente estriada (DUARTE & LOPES, 2004).

No caule, é comum a presença de endoderme bem definida com amido (METCALFE & CHALK, 1950), associados a estas estruturas são encontrados ductos secretores que foram descrito para várias espécies desta família (PAGNI & MASINI, 1999; LERSTEN & CURTIS, 1987). Fibras associadas ao sistema vascular ocorrem com frequência nas espécies de Asteraceae (CARLQUIST, 1957; JORGE *et al.*, 1991; FAHN & CUTLER, 1992; BREITWIESER, 1993; DUARTE & ESTELITA, 1999; BUDEL *et al.*, 2003c; BUDEL *et al.*, 2003b; BUDEL *et al.*, 2004; MELO-DE-PINNA, 2004; MUSSURY *et al.*, 2007; EMPINOTTI & DUARTE, 2008).

A ocorrência de fibras acompanhando feixes vasculares é, também, uma característica comum (CARLQUIST, 1957; ANDERSON & CREECH, 1975; BREITWIESER, 1993) e já foram relatadas em várias espécies (JORGE *et al.*, 1991; DUARTE & ESTELITA, 1999; BUDEL *et al.*, 2003b; BUDEL *et al.*, 2003c; BUDEL *et al.*, 2004; MUSSURY *et al.*, 2007; EMPINOTTI & DUARTE, 2008). Estas fibras, de acordo com FAHN & CUTLER (1992), ocorre em vários gêneros desta família.

Nas plantas do Cerrado, incluindo espécies de Asteraceae (TAVARES *et al.*, 2000; DEL-VECHIO-VIEIRA *et al.*, 2008), ocorrem algumas características anatômicas com certa frequência. Estas características incluem a presença de cutícula e camadas epicuticulares espessas protegendo a epiderme, câmaras subestomáticas, grande quantidade de tricomas na folha, esclerênquima e colênquima desenvolvidos (MORRETES & FERRI, 1959; MORRETES, 1967). Muitas plantas adaptadas a estas condições do Cerrado possuem características consideradas xeromórficas ou mais comumente denominadas de escleromórficas (ARENS, 1958a; ARENS, 1958b; MORRETES & FERRI, 1959; MORRETES, 1967).

4.3 Estruturas secretoras e compostos secundários

As estruturas secretoras são compostas por agrupamentos de células ou por células individualizadas e podem se diferir na forma, material secretado e localização na planta (VON POSER & MENTZ, 2001). O tipo e a posição da estrutura secretora são ferramentas importantes para identificação das espécies e podem ser utilizadas como parâmetro no controle de qualidade farmacêutica (VON POSER & MENTZ, 2001). A investigação dessas se faz importante para análise da síntese e do acúmulo de importantes produtos naturais e para estudos taxonômicos (SILVA, 2010).

Os estudos sobre as estruturas secretoras envolvem o conhecimento a respeito da sua estrutura, seu exsudato e sua função. As informações sobre a estrutura são obtidas através da observação morfológica e anatômica, já as informações sobre o exsudato são obtidas através de testes histoquímicos e químicos. Os testes histoquímicos fornecem características sobre as principais classes de compostos “in situ” e os testes químicos identificam as substâncias disponibilizadas pela planta. E as informações sobre a função são obtidas após o conhecimento sobre a estrutura e o exsudato da estrutura secretora que está sendo analisada, relacionando com o conhecimento evolutivo e/ou ecológico sob qual a planta está submetida (CARDOSO, 2010).

Através do metabolismo vegetal são gerados dois tipos distintos de produtos denominados metabólitos primários e metabólitos secundários. A partir dos metabólitos primários se derivam os metabólitos secundários. Enquanto os metabólitos primários possuem papel essencial para as plantas, os metabólitos secundários possuem ação biológica que vai garantir vantagens adaptativas e estão presentes em apenas determinados grupos vegetais (TAIZ & ZEIGER, 2004). As rotas do metabolismo secundário, nas plantas superiores, são ativadas durante fases particulares de crescimento e desenvolvimento ou em períodos de estresse causados por ataque de microorganismos ou limitações nutricionais e hídricas (MANN, 1987).

O metabolismo secundário é importante para interação das plantas com o meio ambiente, mesmo não sendo necessário para o ciclo de vida da planta (TAIZ E ZEIGER 2004). Estes metabólitos secundários são importantes, pois agem como mecanismos de defesa das plantas ou na atração de polinizadores e dispersores de sementes (RHODES, 1994). Sendo assim, os compostos resultantes do metabolismo secundário exercem ação protetora sobre os fatores abióticos associados com deficiência de nutrientes, quantidade de água, alterações de temperatura, níveis de luminosidade e exposição à luz ultravioleta, além de agir,

principalmente, protegendo contra fatores bióticos como na defesa contra a herbivoria e ataque de patógenos, na competição entre plantas e na atração de organismos benéficos para a planta como dispersores de sementes, polinizadores e microorganismos simbiotes (MARASCHIN & VERPORTE 1999).

Algumas classes de metabólitos secundários são acumulados em células e órgãos específicos, se apresentam pouco abundantes (BOURGAUD *et al.*, 2001). A presença de determinada classe de metabólitos secundários é relativamente restrita dentro de determinados grupos taxonômicos por isso é uma importante ferramenta dentro da taxonomia (TAIZ & ZEIGER 2004; REIMANN *et al.*, 2004). Com frequência os componentes principais são acompanhados por componentes em menores quantidades e são derivados dos processos de redução, oxidação, acetilações, glicosilações ou metilações (WINK, 2003).

A biossíntese de metabólitos secundários é realizada por rotas metabólicas específicas do organismo, mas ocorre uma grande relação entre essas rotas e as rotas responsáveis pela síntese de metabólitos primários, pois ambas as rotas metabólicas são interconectadas. De forma que a síntese de metabólitos primários fornece moléculas que serão utilizadas como precursoras para síntese dos metabólitos secundários (CASTRO *et al.*, 2004).

As plantas desenvolveram ao longo de sua existência inúmeros metabólitos secundários, que permite a elas sobrevivência. Estes podem ser divididos em três grandes grupos; os terpenos, os compostos fenólicos e os compostos nitrogenados. Todos são derivados do metabolismo da glicose pela via do ácido chiquímico e acetato (VICKERY & VICKERY, 1981; HARBONE & BAXTER 1995; TAIZ & ZEIGER, 2004).

4.3.1 Estruturas secretoras na família Asteraceae

As principais estruturas secretoras relatadas para a família Asteraceae são os ductos, cavidades, idioblastos, hidatódios, laticíferos, nectários e principalmente diversos tipos de tricomas (SOLEREDER, 1908; METCALFE & CHALK, 1950; FAHN, 1979; CASTRO *et al.*, 1997). Tricomas secretores ocorrem amplamente na família e podem ocorrer com frequência em depressões na epiderme (SOLEREDER, 1908). De acordo com SOLEREDER (1908) os tricomas nas Asteraceae são polimorfos, sendo o mais comum o vesiculoso que possui cabeça bisseriada elipsoidal e pedúnculo curto, este tricoma é considerado um caráter conservativo na família (CASTRO *et al.* 1997; AGUILERA *et al.*, 2004; MELO-DE PINNA 2004; GREGIO & MOSCHETA, 2006; DEL-VECHIO-VIEIRA *et al.*, 2008). Tricomas glandulares do tipo bisseriado são relatados em diferentes tribos como Anthemideae,

Astereae, Eupatorieae, Heliantheae, Inuleae, Mutisieae e Vernonieae (CASTRO *et al.*, 1997; CORTADI *et al.*, 1999; MONTEIRO *et al.*, 2001). Nas tribos Eupatorieae e Heliantheae ocorrem com frequência tricomas recurvados sobre a epiderme com número variável de células no pedúnculo e cabeça globosa (CASTRO *et al.*, 1997).

Os ductos secretores são caracterizados por possuírem, em sua maioria, lúmen circundado por um único estrato de células epiteliais (CASTRO *et al.* 1997), mas segundo FAHN (1988) os ductos, podem ter mais de uma camada de célula. Vários estudos relatam a presença de ductos secretores com epitélio uniestratificado em espécies da família Asteraceae (RAGONESE, 1988; OLIVEIRA & AKISUE, 1998; CORTADI *et al.* 1999; DUARTE & ESTELITA, 1999; DUARTE & ESTELITA, 2000; ORTINS & AKISUE, 2000; TAVARES *et al.*, 2000; BUDEL *et al.* 2003a,b; MELO-DE-PINNA & MENEZES, 2003; AGUILERA *et al.* 2004; GREGIO & MOSCHETA, 2006; MILAN *et al.*, 2006; MILANI *et al.*, 2010). Na tribo Eupatorieae, assim como na tribo Heliantheae existe uma constância na presença e posição ocupada pelos ductos secretores (CASTRO *et al.*, 1997).

4.3.2 Metabólitos secundários na família Asteraceae

As plantas da família Asteraceae podem produzir grande variedade de compostos secundários, sendo que os compostos mais comuns são ácidos fenólicos, poliacetilenos, flavonóides, cumarinas, benzofuranos, terpenóides como os: monoterpenos, diterpenos, triterpenos, sesquiterpenos com destaque para as lactonas sesquiterpênicas (CALABRIA *et al.*, 2009). Essas lactonas sesquiterpênicas são consideradas marcadores quimiotaxonômicos e foram relatadas, por PICMAN *et al.* (1978), para quase todas as tribos da família Asteraceae.

A tribo Eupatorieae possui espécies de grande relevância na medicina tradicional como *Mikania* Willd. usada na África e América do Sul no tratamento de mordidas de serpentes; *Stevia rebaudiana* Bertoni usada para substituir do açúcar pelo seu sabor doce; *Austroeupatorium inulaefolium* Kunth usada no Uruguai no controle da natalidade; *Eupatorium cannabinum* L. usada na Índia para tratamentos de úlceras e na Itália na homeopatia (KING & ROBINSON, 1987).

Estudos fitoquímicos revelam que existe grande diversidade de compostos secundários produzidos pelas espécies da tribo Eupatorieae. Nas inflorescências das plantas, principalmente em tons de amarelo, possuem flavonóides (KING & ROBINSON, 1987). Podem ocorrer também alcalóides pirrolizidínicos diferentes dos sintetizados pela tribo Senecioneae, que é próxima a tribo Eupatorieae (KING & ROBINSON, 1987). Nos óleos

essenciais podem ser encontrados benzofuranos e, por isto, responsáveis pela característica venenosa de várias espécies. Os sesquiterpenos ocorrem em larga frequência dentro desta tribo, já os monoterpenos na forma de derivados de timol ocorrem esporadicamente (KING & ROBINSON, 1987). Estudos realizados com *Chromolaena hirsuta* Hook. & Arn. e *Chromolaena squalida* DC. mostraram pela primeira vez na tribo Eupatorieae a presença de flavonóides acumulados em tricomas glandulares das folhas (TALEB-CONTINI *et al.*, 2007).

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGUILERA, D. B.; MEIRA, R. M. S. A. & FERREIRA, F. A. Anatomy and histochemistry of the vegetative organs of *Siegesbeckia orientalis* (Asteraceae). **Planta Daninha**, v.22, n. 4, p. 483-489, 2004.

ALMEIDA-CORTEZ, J. P.; SHIPLEY, B. & ARNASON, J. Growth and chemical defense in relation to resource availability: tradeoffs or common responses to environmental stress? **Brazilian Journal of Biology**, v.64, n. 2, p.187-194, 2004.

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.

ARENS, K. Considerações sobre as causas do xeromorfismo foliar. Boletim da Faculdade Filosofia, Ciências e Letras, Universidade São Paulo, **Botânica**, v.15, p. 25-56. 1958.

ARENS, K. O cerrado como vegetação oligotrófica. Boletim da Faculdade Filosofia, Ciências e Letras, Universidade São Paulo, **Botânica**, v.15, p. 69-77, 1958b.

ASCENSÃO, L. & PAIS, M. S. Secretory trichomes of *Artemisia crithmifolia*. Some ultrastructural aspects. **Bulletin de la Société Botanique de France** 129, **Actualités Botaniques**, v.11, p.83-87, 1982.

ASCENSÃO, L. & PAIS, M. S. Glandular trichomes of *Artemisia campestris* (ssp. *maritima*): ontogeny and histochemistry of the secretory product. **Botanical Gazette**, v.148, p.221-227, 1987.

BARROSO, G. M.; PEIXOTO, A. L.; ICHASO, C. L. F.; COSTA, C. G.; GUIMARÃES, E. F. & LIMA, H. C. **Sistemática de Angiospermas do Brasil**. Universidade Federal de Viçosa. Imprensa Universitária, v.3, p.237-314, 1991.

BOURGAUD, F. GRAVOT, A. MILESI, S. & GONTIER, E. Production of Plant secondary metabolites: a historical perspective. **Plant Science**, v.161, p.839-851, 2001.

BREITWIESER, I. Comparative leaf anatomy of New Zealand and Tasmanian Onuleae (Compositae). **Botanical Journal of the Linnean Society**, v.111, p.183-209, 1993.

BREMER, K. **Asteraceae: Cladistics and classification**. Timber Press, Portland, 429p., 1994.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R. & SANTOS, C. A. M. Caracteres morfo-anatômicos de *Baccharis gaudichaudiana* DC., Asteraceae. **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.22, p.313-320, 2003a.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R.; SANTOS, C. A. M. & CUNHA, L. M. Macro and microscopical identification of four species of *Baccharis* from Trimeria group. **Revista Brasileira Farmacognosia**, v.13, p. 42-43, 2003b.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R. & SANTOS, C. A. M. Stem morpho-anatomy of *Baccharis cylindrica* (Less.) DC.; Asteraceae. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v.40, p.93-99, 2003c.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R. & SANTOS, C. A. M. Morfoanatomia foliar e caulinar de *Baccharis dracunculifolia* DC. Asteraceae. **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.23, p.477-483, 2004.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R.; FARAGO, P. V. & TAKEDA, I. J. M. Caracteres anatômicos de folha e caule de *Calea uniflora* Less, Asteraceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.16, n.1, p.53-60, 2006.

BUDEL, J. M. & DUARTE, M. R. Estudo Farmacobotânico de Folha e Caule de *Baccharis uncinella* DC., Asteraceae. **Latin American Journal of Pharmacy**, v.27, n.5, p.740-746, 2008.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R.; KOSCIUV, I.; MORAIS, T. B. & FERRARI, L. P. Contribuição ao estudo farmacognóstico de *Mikania laevigata* Sch. Bip. Ex Baker (guaco) visando o controle de qualidade da matéria prima. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.19, n.2, p.545-552, 2009.

CALABRIA, L. M.; EMERENCIANO, V. P.; SCOTTI, M. T. & MABRY, T. J. Secondary Chemistry of Compositae. In: Funk, V. A.; Susanna, A.; Stuessy, T. F. & Bayer, R. J. (eds.). **Systematics, Evolution, and Biogeography of Compositae**. Cap. 5. International Association for Plant Taxonomy, Vienna, 777 p., 2009.

CARDOSO, P. R. Estruturas secretoras em órgãos vegetativos aéreos de *Passiflora alata* Curtis e *P. edulis* Sims (Passifloraceae) com ênfase na localização in situ de compostos bioativos. (Dissertação Mestrado) – Campinas, SP. 2010.

CARLQUIST, S. Leaf anatomy and ontogeny in *Argyroxiphium* and *Wilkesia* (Compositae). **American Journal of Botany**, v.44, p. 696-705, 1957.

CARLQUIST, S. Structure and ontogeny of glandular trichomes of *Madinae* (Compositae). **American Journal of Botany**, v. 45, p.675-682, 1958.

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

CASTRO, G. H.; FERREIRA, A. F.; SELVA, H. J. D. & MOSQUIM, R. P. **Contribuição ao estudo de plantas medicinais: metabólitos secundários**. 2. ed. Viçosa: Gráfica Suprema, 113p., 2004.

CNCFLORA. 2011. Disponível em: <<http://cncflora.jbrj.gov.br/plataforma2/book/especie.php?id=27241>>. Acessado em: 20 mai. 2013.

CORTADI, A.; DI-SAPIO, O.; MCCARGO, J.; SCANDIZZI, A.; GATTUSO, S. & GATTUSO, M. Anatomical studies of *Baccharis articulata*, *Baccharis crispa* and *Baccharis trimera*, “Carquejas” used in folk medicine. **Pharmaceutical Biology**, v. 37, p.357-365, 1999.

CRONQUIST, A. **The evolution and classification of flowering plants**. New York: Riverside Studies in Biology, 395 p., 1968.

DELBON, N.; COSA, M. T. & DOTTORI, N. Anatomía de órganos vegetativos en *Flourenzia campestris* y *F. oolepis* (Asteraceae), con especial referencia a las estructuras secretoras. **Arnaldoa**, v.14, p. 61-70, 2007.

DEL-VECHIO-VIEIRA, G., BARBOSA, M. V. D.; LOPES, B. C.; SOUSA, O. V.; SANTIAGO-FERNANDES, L. D. R.; ESTEVES, R. L. & KAPLAN, M. A. C. Caracterização morfoanatômica de *Ageratum fastigiatum* (Asteraceae). **Revista Brasileira Farmacognosia**, v.18, p.769-776, 2008.

DUARTE, M. R. & ESTELITA, M. E. M. Anatomical characters of *Bidens pilosa* L., Asteraceae. **Hoehnea**, v.26, p.15-27, 1999.

DUARTE, M. R. & ESTELITA, M. E. M. Caracteres anatômicos de folha de *Galinsoga parviflora* Cav. e *Galinsoga ciliata* (Raf.) Blake, Asteraceae. **Revista Brasileira Farmaceutica**, v.81, p.17-20, 2000.

DUARTE, M. R. & LOPES, J. F. Optical and ultrastructural analysis of the leaf epidermis of *Galinsoga parviflora* CAV. and *G. ciliata* (RAF.) BLAKE, Asteraceae. **Visão Acadêmica**, v.5, n.1, p.41-46, 2004.

DUARTE, M. R.; SIEBENROK, M. C. N. & EMPINOTTI, C. B. Anatomia comparada de espécies de arnica: *Porophyllum ruderale* (Jacq.) Cass. e *Chaptalia nutans* (L.) Pohl. **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v.28, n.2, p.193-201, 2007.

DUTRA, R. C.; FERRAZ, S. O.; PIMENTA, D. S. & SOUSA, O. V. Caracterização morfoanatômica das folhas de *Eremanthus erythropappus* (DC.) MacLeisch, Asteraceae. **Revista Brasileira Farmacognosia**, v. 20, n.6, p.818-824, 2010.

EMPINOTTI, C. B. & DUARTE, M. R. Estudo anatômico de folha e caule de *Elephantopus mollis* Kunth (Asteraceae). **Revista Brasileira Farmacognosia**, v.18, p.108-116, 2008.

FAHN, A. **Secretory tissues in plants**. Academic Press Inc., London. 1979.

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

- FAHN, A. & CUTLER, D. *Xerophytes*. Berlin: Bruder Bomtraeger, 176 p., 1992.
- FERREIRA, E. A.; PROCÓPIO, S. O.; SILVA, A. A. & RUFINO, R. J. N. Estudos anatômicos de folhas de espécies de plantas daninhas. II - *Bidens pilosa*, *Emilia sonchifolia*, *Ageratum conyzoides* e *Sonchus asper*. **Planta Daninha**, v.20, p. 327-335, 2002.
- FUNK, V. A.; BAYER, R. J.; KEELEY, S.; CHAN, R.; WATSON, L.; GEMEINHOLZER, B.; SCHILLING, E.; PANERO, J. L.; BALDWIN, B. G.; GARCIA-JACAS, N.; SUSANNA, A. & JANSEN, R. K. Everywhere but Antarctica: Using a supertree to understand the diversity and distribution of the Compositae. **Biologiske Skrifter**, v. 55, p. 343-374, 2005.
- FUNK, V.A.; SUSANNA, A.; STUESSY, T. & BAYER, R.J. (eds.). **Systematics, evolution, and biogeography of the Compositae**. IAPT, Vienna. 2009.
- GREGIO, S. J. D. & MOSCHETA, I. S. Anatomia de raiz, caule e folha e identificação de estruturas secretoras de *Achillea millefolium* L. (Asteraceae). **Acta Scientiarum Biological Science**, v. 28, n.4, p.327-334. 2006.
- HARBONE, J.B.; BAXTER, H. **Phytochemical dictionary: a handbook of bioactive e compounds from plants**. Taylor and Francis: London. 1995.
- JORGE, L. I. F.; PEREIRA, U. & SILVA, A. M. Identificação histológica das principais Compostas brasileiras de emprego medicinal. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v.51, p.47-51, 1991.
- JUNIOR, A. E.; BOEGER, M. R. T.; JÚNIOR, A. M.; REISSMANN, C. B. & RICKLI, F. L. Variação na estrutura foliar de *Mikania glomerata* Spreng. (Asteraceae) sob diferentes condições de luminosidade. **Revista Brasileira de Botânica**, v.32, n.4, p.749-758, 2009.
- KING, R. M. & ROBINSON, H. The genera of the Eupatorieae (Asteraceae). **Monographs in Systematic Botany**, v.22, p.1-581, 1987.
- LERSTEN, N. R. & CURTIS, J. D. Internal secretory spaces in Asteraceae. A review and original observations on *Conyza canadensis* (Tribe Astereae). **Cellule**, v.74, p.181-196, 1987.

- LERSTEN, N. R. & CURTIS, J. D. Secretory reservoirs (ducts) of two kinds in giant ragweed (*Ambrosia trifida*; Asteraceae). **American Journal of Botany**, v. 75, p.1313-1323, 1988.
- LOPES, J. L. C. Sesquiterpene lactones from Vernonia. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.86, p.221-230, 1991.
- MANN, J. **Secondary metabolism**. 2.ed. Oxford: Clarendon, 374 p., 1987.
- MARASCHIN, M. E. & VERPORTE, R. Engenharia do metabolismo secundário. **Biotecnologia Ciência e Desenvolvimento**, v.10, p.24-28, 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**, v.16, n.1, p.42-52, 2006.
- MELO-DE-PINNA, G. F. A. & MENEZES, N. L. Meristematic endodermis and secretory structures in adventitious roots of *Richtera* Kuntze (Mutisieae-Asteraceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v.26, 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.R. & CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**. Clarendon Press, Oxford, v.2, 1950.
- MILAN, P.; HAYASHI, A. H. & APPEZZATO-DA-GLORIA, B. Comparative leaf morphology and anatomy of three Asteraceae species. **Brasilian Archives of Biology and Technology**, v.49, n.1, p.135-144, 2006.
- MILLANI, A. A.; ROSSATTO, D. R.; RUBIN FILHO, C. J & KOLB, R. M. Análise de crescimento e anatomia foliar da planta medicinal *Ageratum conyzoides* L. (Asteraceae) cultivada em diferentes substratos. **Revista brasileira de plantas medicinais**, v.12, p.127-134, 2010.

MOLARES, S.; GONZÁLEZ, S.; LADIO, A & AGUEDA CASTRO, M. Etnobotánica, anatomía y caracterización físico-química del aceite esencial de *Baccharis obovata* Hook. et Arn. (Asteraceae: Astereae). **Acta Botanica Brasilica**, v.23, p.578-589, 2009.

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

MORRETES, B. L. Contribuição ao estudo da anatomia das folhas de plantas do cerrado II. **Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da USP**, v.22, p.207-244, 1967.

MORRETES, B. L. & FERRI, M. G. Contribuição ao estudo da anatomia de folhas de plantas do cerrado. **Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da USP**, v.16, p.7-70, 1959.

MUSSURY, R. M.; BETONI, R.; VIEIRA, M. C.; SCALON, S. D. P. Q. & BARROS, S. S. U. Morfo-anatomia do eixo vegetativo aéreo de *Achyrocline alata* (Kunth) DC. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 9, p. 94-101, 2007.

NAKAJIMA, J. N.; JUNQUEIRA, T. V.; FREITAS, F. S. & TELES, A. M. Comparative analysis of red lists of the Brazilian flora: Asteraceae. **Rodriguésia**, v.63, p.39-54, 2012.

NAKAJIMA, J. N.; LOEUILLE, B.; HEIDEN, G.; DEMATTEIS, M.; HATTORI, E. K. O.; MAGENTA, M.; RITTER, M. R.; MONDIN, C. A.; ROQUE, N.; FERREIRA, S. C.; TELES, A. M.; BORGES, R. A. X.; MONGE, M.; BRINGEL JR., J. B. A.; OLIVEIRA, C. T.; SOARES, P. N.; ALMEIDA, G.; SCHNEIDER, A.; SANCHO, G.; SAAVEDRA, M. M.; LIRO, R. M.; SOUZA-BUTURI, F. O.; PEREIRA, A. C. M.; MORAES, M. D.; SILVA, G. A. R.; & MEDEIROS, J. D. 2013. Asteraceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB55>>. Acessado em 20 jul.2013.

NAKAJIMA, J. N. & SEMIR, J. Asteraceae do Parque Nacional da Serra da Canastra, Minas Gerais, Brasil. **Revista Brasil Botanica**, v.24, p.471-478, 2001.

OLIVEIRA, F.; RODRIGUES, R. F. O. & KATO, E. T. M. Estudo farmacognóstico da almécega-da-praia - *Mikania conferta* Gardn. **Lecta**, v.17, p.43-68, 1999.

OLIVEIRA, F.; RODRIGUES, R. F. O.; BASTOS, D. H. M. & PEREIRA, F. H. Caracterização morfohistológica e verificação da atividade microbiológica da espécie vegetal *Mikania cordifolia* (Lf.) Willd. **Lecta**, v.18, p.33-63, 2000.

OLIVEIRA, C. T. 2013. *Lomatozona* in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB27241>>. Acessado em: 03 mai.2013).

OLIVEIRA, F. & AKISUE, G. **Fundamentos de farmacobotânica**. 2 ed. São Paulo: Atheneu, 216p, 1998.

ORTINS, G. M. M. & AKISUE, G. Estudo morfo-histológico, *screening* fitoquímico, constantes físicas e análise cromatográfica da droga e extrato fluido visando controle de qualidade da espécie *Baccharis articulata* Pers. **Lecta**, v.18, p.9-32, 2000.

PAGNI, A. M. & MASINI, A. Morphology, distribution, and histochemistry of secretory structures in vegetative organs of *Santolina leucantha* Bertol. (Asteraceae). **Israel Journal of Plant Sciences**, v.49, p.257-263, 1999.

PICMAN, A. K.; ELLIOTT, R. H. & TOWERS, G. H. Insect feeding deterrent property of alantolactone. **Biochemical systematics and ecology**, v.6, p.333-335, 1978.

RAGONESE, A. M. Canales secretores en los organos vegetativos de *Eupatorium inulaefolium* H.B.K. (Compositae). **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.7, n.3, p.161-168, 1988.

REIMANN, A. NURHAYATI, N. BACKENKÖHLER, A. & OBER, D. Repeated Evolution of the Pyrrolizidine Alkaloid-Mediated Defense System in Separate Angiosperm Lineages. **The Plant Cell**, v.16, p.2772-2784, 2004.

RHODES, M. J. C. Physiological roles for secondary metabolites in plants: some process, many outstanding problems. **Plant Molecular Biology**, v.24, p.1- 20, 1994.

ROSSATTO, D. R. & KOLB, R. M. Structural and functional leaf traits of two *Gochnatia* species from distinct growth forms in a sclerophyll forest site in Southeastern Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v.26, n.4, p. 849-856, 2012.

SILVA, L. J. S. A. F. Atividades biológicas e estruturas secretoras em *Artemisia campestris* E *Helichrysum stoechas* (Asteraceae). Universidade de Lisboa. Faculdade de ciências. Departamento de biologia vegetal. Lisboa (Dissertação mestrado). 2010.

SOLEREDER, H. **Systematic anatomy of the dicotyledons**. Trans. L.A. Boodle & F. E. Fritsch. Oxford University Press, Oxford. 1908.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3^a ed. Porto Alegre. Artmed. 719 p., 2004.

TALEB-CONTINI, S. H.; SCHORR, K.; COSTA, F. B. & OLIVEIRA, D. C. R. Detection of flavonoids in glandular trichomes of *Chromolaena* species (Eupatorieae, Asteraceae) by reversed-phase high-performance liquid chromatography. **Revista Brasileira Ciências Farmaceuticas**, v. 43, p.315-321, 2007.

TAVARES, E. S.; GIL, V. R. & VIANA, V. R. C. Anatomia do eixo vegetativo de *Ageratum conyzoides* L. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.81, p.25-28, 2000.

VERTREES, G. L. & MAHLBERG, P. G. Structure and ontology of laticifers in *Cichorium intybus* (Compositae). **American Journal of Botany**, v.65, p.764-771, 1978.

VON POSER, G. L. & MENTZ, L. A. Diversidade biológica e sistemas de classificação. In: SIMÕES, C. M. O. *et al.* **Farmacognosia da planta ao medicamento**. Porto Alegre:Universidade Federal do Rio Grande do Sul, p. 63-76, 2001.

VICKERY, M. L. & VICKERY, B. **Secondary plant metabolism**. Hong Kong: The Macmillan Press Ltd., 184p., 1981.

WERKER, E. & FAHN, A. Secretory hairs of *Inula Viscosa* (L.) Ait. - Development, Ultrastructure, and Secretion. **Botanical Gazette**, v.142, p.461-476, 1981.

WINK, M. Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. **Phytochemistry**, v.64, p.3-19, 2003.

CAPÍTULO 1

MORFOANATOMIA E CARACTERIZAÇÃO DOS TRICOMAS GLANDULARES DE *Lomatozona artemisiifolia* Baker (ASTERACEAE-EUPATORIEAE)

RESUMO

Morfoanatomia e caracterização dos tricomas glandulares de *Lomatozona artemisiifolia* Baker (Asteraceae-Eupatorieae) - *Lomatozona artemisiifolia* Baker é uma planta endêmica do Cerrado, que está inserida na Lista Vermelha da Flora do Brasil, ameaçada de extinção e ainda não investigada sob o ponto de vista anatômico. O presente trabalho teve como objetivo descrever a morfoanatomia caulinar e foliar da espécie, caracterizar seus tricomas glandulares e a ontogenia dos mesmos. As plantas foram coletadas na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”. Foram utilizadas folhas completamente expandidas inseridas do 3º ao 5º nó, amostras do 2º ao 5º entrenós, ápices caulinares e inflorescências. Para o estudo anatômico e caracterização dos tricomas glandulares e histoquímica dos tricomas foram utilizadas plantas crescidas no ambiente natural. Para o estudo ontogenético dos tricomas foram utilizados ápices caulinares presentes em plantas jovens obtidas através da germinação de suas sementes. Os caules, as folhas, as flores e as brácteas involucrais foram analisados em microscopia óptica e microscopia eletrônica de varredura. Os ápices, as flores e as brácteas involucrais foram incluídos em parafina. A folha de *L. artemisiifolia* é anfiestomática, com os estômatos anomocíticos levemente acima do nível das células epidérmicas adjacentes. A epiderme é uniestratificada recobertas por cutícula delgada estriada e o mesofilo é dorsiventral. O caule possui epiderme uniestratificada, córtex com colênquima angular e lamelar, ductos secretores associados ao parênquima cortical, fibras esclerenquimáticas formando calotas externas ao floema e os feixes são colaterais. Ocorre a presença de oito tipos de tricomas glandulares na lâmina foliar e caule. Através da histoquímica observou que todos os tipos de tricomas secretam substâncias de natureza lipídica, compostos fenólicos e alcaloides, já óleo-resina foi identificado na secreção de todos os tipos de tricomas exceto no tipo VII. Várias fases do desenvolvimento dos tricomas glandulares foram observados nos ápices caulinares. O evento inicial é semelhante para todos: expansão da célula protodérmica no sentido anticlinal, com o vacúolo na porção basal e o núcleo na porção mais distal.

Palavras-chave: descrição anatômica; estruturas secretoras; histoquímica; ontogenia.

1. INTRODUÇÃO

A família Asteraceae é amplamente distribuída e esta característica é explicada pela capacidade de adaptação das suas espécies que realizam dispersão por sementes com pápus plumosos, presença de estruturas de aderência, apêndices e a ocorrência de estruturas secretoras que secretam metabólitos secundários relacionados à defesa contra agentes bióticos e abióticos (LOPES, 1991; CRONQUIST, 1968; FUNK *et al.*, 2005). Quanto à anatomia, existem algumas características que são comuns às espécies desta família, como: a presença de feixes colaterais acompanhados por fibras nos caules herbáceos; presença de endoderme contornando o sistema vascular, sendo no caule encontrados grãos de amido e estria de Caspary; folhas anfiestomáticas, estômatos do tipo anomocíticos, presença de tricomas glandulares bisseriados, ocorrência de ductos secretores e mesofilo dorsiventral (METCALFE & CHALK, 1950).

Nas folhas das espécies de Asteraceae foram registrada presença de vários tipos de estruturas secretoras como os tricomas glandulares, ductos, hidatódios, idioblastos, cavidades, laticíferos, nectários extraflorais e apêndices glandulares (CARLQUIST 1958; VERTREES & MAHLBERG, 1978; WERKER & FAHN 1981; ASCENSÃO & PAIS 1982,1987; LERSTEN & CURTIS 1988; CASTRO, *et al.* 1997;). Estas estruturas secretoras ocorrem limitadas a certas famílias e a certos gêneros (PYYKKO, 1966; LERSTEN & CURTIS 1993, 1995) e, por este motivo, representam um importante caráter taxonômico (SOLEREDER 1908, METCALFE & CHALK 1950, FAHN 1979, 1988). Tanto a posição quanto o tipo destas estruturas podem diferenciar espécies semelhantes morfológicamente, sendo de extrema importância para definição taxonômica das Asteraceae (MARTINS, 2003). Além disso, a presença de tipos particulares de estruturas secretoras nas plantas da família Asteraceae é de extrema importância para a defesa química das mesmas, sendo um provável fator de sucesso da família (AGUILERA *et al.*, 2004).

Os tricomas secretores são responsáveis por secretarem diversos tipos de substâncias do metabolismo secundário, como mucilagem, substâncias resinosas, taninos, óleos essenciais e as características peculiares das células que as produzem variam de acordo com as substâncias produzidas (UPHOF, 1962). Nas Asteraceae são comuns tricomas que secretam óleos essenciais. Estes são importantes por produzirem compostos tóxicos ou repelentes. A secreção de terpenóides voláteis auxilia na repulsão de herbívoros (JOHNSON, 1975; FAHN, 1979; FAHN & CUTLER, 1992).

O gênero *Lomatozona* é encontrado em regiões de cerrado rupestre do Centro-Oeste, principalmente Mato Grosso e Goiás, já a espécie *Lomatozona artemisiifolia*, endêmica do cerrado, encontrada apenas no Estado de Goiás principalmente nas regiões de Serranópolis, Mossâmedes e Jataí (CNCFLORA, 2011; OLIVEIRA, 2013). *Lomatozona artemisiifolia* Baker é uma espécie da família Asteraceae, tribo Eupatorieae. Esta espécie encontra-se na lista vermelha da flora brasileira ameaçada de extinção e de acordo com NAKAJIMA *et al.* (2012) atualmente está classificada em DD (dados deficientes) indicando que a espécie tem distribuição restrita, além de existir poucos registros a respeito desta.

Esse trabalho teve como objetivo descrever a morfoanatomia caulinar e foliar de *Lomatozona artemisiifolia*, identificar e caracterizar os tricomas glandulares que ocorrem nos seus órgãos aéreos vegetativos e nas flores, bem como descrever as principais etapas da ontogenia dos tricomas glandulares identificados na folha e no caule.

2. METODOLOGIA

2.1 Obtenção do material vegetal

O material vegetal foi coletado na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situada no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD), que se localiza nos Municípios de Mossâmedes, Goiás e Buritis de Goiás. A população das plantas utilizadas no presente trabalho foram encontradas em fendas de rochas, crescendo sobre fina camada de solo e sob ambiente sombreado nas seguintes coordenadas: S16° 04.701’, W050°11.343’; S16° 04.705’, W050°11.339’; S16° 04.738’, W050°11.583’; S16° 04.682’, W050°11.464’; S16° 04.638’, W050°11.330’, foram coletadas no mínimo cinco indivíduos de cada população.

Para o estudo anatômico do caule e da folha e para a caracterização dos tricomas glandulares foram utilizadas plantas em fase vegetativa e reprodutiva, coletadas entre maio e junho de 2012. Para a realização dos testes histoquímicos, visando identificar as principais classes de compostos secundários produzidos pelos tricomas glandulares, foram utilizadas plantas em fase vegetativa coletadas no mês de dezembro de 2012, fevereiro e março de 2013. Para o estudo da ontogenia dos tricomas glandulares foram utilizados ápices caulinares de plantas jovens obtidas por germinação das sementes coletadas no mês de maio de 2012.

Para cada estudo foram utilizadas amostras de, no mínimo, três indivíduos. Os ramos férteis foram coletados em julho, agosto e setembro e as exsicatas estão depositadas no herbário da Universidade Federal de Goiás (UFG) com registro 4253.

2.2 Padronização, coleta e processamento das amostras

Foram utilizadas folhas completamente expandidas inseridas no 3° ao 5° nó (a contar do ápice para a base), amostras do 2° ao 5° entrenós, ápices caulinares, flores do disco e brácteas involucrais. As folhas foram seccionadas nas regiões de nervura mediana, de internervura e bordo do terço médio do limbo e no terço médio do pecíolo.

Para os estudos histoquímicos dos tricomas, as folhas e os caules foram imediatamente processados após a coleta. As demais amostras foram transportadas em embalagens plásticas até o laboratório de Anatomia Vegetal do Departamento de Botânica da UFG, onde foram fixadas em FAA50 (JOHANSEN, 1940) por 48h e posteriormente armazenadas em álcool etílico 70% para análise em microscopia óptica (JOHANSEN, 1940) e fixadas em Karnovsky modificado (glutaraldeído 2%, formaldeído 2% em tampão cacodilato de sódio 0,05 M, pH 7,2) por 24h e em seguida desidratadas em série crescente de álcool etílico para análise em microscopia eletrônica de varredura (KARNOVSKY, 1965).

Para as análises anatômicas os fragmentos do caule, folha, flores e brácteas involucrais foram seccionadas a mão livre, bem como incluídas em parafina (JOHANSEN, 1940).

Os ápices caulinares, destinados ao estudo ontogenético dos tricomas glandulares, foram coletados em plantas obtidas através da germinação das sementes. As sementes foram germinadas em areia (coletada no local de ocorrência da planta) em vaso de plástico com irrigação de aproximadamente três vezes na semana. As amostras dos ápices caulinares foram coletadas de plantas germinadas com 2,5-3,0cm de altura e foram incluídas em parafina segundo a metodologia descrita por JOHANSEN (1940).

2.2.1 Cortes a mão livre

Os cortes à mão livre, transversais e longitudinais, foram clarificados com hipoclorito de sódio 5% (v/v), lavados em água destilada e submetidos à dupla coloração com fucsina básica 0,1% e azul de astra 0,3% - solução (1: 3) (KRAUS *et al.*, 1998). Posteriormente, os cortes foram montados, entre lâmina e lamínula, em glicerina ou desidratados em série alcoólica crescente (70%, 90% e 100%) e pós-desidratadas em álcool:xilol (3:1), álcool:xilol

(1:1) álcool:xilol (1:3) e xilol puro segundo metodologia modificada de JOHANSEN (1940) e montadas entre lâminas e lamínulas utilizando-se resina Verniz Vitral incolor 500®, da marca Acrilex (PAIVA *et al.*, 2006).

2.2.2 Inclusão em parafina

Os ápices caulinares, flores e brácteas involucrais foram incluídas em parafina utilizando metodologia adaptada de JOHANSEN (1940). Primeiramente as amostras foram submetidas à desidratação em série etílica (70%, 80%, 95% e álcool absoluto), deixando 1 hora em cada concentração etílica. Em seguida, as amostras foram submetidas a uma mistura de álcool absoluto e xilol, na proporção de 1:3 (V:V), 1:1 e 3:1 e xilol puro deixando 1 hora neste último. Posteriormente foi adicionada parafina líquida sobre o material com xilol, na proporção de 1:1, deixando na estufa a 60°C por 24 horas. Após esse período foi desprezada a solução xilol: parafina e foi adicionada apenas parafina líquida para completa infiltração, mantendo as amostras na estufa por 2 horas. A parafina foi então desprezada e adicionou-se uma nova quantidade de parafina deixando na estufa por mais 1 hora. Em seguida, o material foi emblocado em parafina: paraplast (3:1). O bloco foi então aparado e em seguida o material foi seccionado em micrótomo rotativo Leica modelo RM2245 e 4 a 6 cortes foram colocados em lâmina previamente preparada com adesivo de Haupt (HAUPT, 1930) e distendidos em placa aquecedora a 150°C. O material foi desparafinado com xilol e submetido a hematoxilina férrica (SASS, 1951), e a coloração com fucsina básica mais azul de astra (1:3) em solução aquosa (KRAUS *et al.*, 1998). Após a coloração a lâmina foi vedada com verniz vitral e lamínula. Os cortes foram de 14µ.

2.2.3 Diafanização

Para melhor visualização dos tricomas glandulares e da epiderme foi realizado o processo de diafanização nas amostras da região mediana das folhas. As amostras após a coleta foram armazenadas diretamente em álcool 70% e posteriormente foram processadas seguindo procedimento adaptado de JOHANSEN (1940): primeiramente foi adicionada a solução de NaOH 10% por 3h. Após lavagem em água destilada por três vezes, foi adicionada solução de hipoclorito de sódio a 2% até clarear, cerca de 3horas, e cloral hidratada (CCl₃CHO.H₂O) 10% até o material ficar totalmente translúcido, cerca de 4 horas. O material

foi lavado com água destilada por 5 vezes, submetido a safranina (por aproximadamente 24h) e montado entre lâmina e lamínula em glicerina 50%.

2.2.4 Histoquímica

Para auxiliar a descrição anatômica do caule e da folha, utilizou-se lugol (JOHANSEN, 1940) para a detecção de amido; floroglucinol acidificado (JOHANSEN, 1940) para detecção de lignina nas paredes celulares; Sudan III (PEARSE, 1980) e sudan Black B (JENSEN, 1962) para identificação de lipídios totais. Para o estudo histoquímico dos tricomas glandulares foliares, utilizou-se, também cloreto férrico (JOHANSEN, 1940), sulfato ferroso (JOHANSEN, 1940) e dicromato de potássio (GABE, 1968) para compostos fenólicos; cloreto de zinco iodado (KRAUS & ARDUIN, 1997) para amido, celulose e lignina; Steinmetz conhecido com reagente universal, por possibilitar o reconhecimento simultâneo de amido, celulose, lignina, suberina, lipídeos diversos, látex, gomo-resinas e cutina; azul de bromofenol (MAZIA *et. al.*, 1953; COSTA, 2002) e azul de comassie (FISHER, 1968) para proteínas, reagente de Dittmar (FURR & MAHBERG, 1981) para alcaloides e reagente de NADI para identificação de óleos essenciais e óleo-resinas (DAVID & CARDE, 1964)

2.2.5 Microscopia eletrônica de varredura

Fragmentos da porção mediana das folhas, porções dos entrenós do caule, flores e brácteas involucrais de *Lomatozona artemisiifolia* foram fixadas em Karnovsky 0,05 M modificado (KARNOVSKY, 1965) por período de 24h. Após esse tempo, os fragmentos foram submetidos a três lavagens em tampão cacodilato 0,05 M em pH 7,2, com duração de 10 minutos cada, deixando-os em tampão, acondicionados em eppendorf devidamente identificado (BOZZOLA & RUSSEL, 1992). A desidratação ocorreu em soluções crescentes de álcool etílico (70%, 80, 90% e 100%) com duração de 15 minutos cada e 3 vezes em álcool etílico 100% 10 minutos cada, segundo metodologia adaptada de BOZZOLA & RUSSEL (1992).

As amostras foram submetidas à secagem ao ponto crítico de CO₂ líquido e em seguida procedeu-se a deposição de filmes de ouro no Denton Vacuum. A análise das amostras foi realizada em Microscópio Eletrônico de Varredura, Jeol modelo JSM – 6610, equipado com EDS e Thermo scientific NSS Spectral Imaging, operado a 4 Kv, instalado no

LABMIC (Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução) no Instituto de Física/UFG.

2.3 Documentação fotográfica

As fotomicrografias do material analisado em microscopia óptica foram realizadas em fotomicroscópio Leica modelo DM500, câmera acoplada modelo ICC50, programa LAZ EZ. As escalas que acompanharam as ilustrações foram obtidas nas mesmas condições ópticas.

O registro dos resultados obtidos em microscopia eletrônica de varredura foi realizado através do Microscópio Eletrônico de Varredura, Jeol, JSM – 6610, equipado com EDS e Thermo scientific NSS Spectral Imaging.

3. RESULTADOS

3.1 Caracterização morfoanatômica do caule e da folha

3.1.1 Morfologia

Ervas a subarbustos com cerca de 35cm de altura (Figura 1A). Extremidade do ramo estreito, sulcado longitudinalmente, hirsuto-glanduloso (Figura 1B). Folhas 4,7 a 3,5cm comprimento e 2,7 a 2,5 cm largura, opostas, pinatissectas, base truncada, margem serreada, hirsuto glandulosas em ambas as faces, nervuras proeminentes na face abaxial. Pecíolo 12 a 16mm comprimento, angulosos e hirsuto-glanduloso (Figura 1B). Inflorescência terminal, cimeira de capítulos (Figura 1D) do tipo dicásio, hirsuto glandulosa, presença de um par de brácteas foliosas na base do pedúnculo da inflorescência, 6mm de comprimento, hirsuto-glandulares em ambas as faces, pedúnculo do capítulo hirsuto-glandular, 6-10cm comprimento, presença de bractéola, brácteas involucrais (Figura 1 D) imbricadas no ápice do pedúnculo próximo a base do capítulo, 1mm comprimento. Capítulo na ântese 8 a 9 mm comprimento e 3mm largura; flores hermafroditas, pápus glabros com 13 filamentos de tamanhos diferentes: 1 relativamente grande, 3mm comprimento, um conjunto de 6 filamentos médios, 2mm comprimento, e os demais menores que 2mm comprimento. Corola tubulosa glabra, tubo 4mm comprimento, lobo da corola 1mm comprimento. Ovário 1 a 2mm, 1 estilete 3mm comprimento passam por dentro do tubo da corola e se abrem dentro deste, 2 estigmas. 5 estames, anteras conadas, ditecas, deiscência longitudinal, estreitas, longas, com

tamanhos diferentes 1,5mm e 1,0mm comprimento, presença de rostró, filetes delgados, claros, 2mm comprimento.

3.1.2 Lâmina Foliar

A epiderme é uniestratificada e, tanto na face adaxial quanto na abaxial, possui células com paredes periclinais espessadas e recobertas por cutícula delgada (Figura 2A). A lâmina foliar de *L. artemisiifolia* possui estômatos (Figura 2B e 2C) e tricomas glandulares (Figura 2D) em ambas as faces. Os estômatos são do tipo anomocíticos (Figura 2A e 2B), sendo observados raros estômatos anisocíticos (Figura 2E), com as células-guarda localizadas ligeiramente acima das demais células (Figura 2F). As células subsidiárias e as células epidérmicas propriamente ditas são, em vista frontal, alongadas, poligonais e possuem paredes anticlinais sinuosas (Figuras 2B e 2C). Os estômatos ocorrem em maior frequência na face abaxial da epiderme.

O mesofilo tem organização dorsiventral (Figura 3A) com células lobadas organizadas em uma camada de parênquima paliçádico e 3-4 camadas de parênquima esponjoso (Figura 3A) que se estende na face abaxial da nervura mediana. A nervura mediana em secção transversal, exibe contorno biconvexo com arco abaxial mais proeminente (Figura 3B) e células epidérmicas recobertas por cutícula levemente estriada. Ocorre 1 a 2 camadas de colênquima do tipo angular (Figura 3C) em ambas as faces e, além do parênquima clorofiliano contínuo com o mesofilo, ocorre parênquima com células de tamanhos variados e com paredes espessadas (Figura 3C). Mergulhados no parênquima ocorrem de 5 a 7 feixes vasculares colaterais dispostos em arco aberto (Figura 3D) e entre eles estão presentes ductos secretores com epitélio uniestratificado (Figura 3D e 3E), estes em corte longitudinal, foram vistos bem estreitos e curtos. A reação com lugol identificou grãos de amido em células localizadas externamente ao floema, indicando a presença de uma bainha amilífera interrompida.

O bordo foliar (Figura 3F) possui contorno arredondado e as células epidérmicas são mais alongadas no sentido periclinal. Na porção distal do bordo as células do parênquima clorofiliano exibem aspecto arredondado lobado formando um estrato elíptico que acompanha a curvatura do bordo. Ductos secretores ocorrem também próximos ao último feixe vascular (Figura 3F).

As nervuras secundárias seguem o mesmo padrão da nervura mediana, porém são menores.

3.1.3 Pecíolo

A região mediana do pecíolo, em secção transversal, possui contorno plano-convexo (Figura 4A). A epiderme possui estômatos, tricomas glandulares (Figura 4A) e células com paredes periclinais espessas (Figura 4B). A cutícula, evidenciada por Sudan III, é delgada e estriada.

A região subepidérmica é constituída por colênquima e, subjacente a este, parênquima. O colênquima, com 1 a 2 camadas, é interrompido nas regiões das câmaras subestomáticas, tem aspecto lamelar em algumas regiões (Figura 4B) e aspecto angular em outras (Figura 4C). O parênquima é formado por células de diferentes tamanhos. As de menor diâmetro, com paredes delgadas, localizam-se mais externamente, adjacentes ao colênquima, e compõem o parênquima clorofiliano. As maiores, localizadas internamente ao parênquima clorofiliano e na região medular, possuem paredes espessadas e lignificadas (Figura 4A).

O sistema vascular, disposto em forma de arco aberto, possui de 5 a 10 feixes colaterais (Figura 4D). Externamente ao floema de cada feixe foi possível observar a bainha amilífera interrompida. Ductos secretores com epitélio uniestratificado (Figura 4E) também foram identificados entre os feixes vasculares e associados ao xilema.

3.1.4 Caule

O caule na região do 3º ao 5º entrenós exibe, em secção transversal, forma circular e possui região medular bem desenvolvida em relação à região cortical (Figura 5A). A epiderme é uniestratificada, possui estômatos, tricomas glandulares (Figura 5A) e células com paredes periclinais espessas (Figura 5B) recobertas por cutícula delgada e fortemente estriada, semelhante ao pecíolo.

A região cortical é constituída por colênquima e parênquima organizados de maneira semelhante ao já descrito para o pecíolo. O colênquima é constituído por 1 a 2 camadas descontínuas de células e possui aspecto angular e lamelar (Figura 5C). O parênquima cortical possui, assim como no pecíolo, células de menor diâmetro mais externamente ao córtex, adjacentes ao colênquima e células de maior diâmetro mais internamente.

O sistema vascular é constituído por feixes colaterais (Figura 5D) e fibras esclerenquimáticas localizadas externamente ao floema ocorrem formando calotas (Figura 5D). Os ductos secretores (Figura 5D) são semelhantes aos observados nas folhas, possuem lúmen reduzido e em corte longitudinal são estreitos e curtos, ocorrem entre os feixes

vasculares, externamente a bainha amilífera (Figura 5E). A medula é formada por grandes células parenquimáticas (Figura 5A) com paredes mais espessas que o parênquima cortical e ocupando considerável volume caulinar. As células parenquimáticas de maior diâmetro no córtex e as células parenquimáticas da medula reagiram com o floroglucinol acidificado indicando certo grau de lignificação. Nos entre-nós mais velhos, é possível observar a ocorrência do câmbio.

3.2 Caracterização e ontogenia dos tricomas glandulares

3.2.1 Tipos, ocorrência e histoquímica

A análise do caule, da folha, da flor e das brácteas involucrais de *L. artemisiifolia* permitiu a identificação de oito tipos de tricomas glandulares (Figuras 7, 8 e 9) descritos a seguir:

Tipo I– possui pedúnculo e pescoço unicelulares e cabeça bisseriada com número variável de células (3 a 5 pares). (Figura 6A, 7A e 8A).

Tipo II– possui pedúnculo unisseriado com número variável de células (2 a 6), pescoço unicelular e cabeça bisseriada com número variável de células (4 a 6 pares). (Figura 6B, 7B e 8B).

Tipo III – possui pedúnculo unisseriado (3-4 células), pescoço bicelular curto e cabeça bisseriada (4-5 pares). (Figura 6C, 7C e 8C).

Tipo IV – possui pedúnculo unisseriado com número variável de células (2-5) pescoço bicelular alongado e cabeça bisseriada com número variável de células (4 a 6 pares). (Figura 6D, 7D e 8D).

Tipo V – possui pedúnculo bicelular com células do pescoço não diferenciadas, e cabeça bisseriada com número variável de células (3 a 6 pares). (Figura 6E, 7E e 8E).

Tipo VI– possui pedúnculo bisseriado longo com número variável de células (2 a 4 pares) que não estão no mesmo nível, pescoço com células não diferenciadas e cabeça bisseriada com número variável de células (4-5 pares) (Figura 6F, 7F e 8F).

Tipo VII- bisseriado curto contendo 5 a 6 pares de células, localizado em depressões na epiderme, e de aspecto vesiculoso (Figura 6G, 7G-H e 8G).

Tipo VIII- unisseriado recurvado sobre a epiderme com número variável de células no pedúnculo (4 a 6) e cabeça unicelular apical volumosa, globosa a obilonga (Figura 6H, 7I e 8H).

O tricoma do tipo VII, diferentemente dos demais tipos, possui amplo espaço subcuticular (Figura 7H) indicando o local de armazenamento da secreção.

Com exceção do tricoma tipo IV, com pescoço bisseriado longo, todos os demais ocorrem em elevada frequência e em ambas às faces da lâmina foliar e no pecíolo. No caule, entretanto, o tipo IV é visualmente mais frequente do que observado na folha. O tipo VIII é encontrado em maior frequência na região da nervura mediana, principalmente na face adaxial. Nas brácteas involucrais o tricoma do tipo II foi observado exclusivamente na face abaxial (Figura 9A e 9B). Nas flores (Figura 9C) ocorre apenas o tricoma glandular do tipo II, observado na região mais apical da face abaxial das pétalas (Figura 9D).

As células da cabeça glandular de todos os tipos de tricomas glandulares possuem, *in natura*, cloroplasto e reagiram positivamente para azul mercúrio de bromofenol, azul de comassie, cloreto férrico, dicromato de potássio, dittmar, steinmetz, sudan black e sudan IV. Na presença do azul mercúrio de bromofenol e azul de comassie as células da cabeça glandular apresentaram coloração azul claro e azul, respectivamente, indicando a presença de proteínas. Na presença de cloreto férrico as células da cabeça secretora ficaram negras, com reação mais intensa no tricoma tipo VII e na presença de dicromato de potássio revelaram uma coloração castanho-avermelhada. Ambos os reagentes indicam a presença de compostos fenólicos. A reação com reagente de dittmar, para detecção de alcalóides, revelou-se positiva para as células secretoras de todos os tricomas que ficaram com coloração castanho-avermelhada. Na presença de steinmetz e sudan IV as células da cabeça glandular apresentaram gotículas de coloração vermelho-alaranjada. Na presença de sudan black, as gotículas ficaram de coloração azul-negra. Estes resultados indicam a presença de lipídios totais na secreção desses tricomas. Em presença de NADI todos os tricomas, exceto o tipo VII, apresentaram coloração purpúrea (roxo-lilás) indicando a presença de óleos-resinas.

3.2.2 Ontogenia

Os Tricomas glandulares não ocorrem nos cotilédones e no hipocótilo de *Lomatozona artemisiifolia* (Figura 10A-C). Entretanto, eles foram observados no epicótilo e nos prófilos (Figura 10A e 10B).

A formação dos tricomas glandulares ocorre muito cedo na diferenciação da folha e do caule (Figura 10D e 11A). Células protodérmicas de aspecto expandido e outras fases ontogenéticas foram observadas na mesma região dos primórdios foliares ou dos entre-nós mais apicais, evidenciando que o desenvolvimento não é sincronizado (Figura 11A).

Foram identificadas várias etapas do desenvolvimento de tricomas glandulares unisseriados e dos tricomas glandulares bisseriados. Entretanto, o evento inicial da ontogenia de todos os tricomas é semelhante: a expansão da célula protodérmica no sentido anticlinal, com o vacúolo na porção basal e o núcleo na porção mais distal (Figura 11B).

Nos tricomas de pedúnculo unisseriado, pescoço unisseriado e cabeça bisseriada (tipos I e II) a primeira divisão da célula protodérmica expandida ocorre no sentido periclinal (Figura 11C). Após sucessivas divisões periclinais que darão origem ao pedúnculo (Figura 11D e 11E), ocorre, possivelmente, uma divisão anticlinal da célula mais apical (Figura 11F) e, posteriormente, sucessivas divisões periclinais para formação da cabeça bisseriada.

Nos tricomas bisseriados (tipos V, VI, VII) a primeira divisão da célula protodérmica expandida é anticlinal (Figura 12A). As duas células resultantes, que ainda permanecem com aspecto mais expandido se comparadas as demais células protodérmicas, passam então por sucessivas divisões periclinais (Figura 12B e 12C).

A ontogenia do tricoma tipo VIII (unisseriado recurvado) ocorre, provalmente como resultado de sucessivas divisões periclinais da célula protodérmica. Entretanto, eles já estavam em fase avançada de desenvolvimento nos ápices analisados (Figura 12D).



Figura 1. Aspecto das plantas de *Lomatozona artemisiifolia* Baker. (A) Vista geral da planta em seu ambiente natural. (B) Caule hirsuro-glanduloso, detalhe para os estreitos sulcos no sentido longitudinal. (C) Face abaxial da folha hirsurto-glandulosa. (D) Capítulo com flores de coloração lilás e brácteas involucrais imbricadas. (E) Detalhe da face abaxial de uma bráctea involucral.

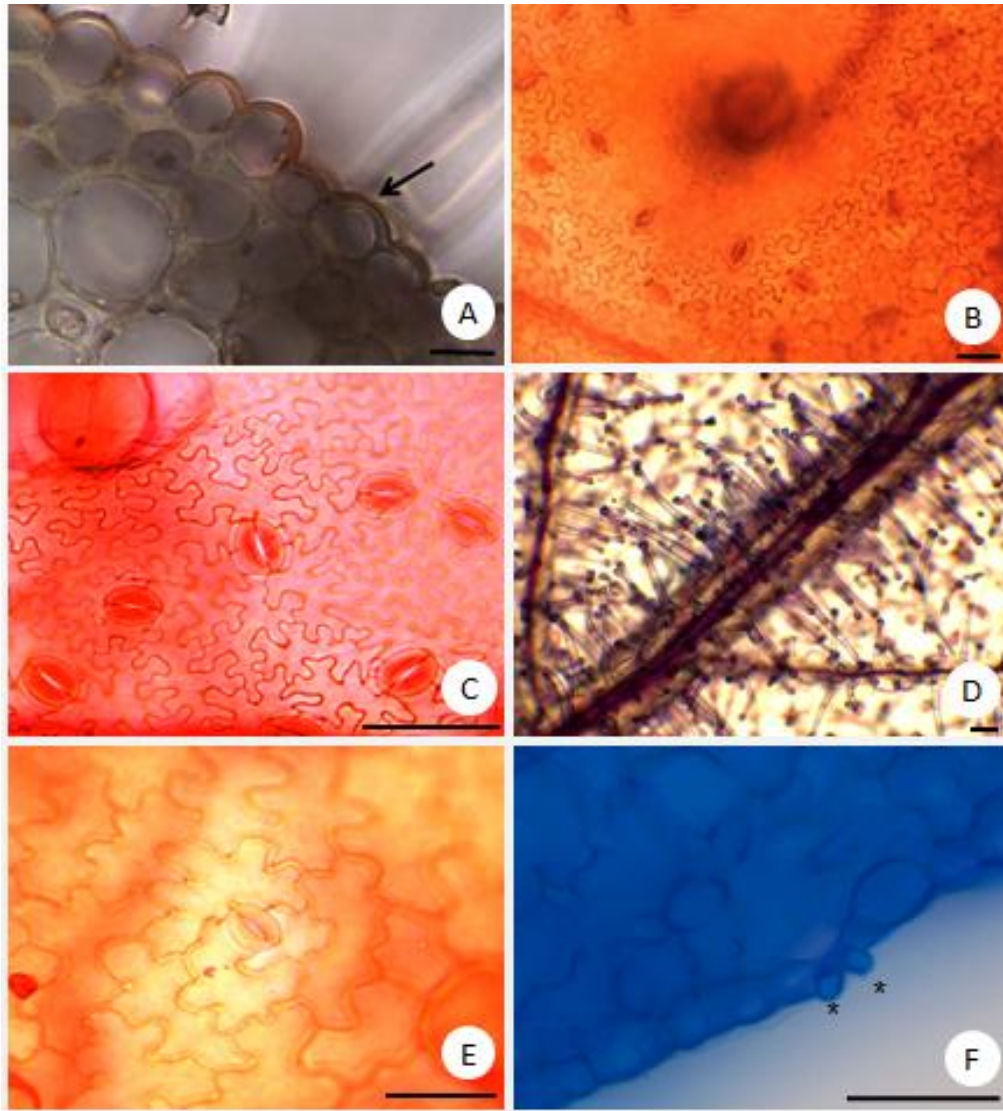


Figura 2. Diafanização (B-E) e cortes transversais (A e F) da folha de *Lomatozonia artemisiifolia* Barker. (A) Células epidérmicas com paredes periclinais espessadas (*) e recobertas por cutícula delgada (seta) evidenciada pelo Sudan III. (B-C) Vista frontal das faces adaxial e abaxial da epiderme com estômatos anomocíticos, respectivamente. (D) Tricomas glandulares na face abaxial da lâmina foliar. (E) Detalhe do estômato anisocítico. (F) Estômato com células-guarda (*) acima do nível das demais células epidérmicas. Barras= 100 µm

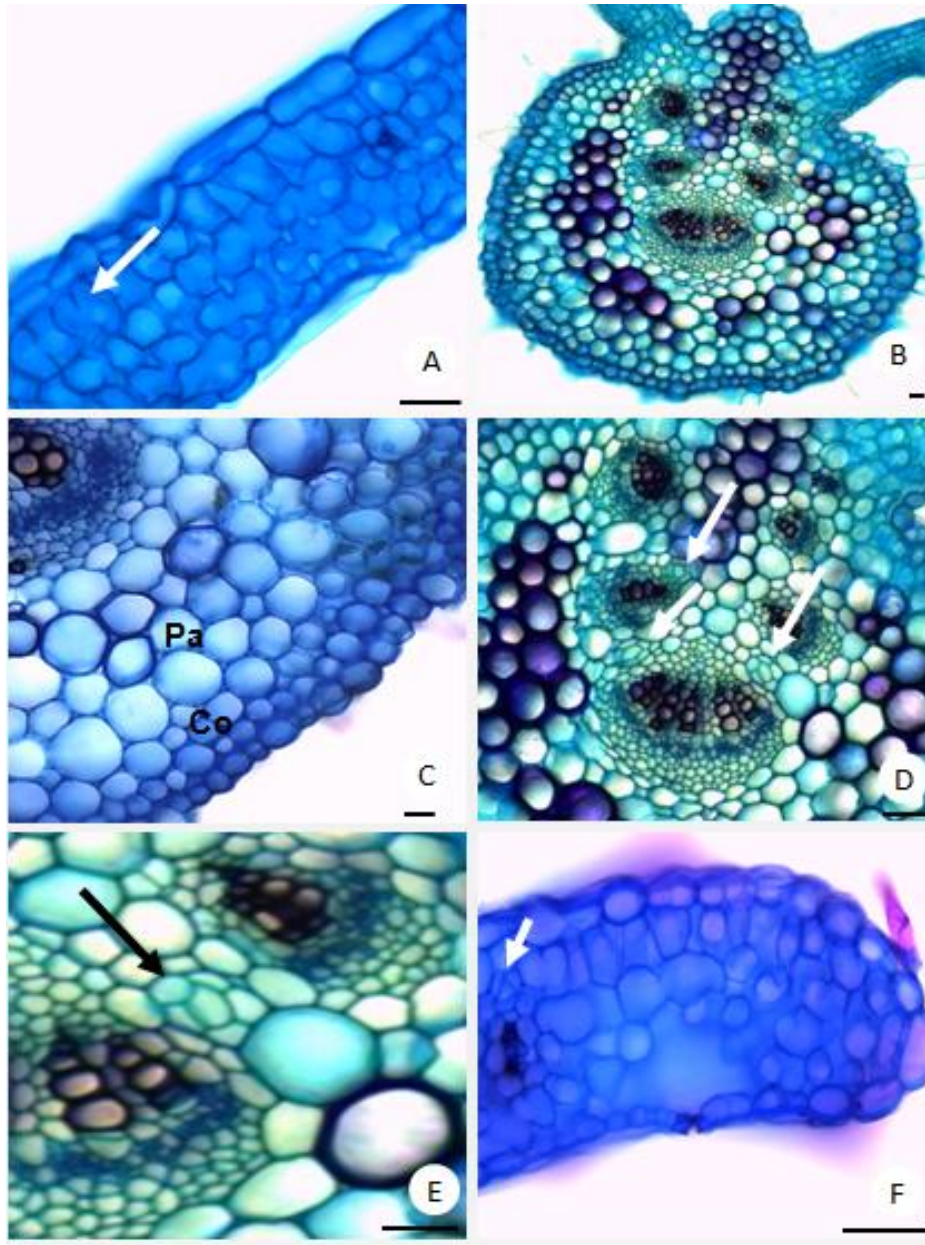


Figura 3. Cortes transversais da folha de *Lomatozona artemisiifolia* Barker. (A) Mesofilo dorsiventral com células lobadas (seta). (B) Nervura mediana com contorno biconvexo. (C) Detalhe do colênquima angular (Co) e do parênquima (Pa) com células de tamanhos variados e paredes espessadas na nervura mediana. (D) Feixes vasculares colaterais organizados em arco aberto e ductos secretores entre eles ou associados ao xilema (seta). (E) Detalhe dos ductos secretores (seta). (F) Bordo com ductos associados ao último feixe (seta). Barras =100 μm

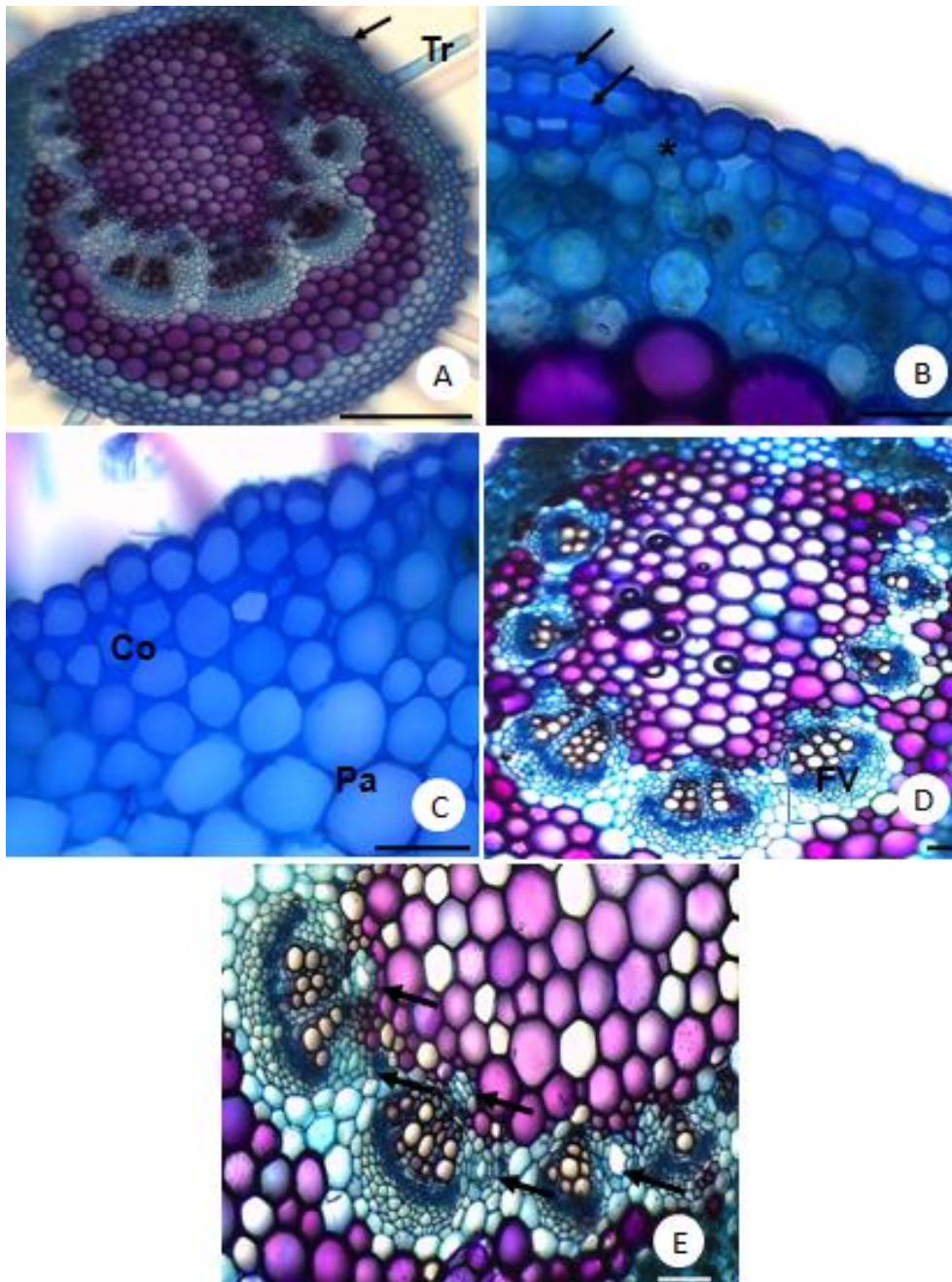


Figura 4. Cortes transversais do pecíolo de *Lomatozona artemisiifolia* Barker. (A) Vista geral evidenciando contorno plano-convexo, epiderme com tricomas glandulares (Tr) e estômatos (seta). (B) Detalhe da epiderme uniestratificada com células de paredes periclinais espessas (setas) e do colênquima lamelar interrompido na região da câmara subestomática (*). (C) Detalhe do colênquima do tipo angular (Co) e do parênquima cortical (Pa) com células de diferentes tamanhos. (D) Feixes vasculares colaterais (FV), distribuídos em arco aberto. (E) Ductos secretores entre os feixes ou associados ao xilema (setas). Barra (A) = 450 μ m. Barras (B-E)=100 μ m.

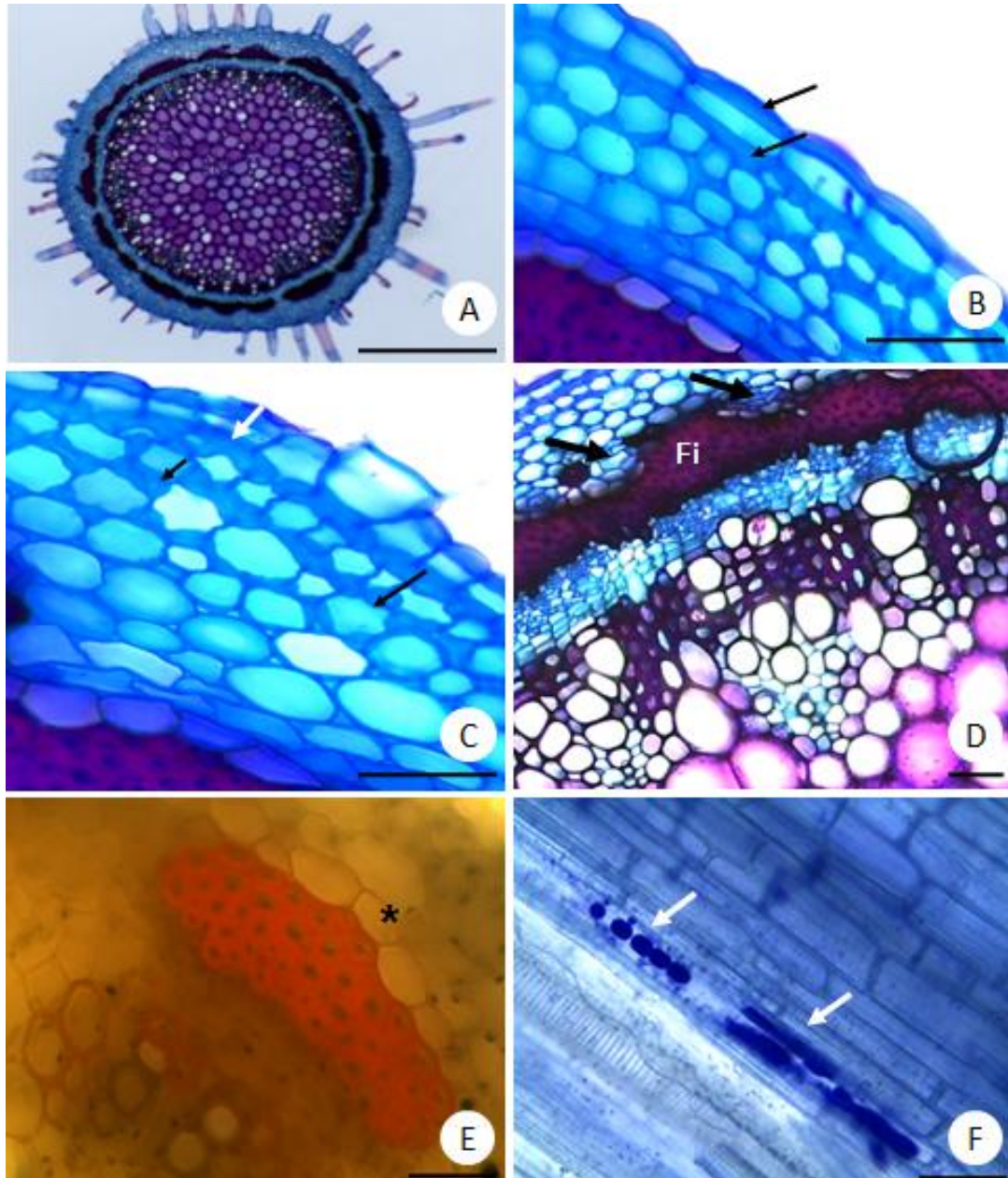


Figura 5. Cortes transversais do caule de *Lomatozona artemisiifolia* Barker. (A) Vista geral do caule. (B) Detalhe da epiderme uniestratificada com células com paredes periclinais externas e internas espessas (setas). (C) Detalhe do colênquima do tipo lamelar (seta branca) e angular (setas pretas). (D) Feixes vasculares colaterais com calotas de fibras (Fi) associadas ao floema e ductos secretores (setas) na região cortical. (E) Bainha parenquimática (*) com grãos de amido (seta) evidenciados por lugol. (F) Ductos secretores em corte longitudinal (setas), detalhe para a secreção óleo-resina evidenciada pelo reagente NADI. Barra (A)= 1000 µm. Barras (B-F)= 100 µm.

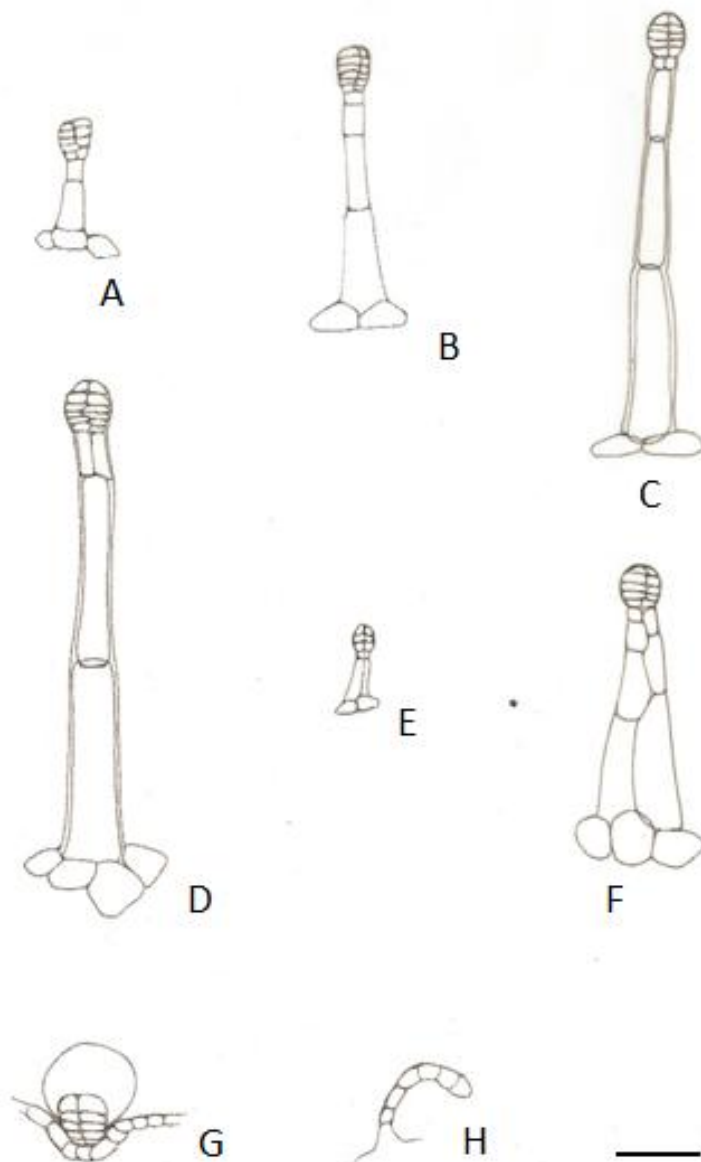
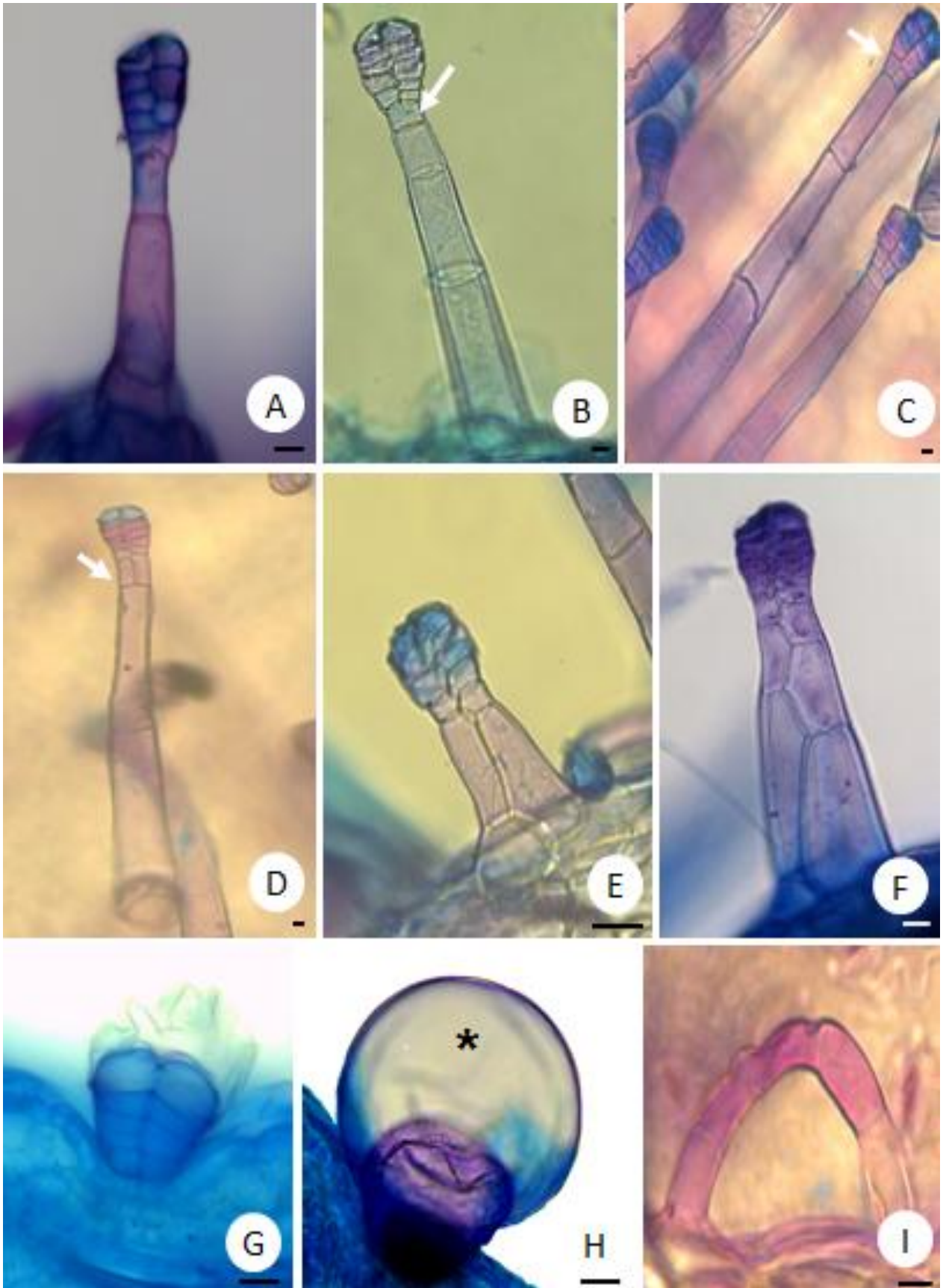


Figura 6. Esquemas dos tipos de tricomas que ocorrem em *Lomatozona artemisiifolia* Baker. (A) Tipo I, com pedúnculo e pescoço unicelulares e cabeça bisseriada. (B) Tipo II, com pedúnculo unisseriado, pescoço unicelular e cabeça bisseriada (C) Tipo III, com pedúnculo unisseriado, pescoço bicelular curto e cabeça bisseriada. (D) Tipo IV com pedúnculo unisseriado, pescoço bicelular alongado e cabeça bisseriada. (E) Tipo V, com pedúnculo bicelular, células do pescoço não diferenciadas, e cabeça bisseriada. (F) Tipo VI, possui pedúnculo bisseriado longo com células em níveis diferentes, pescoço com células não diferenciadas e cabeça bisseriada. (G) Tipo VII, bisseriado curto, localizado em depressões na epiderme, e de aspecto vesiculoso. (H) Tipo VIII, unisseriado recurvado sobre a epiderme e cabeça unicelular apical volumosa, globosa a obilonga. Barras = 100 μ m.

Figura 7. Tricomas glandulares de *Lomatozonia artemisiifolia* Barker em microscopia óptica. (A) Tipo I, com pedúnculo e pescoço unicelulares e cabeça bisseriada. (B) Tipo II, com pedúnculo unisseriado, pescoço unicelular (seta) e cabeça bisseriada (C) Tipo III, com pedúnculo unisseriado, pescoço bicelular curto (seta) e cabeça bisseriada. (D) Tipo IV com pedúnculo unisseriado, pescoço bicelular alongado (seta) e cabeça bisseriada. (E) Tipo V, com pedúnculo bicelular, células do pescoço não diferenciadas, e cabeça bisseriada. (F) Tipo VI, possui pedúnculo bisseriado longo com células em níveis diferentes, pescoço com células não diferenciadas e cabeça bisseriada. (G-H) Tipo VII, bisseriado curto localizado em depressões na epiderme, de aspecto vesiculoso e com espaço subcuticular (*) ampliado. (I) Tipo VIII, unisseriado recurvado sobre a epiderme e cabeça unicelular apical volumosa, globosa a obilonga. Barras=10 µm.



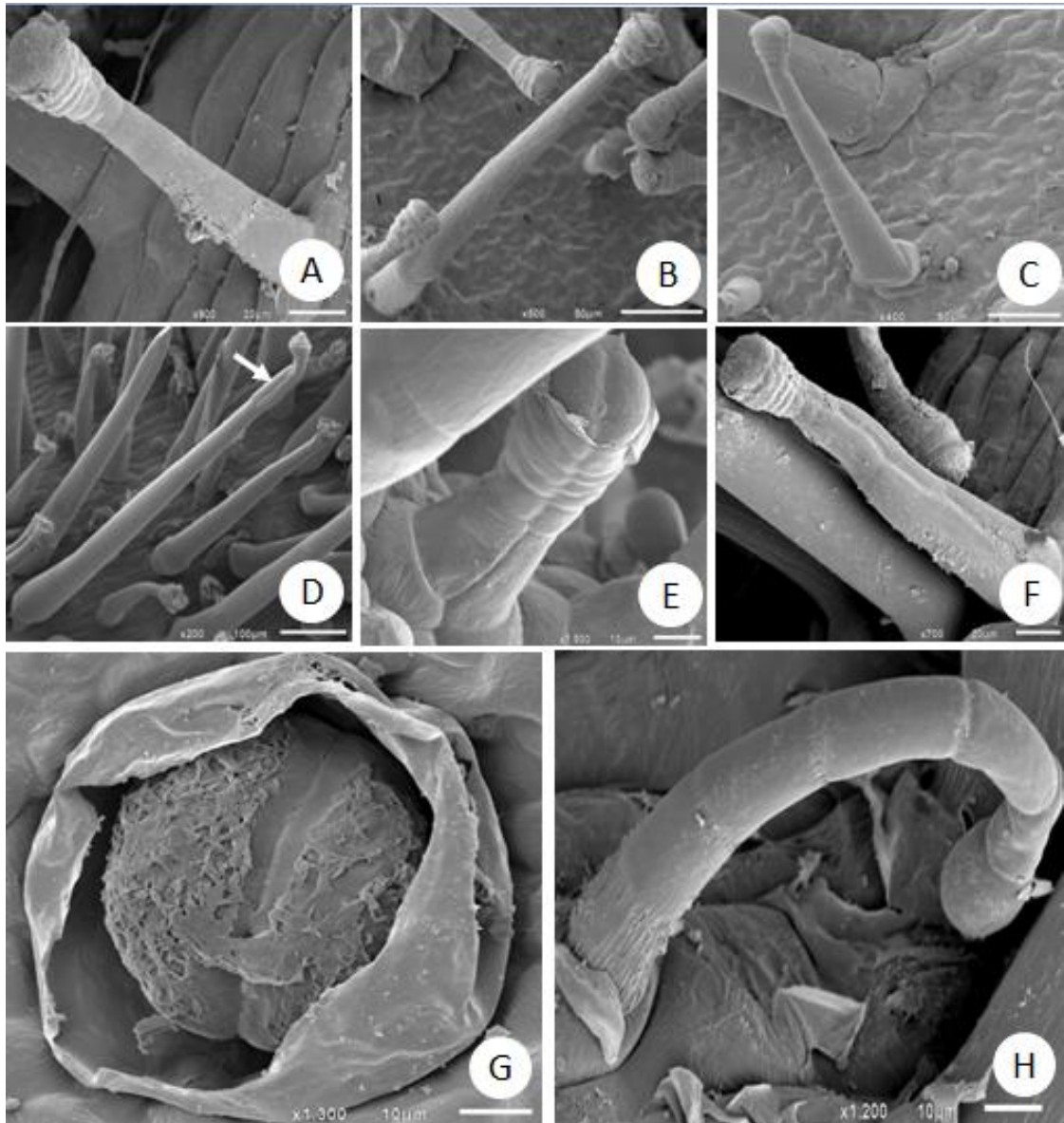


Figura 8. Tricomas glandulares de *Lomatozonia artemisiifolia* Barker em microscopia eletrônica de varredura. (A) Tipo I. (B) Tipo II. (C) Tipo III. (D) Tipo IV, detalhe pata pescoço bicelular alongado (seta). (E) Tipo V. (F) Tipo VI. (G) Tipo VII. (H) Tipo VIII. Barras (A e F)=20 μm . Barras (B e C)= 50 μm . Barra (D)=100 μm . Barras (E, G e H)=10 μm .

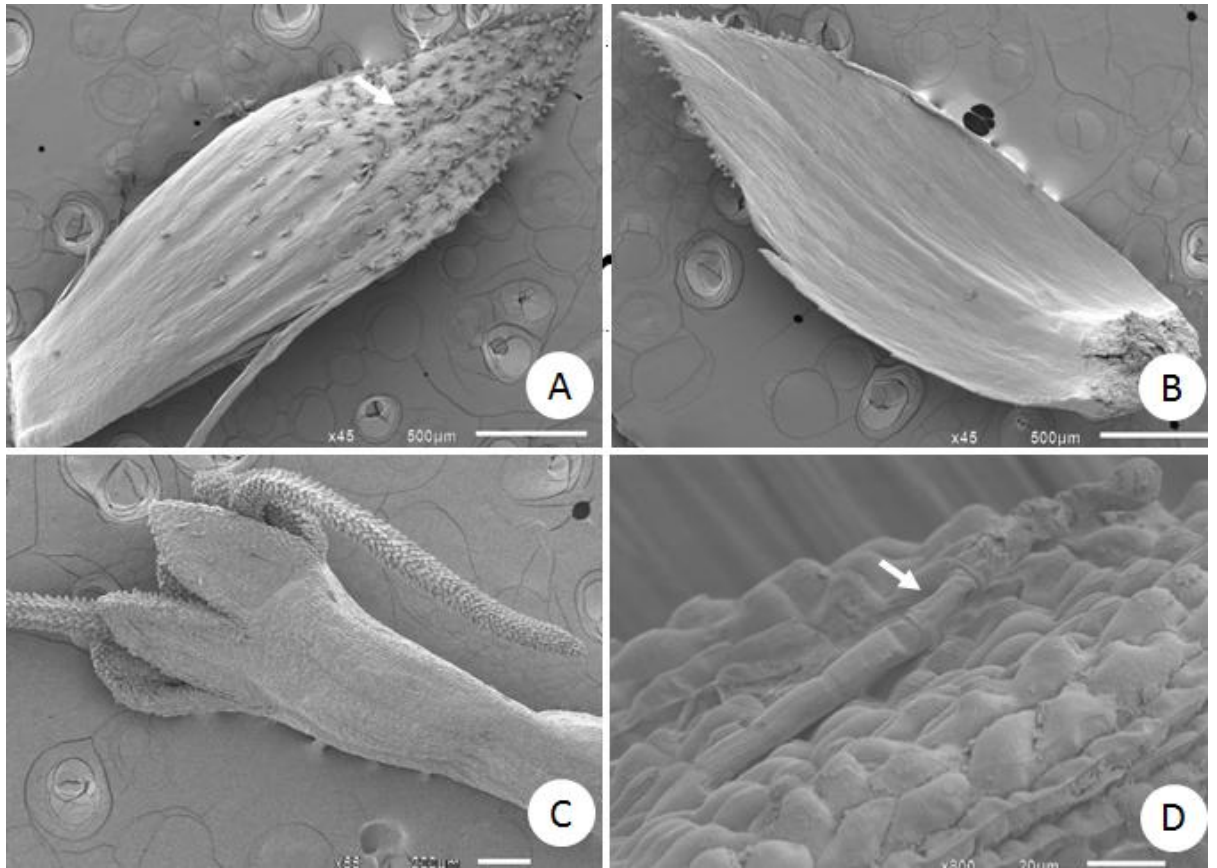


Figura 9. Micromorfologia das brácteas involucrais e da flor de *Lomatozona artemisiifolia* Barker. (A) Face abaxial da bráctea involucral com tricomas tipo II (seta). (B) Face adaxial da bráctea involucral sem tricomas. (C) Vista geral da flor. (D) Detalhe do tricoma tipo II na face abaxial da pétala (seta). Barras (A e B)=500 µm. Barra (C)=200 µm. Barra (D)=20 µm.

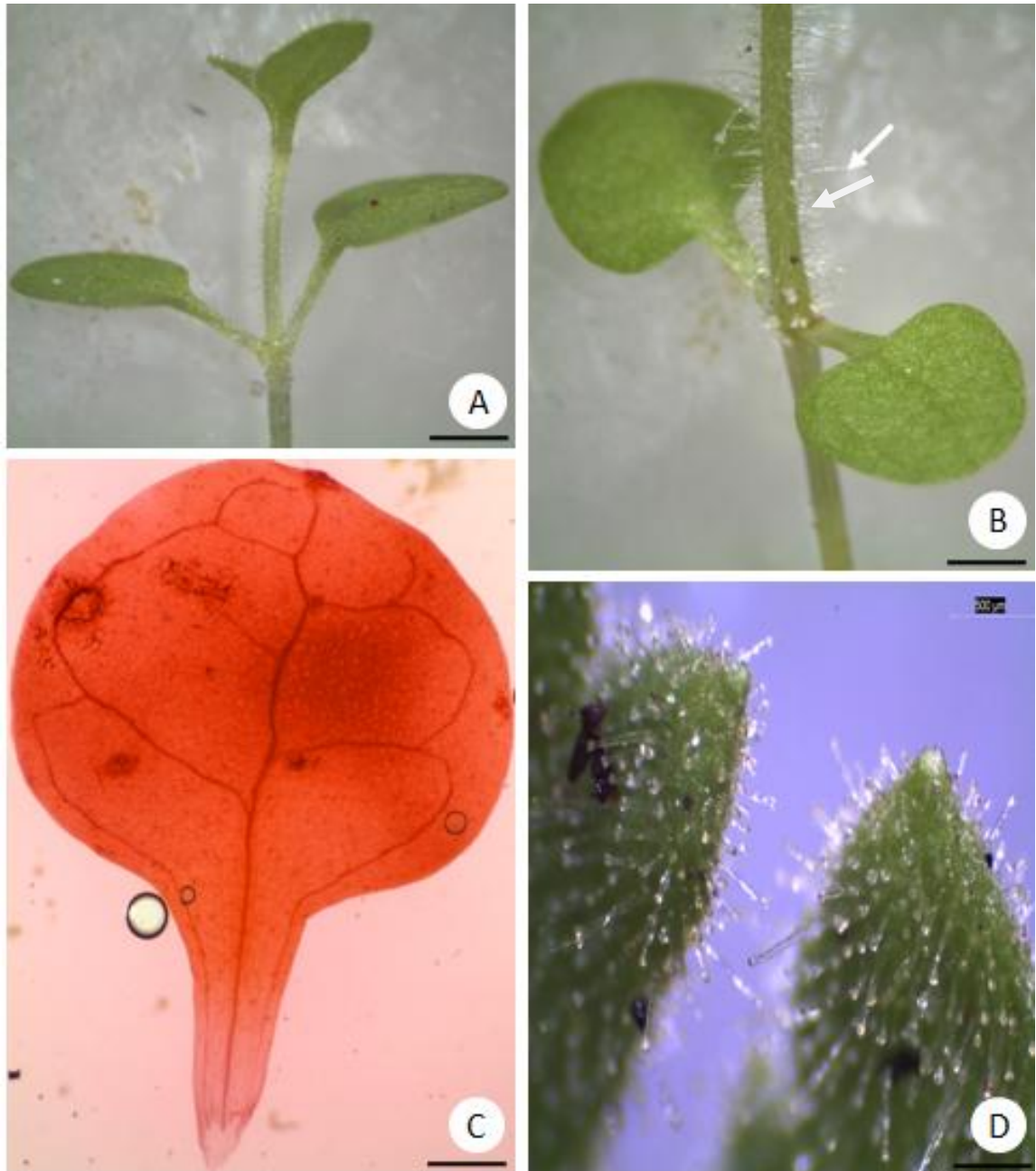


Figura 10. Plântulas de *Lomatozona artemisiifolia* Barker. (A) Vista geral do hipocótilo, do epicótilo e dos prófilos. (B) Hipocótilo e cotilédones sem tricomas, epicótilo com tricomas (seta). (C) Cotilédone diafanizado sem tricomas. (D) Detalhe dos tricomas nas primeiras folhas da plântula. Barra (A)=1000 μm . Barra (B)=1200 μm . Barra (B)=300 μm . Barra (B)=500 μm .

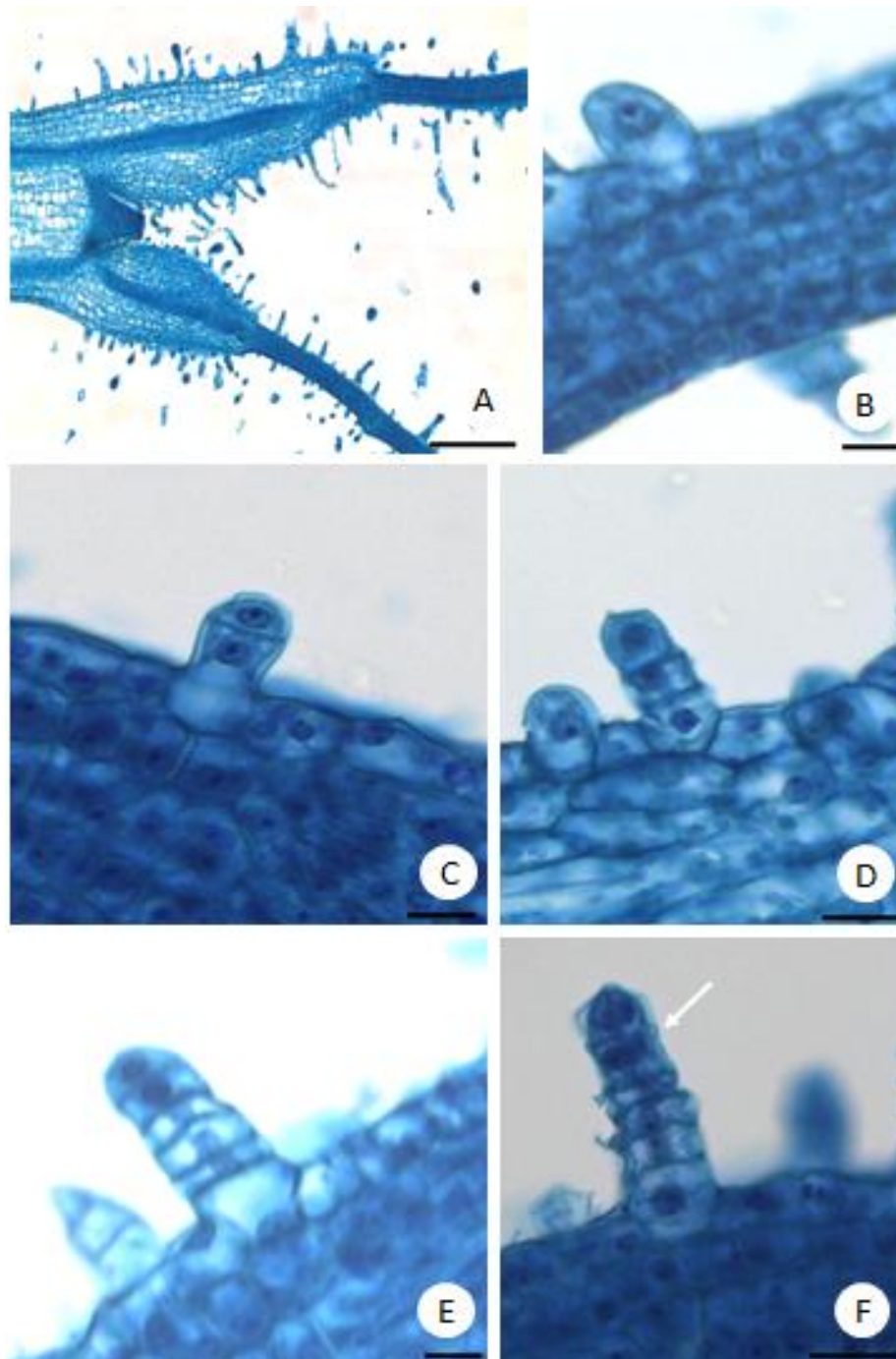


Figura 11. Cortes longitudinais dos ápices vegetativos de *Lomatozona artemisiifolia* Barker mostrando o desenvolvimento dos tricomas glandulares que possuem pedúnculo unisseriado (A-F). (A) Vista geral do ápice com tricomas em várias fases do desenvolvimento. (B) Célula protodérmica expandida. (C) Produto de uma divisão periclinal. (D) Produto de duas divisões periclinais. (E) Produto de sucessivas divisões periclinais. (F) Detalhe para divisão anticlinal da célula mais apical (seta). Barra (A) = 500 μm . Barras (B-F) = 2,5 μm

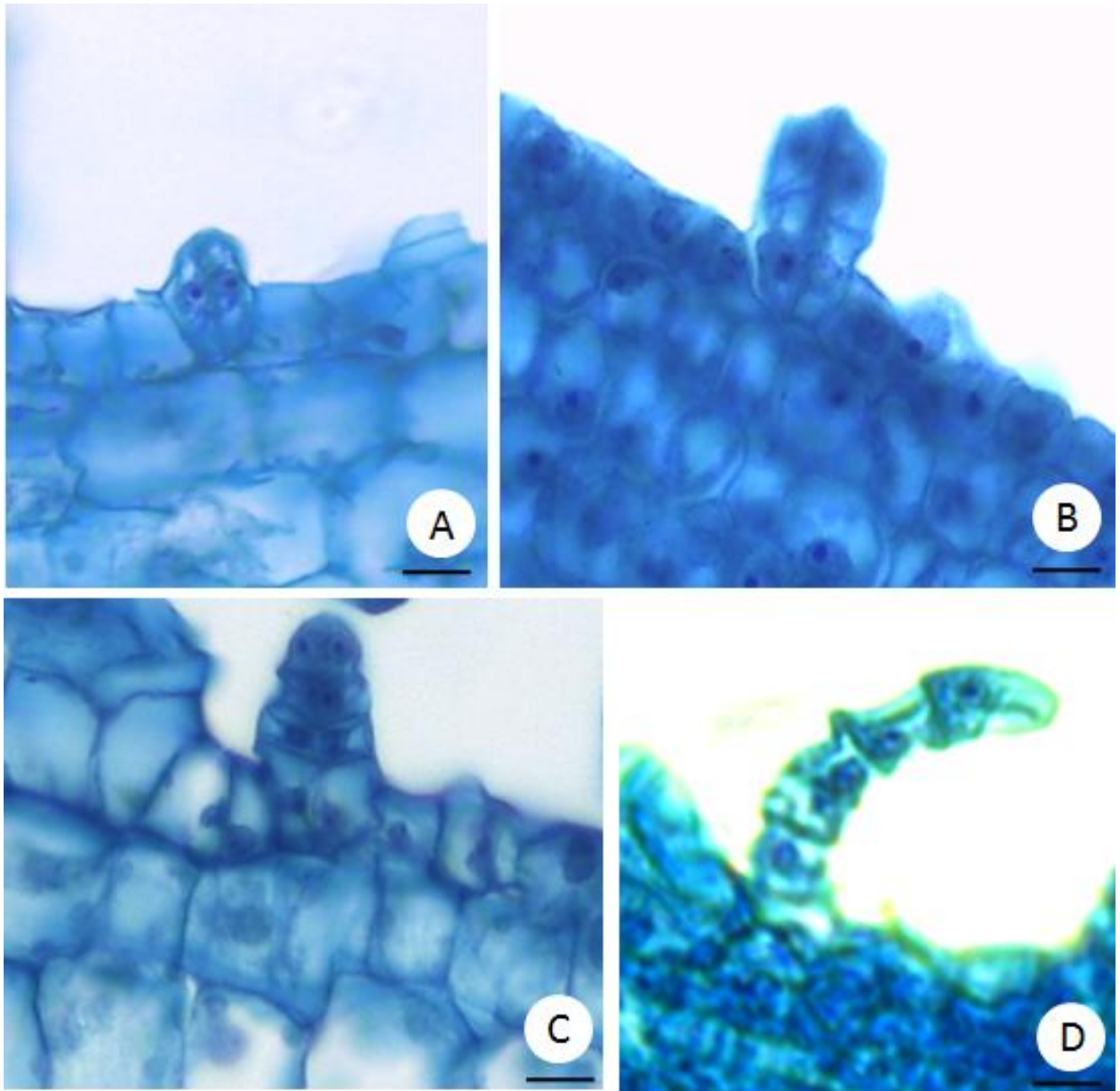


Figura 12. Cortes longitudinais dos ápices vegetativos de *Lomatozonia artemisiifolia* Barker mostrando o desenvolvimento dos tricomas glandulares que possuem pedúnculo bisseriado. (A) Divisão anticlinal. (B) Primeira divisão periclinal. (C) Resultado de sucessivas divisões periclinais. (D) Tricoma tipo VIII, recurvado sobre a epiderme, em desenvolvimento avançado. Barras = 2,5 μm .

4. DISCUSSÃO

Algumas características anatômicas da folha de *L. artemisiifolia* estão de acordo com o que é observado para outras espécies da família Asteraceae e citadas por METCALFE & CHALK (1950): folha com estômatos anomocíticos (e raramente anisocíticos) nas duas faces da epiderme, presença de tricomas glandulares bisseriados, ocorrência de ductos secretores e mesofilo dorsiventral. Ainda em conformidade com os mesmos autores, os estômatos foram observados em maior quantidade na face abaxial.

Folhas com estômatos em ambas as faces da epiderme foram documentadas para várias espécies da família (DUARTE & LOPES, 2004, BUDEL *et al.*, 2006, DELBÓN *et al.*, 2007, DUARTE *et al.*, 2007, MOLARES *et al.*, 2009, DUTRA *et al.*, 2010, MILLANI *et al.*, 2010; ROSSATTO & KOLB, 2012). Em *L. artemisiifolia* os estômatos estão presentes em ambas as faces da epiderme, mas são vistos em maior frequência na face abaxial da epiderme da folha. Em *Porophyllum ruderale* Jacq. Cass. e *Chaptalia nutans* L. Pohl, (DUARTE *et al.*, 2007), *Calea uniflora* Less. (BUDEL *et al.*, 2006), *Galinsoga parviflora* Cav. e *G. ciliata* (Raf.) (DUARTE & LOPES, 2004), os estômatos ocorrem, semelhante ao observado no presente estudo, em maior quantidade na face abaxial da epiderme da folha.

A ocorrência de estômatos anomocíticos nas Asteraceae foi registrada, mais recentemente, para várias espécies (ALVES & NEVES, 2003; MELO-DE-PINA, 2004; AGUILERA *et al.*, 2004; MILAN *et al.*, 2006; MARTINS *et al.*, 2006; GREGIO & MOSCHETA, 2006; BUDEL & DUARTE, 2007; DEL-VECHIO-VIEIRA *et al.*, 2008). Em *L. artemisiifolia* as células-guarda estão acima do nível das demais células da epideme. Células-guarda acima do nível das demais células epidérmicas também ocorre em *Gochnatia barrosii* Cabrera e *Gochnatia polymorpha* (ROSSATTO & KOLB, 2012). Entretanto, segundo SAJO & MENEZES (1994) é uma característica pouco relatada para a família.

As espécies adaptadas à condição de Cerrado possuem, geralmente, folhas anfiestomáticas (MORRETES, 1967). A presença de folhas com estômatos em ambas as faces da epiderme aumenta a taxa fotossintética, permitindo trocas gasosas mais eficientes se comparada com folhas hipoestomáticas (PARKHURST, 1978; MOTT *et al.*, 1982). *L. artemisiifolia* ocorre, na Serra Dourada, em fendas de rochas. A presença de estômatos nas duas faces da folha está relacionada à condição de sazonalidade climática a que está sujeita. Outro fator presente nas folhas da *L. artemisiifolia* que auxilia no aumento da taxa fotossintética e permite trocas gasosas mais eficientes é a presença de grande quantidade de tricomas glandulares em ambas as faces da epiderme da folha, criando um microclima que

evita a perda excessiva de água, além de permitir que os estômatos possam ficar abertos por um período maior de tempo sem perder grandes quantidades de água.

As células epidérmicas, em vista frontal, possuem paredes anticlinais sinuosas em ambas as faces da epiderme da folha, sendo mais evidentes na face abaxial. Tal característica também foi descrita para outras espécies da família como em *Galinsoga parviflora* Cav. e *G. ciliata* (Raf.) Blake (DUARTE & LOPES, 2004). Segundo HABERLANDT (1928), a presença de células com paredes epidérmicas sinuosas aumenta a rigidez das células e está relacionada à função mecânica pois permite evitar o colapso da parede devido escassez de água.

Em *L. artemisiifolia* a cutícula é delgada e recoberta por ceras epicuticulares estriadas. Entretanto, diferente do observado, várias espécies da família Asteraceae, que ocorrem em região de Cerrado, apresentam células com cutícula espessa (TAVARES *et al.*, 2000; DEL-VECHIO-VIEIRA *et al.*, 2008). Para ESAU (2002) e TAIZ & ZEIGER (2004) a espessura da cutícula é influenciada pelo habitat da planta. Espécies vegetais nativas de ambientes com pouco suprimento hídrico possuem células com cutícula mais espessas que as espécies de ambientes úmidos. Entretanto, apesar de estar adaptada a condição de sazonalidade climática, essa característica não ocorre em *L. artemisiifolia*, semelhante ao que é descrito para *Elephantopus mollis* Kunth (EMPINOTTI & DUARTE, 2008), *Chaptalia nutans* L. Pohl que possuem cutícula delgada com estriações nítidas. Outras espécies também possuem cutícula delgada como *Porophyllum ruderale* Jacq. Cass. (DUARTE *et al.*, 2007) e a *Galinsoga parviflora* Cav. e *G. ciliata* (Raf.) Blake (DUARTE & LOPES, 2004), mas nestas espécies a cutícula é lisa e levemente estriadas respectivamente.

Alguns autores acreditam que a espessura da cutícula esteja intimamente ligada com a proteção de patógenos e que a proteção contra perda de água esteja mais relacionada com a estrutura molecular, composição química e arranjo das ceras, para maior ou menor difusão da água (KERSTIENS, 1996; HEREDIA *et al.*, 1998). Segundo OLIVEIRA *et al.* (2003), a presença de cutícula estriada (bem como de tricomas) nas folhas pode indicar uma adaptação a ambientes com altas intensidades luminosas. As plantas de *L. artemisiifolia* foram coletadas, entretanto, em ambientes sombreados, mas a grande quantidade de tricomas glandulares pode ter influenciado para que a cutícula fosse delgada já que não tinha necessidade de ser espessa, pois os tricomas além de criar um microclima evitando a perda de água também são responsáveis pela secreção de substâncias que podem proteger a planta contra patógenos.

O espessamento das paredes das células epidérmicas é responsável pela proteção contra excessiva perda de água, além de oferecer suporte mecânico contra ação do vento

(PYYKKO, 1966). Resultado semelhante a *L. artemisiifolia* foi observado em *Achyrocline alata* Kunth, que é uma espécie ocorrente no Cerrado, e possui células epidérmicas com paredes periclinais espessas na nervura e no caule (MUSSURY *et al.*, 2007).

No mesofilo, o parênquima paliçádico de *L. artemisiifolia* possui células com aspecto lobado compondo 1 a 2 camadas e o esponjoso cerca de 4 camadas, assim como ocorre em *Ageratum fastigiatum* (DEL-VECHIO-VIEIRA *et al.*, 2008). Essas dobras do parênquima aumentam a superfície de contato das células (APEZZATO-DA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, 2003). De acordo com FAHN (1978), HAVEN *et al.* (2001) e MENEZES *et al.* (2003) o arranjo frouxo das células do mesofilo auxilia o aumento da eficiência fotossintética, pois grande parte da superfície das células fica exposta ao ar presente nos espaços intercelulares. De acordo com ESAU (1959), as folhas expostas ao sol apresentam parênquima paliçádico mais desenvolvido que as folhas que crescem em sombra. Essa característica não foi observada na espécie em estudo, possivelmente por crescer em locais mais sombreados.

No caule das espécies da família Asteraceae é comum a presença de endoderme bem definida ou como bainha amilífera (METCALFE & CHALK, 1950). Assim como ocorre presença de ductos secretores associados a endoderme em *L. artemisiifolia*, PAGNI & MASINI (1999) descreveram que em vários representantes desta família a endoderme está associada à presença de ductos secretores. Descrita também para o gênero *Elephantopus* (LERSTEN & CURTIS, 1987).

Fibras associadas ao sistema vascular são frequentemente observadas nas espécies de Asteraceae (CARLQUIST, 1957; ANDERSON & CREECH, 1975; FAHN & CUTLER, 1992; BREITWIESER, 1993). Segundo estudo realizado por MELO-DE-PINNA (2004), as espécies do gênero *Richtera* Kuntze apresentaram a bainha de fibras perivasculares na lâmina foliar e no pecíolo. Em *L. artemisiifolia* ocorre calotas de fibras externamente ao floema no caule. Estas também são descritas em *Bidens pilosa* (DUARTE & ESTELITA, 1999), *Baccharis dracunculifolia* (BUDEL *et al.*, 2004), *Achyrocline alata* Kunth (MUSSURY *et al.*, 2007) e *Elephantopus mollis* Kunth (EMPINOTTI & DUARTE, 2008).

L. artemisiifolia possui elevada diversidade de tricomas glandulares nas folhas e no caule. Os tricomas em elevada densidade são responsáveis por manter uma atmosfera saturada em vapor de água (FAHN & CUTLER, 1992; LARCHER, 2000) e influenciam indiretamente a economia de água das plantas pela reflexão da radiação solar que chega até as folhas (SALATINO *et al.*, 1986; LARCHER, 2000). Além disso, a presença de tricomas glandulares é responsável pela secreção de substâncias lipofílicas (como óleos essenciais), gera um

microambiente hidrofóbico que protege ainda mais a folha de dessecações por estresse hídrico (FAHN & CUTLER, 1992).

A alta densidade de tricomas nas folhas e no caule, presença de parênquima lignificado na região de nervura e córtex caulinar, espessamento das células da epiderme e a presença de fibras associadas ao sistema vascular do caule são características que estão relacionadas, provavelmente, à sazonalidade climática do ambiente em que ocorre a espécie *L. artemisiifolia*. O parênquima lignificado, a presença de espessamento das células da epiderme e a presença de fibras são importantes para aumento da rigidez da folha e do caule, protegendo estes contra os ventos, além de manter a arquitetura desses órgãos e evitar o colapso das células durante o período de estiagem do Cerrado. Já a presença de alta densidade de tricomas auxilia para formação de um microclima que evita a perda excessiva de água e reflete a luminosidade o que gera uma economia de água importante principalmente para períodos de estiagem.

A ocorrência de óleo essencial permite a possibilidade de defesa à herbivoria (FAHN & CUTLER, 1992; HARBORNE, 1993). Os óleos essenciais secretados pelas estruturas secretoras, principalmente ductos secretores e tricomas, podem conferir barreira química contra herbívoros (JOHNSON, 1975; LEVIN, 1976; PICMAN *et al.* 1978; WAGNER, 1991) e adaptação a fatores abióticos (FAHN, 1986; FAHN & CUTLER, 1992; LARCHER, 2000). O exsudato liberado forma uma camada continua na superfície foliar que pode aumentar a refração da luminosidade e diminuir a temperatura, além de auxiliar na economia de água da planta (SALATINO *et al.*, 1986; FAHN, 1986; LARCHER, 2000). Além disto, alguns tipos de terpenóides voláteis encontrados na secreção dos tricomas podem repelir herbívoros durante o crescimento vegetativo da planta e pode atrair polinizadores e dispersores de sementes (KAINULAINEN *et al.*, 1998). Tricomas secretores ocorrem amplamente na família e podem ocorrer com frequência em depressões na epiderme (SOLEREDER, 1908), como também foram vistos em *L. artemisiifolia* que possui o tricoma tipo VII, que são encontrados em depressões na epiderme.

Em *L. artemisiifolia* os tricomas secretam substâncias de natureza lipídica, compostos fenólicos, alcaloides e óleo-resinas, identificados através dos testes histoquímicos. Essas substâncias também ocorrem na secreção dos tricomas de outras espécies da família. Estudos realizados por WEKER & FAHN (1982), WEKER *et al.* (1994) e MONTEIRO *et al.* (2001) com espécies da família Asteraceae mostraram a presença de tricomas que secretam substâncias lipídicas. Na espécie *Artemisia campestris* spp marítima os tricomas secretam óleo-resinas, terpenóides, flavonóides e alcaloides (ASCENSÃO & PAIS, 1987), já em

Artemisia annua os tricomas secretam apenas compostos fenólicos (DUKE & PAUL, 1993). Substâncias lipofílicas e compostos fenólicos foram identificados na secreção dos tricomas da espécie *Siegesbeckia orientalis* (AGUILERA *et al.*, 2004).

O tricoma do tipo VII (bisseriado vesiculoso), presente na folha e no caule de *L. artemisiifolia*, são relatados para diferentes tribos de Asteraceae como Anthemideae, Astereae, Eupatorieae, Heliantheae, Inuleae, Mutisieae e Vernonieae (CASTRO *et al.*, 1997; CORTADI *et al.*, 1999; MONTEIRO *et al.*, 2001). Estes tricomas são citados por vários autores como sendo um caráter conservativo na família (AGUILERA *et al.*, 2004) e já foram relatados nos seguintes gêneros: *Baccharis* L. Sect., *Calea* L., *Elephantopus* L., *Eremanthus* Less., *Eupatorium* L., *Gochnatia* Kunth, *Mikania* Willd, *Piptocarpha* R.Br., *Pterocaulon* Ell., *Stevia* Cav., *Vernonia* Schreb., *Viguiera* Kunth., *Wedelia* Jacq., *Wulffia* (CASTRO *et al.* 1997). Para espécies do gênero *Richtera* Kuntze os tricomas bisseriados vesiculosos encontram-se, como em *L. artemisiifolia*, em depressões na lâmina foliar (MELO-DE PINNA 2004). Para a espécie *Achillea millefolium* este tricoma foi descrito com 10 células no total, sendo um par de células basais, um par de células pedunculares e 3 pares de células glandulares (GREGIO & MOSCHETA, 2006). Em *Ageratum fastigiatum* Gardn. foi descrito presença do tricoma bisseriado na face adaxial do mesofilo (DEL-VECHIO-VIEIRA *et al.*, 2008), muito semelhante ao encontrado em *L. artemisiifolia*. Também são relatos presença de tricomas com pedúnculo unisseriado em alguns estudos como o realizado por FARAGO *et al.* (2006) com *Calea longifolia* Gardner.

No estudo realizado por CASTRO *et al.* (1997) constatou-se, semelhante a *L. artemisiifolia*, a presença de tricomas recurvados sobre a epiderme com número variável de células no pedúnculo e cabeça globosa, este tricoma ocorre exclusivamente nas espécies das tribos Eupatorieae e Heliantheae, mostrando uma possível afinidade entrem essas tribos.

Várias fases da ontogenia dos tricomas glandulares de *L. artemisiifolia* foram determinadas no presente trabalho, mas em função da grande diversidade não foi possível identificar todas as fases de cada um deles. Os tricomas com pedúnculo unisseriado iniciam a diferenciação a partir de uma célula protodérmica que se dividi de forma periclinal. Já os tricomas bisseriados esta primeira divisão é anticlinal. Entretanto, a célula precursora expande-se e possui aspecto semelhante para todos os tipos. A fase inicial da ontogenia dos tricomas glandulares de *Artemisia campestris* L. (ASCENSÃO & PAIS, 1987) é semelhante ao observado no presente estudo, a célula precursora dos diferentes tipos de tricomas era sempre maior que as protodérmicas adjacentes. Na espécie *Baccharis dracunculifolia*, para o desenvolvimento inicial dos tricomas bisseriados ocorre a divisão anticlinal de uma célula

epidérmica e em seguida ocorrem sucessivas divisões periclinais, assim como ocorre em *L. artemisiifolia* (OLIVEIRA & BASTOS, 1999). FAVORITO (2009) observou, entretanto, que as células precursoras dos diferentes tricomas de *Lippia stachyoides* Cham. (Verbenaceae) assumem diferentes formas: protuberantes, arredondadas ou papiliformes. GONÇALVES *et al.* (2010) verificou que em *Ocimum selloi* Benth (Lamiaceae) também não foi possível descrever todos os estádios ontogênicos para dois dos três tipos de tricomas encontrados nesta espécie, devido à falta de sincronização no desenvolvimento, devido à diferenciação destes tricomas glandulares ter ocorrido muito cedo e possivelmente os acontecimentos iniciais do desenvolvimento dos dois tricomas serem muito semelhantes divergindo apenas na fase final de diferenciação.

Ductos secretores ocorrem na folha e caule de *Lomatozona artemisiifolia* e estão localizados entre os feixes vasculares ou associados a eles, geralmente mais próximos ao xilema. Estes ductos possuem em sua maioria lúmen reduzido e, em corte longitudinal, foram vistos bem estreitos e curtos. Segundo LERSTEN & CURTIS (1986), em *Eupatorium rugosum* foram observadas estruturas secretoras internas com espaços secretores isolados apresentando diferentes graus de alongamento. Essas estruturas foram denominadas de cavidades tubulares. Este termo é usado, por estes autores, para as estruturas secretoras internas, da família Asteraceae, que são consideravelmente menores que um ducto e mais longas que uma cavidade. Entretanto, de acordo com CUTTER (1978) e FAHN (1979), quando essas estruturas em secção longitudinal possuem aspecto isodiamétrico são denominadas de cavidades, e quando possuem forma alongada recebem a denominação de ductos, ambas contendo um lúmen delimitado por células epiteliais.

Existem vários estudos que relatam a presença de ductos em espécies da família Asteraceae. CASTRO *et al.* (1997) descreveram a presença de ductos associados ou próximos ao floema e xilema em 39 das 72 espécies em estudo, estando presentes em 14 gêneros de 4 tribos, semelhante ao que ocorre em *L. artemisiifolia*. Nas tribos Eupatorieae e Heliantheae existem uma constância na presença e posição ocupada pelos ductos e na tribo Vernonieae ausência destes. Ductos secretores foram observados em *Eupatorium inulaefolium* (RAGONESE, 1988); *Solidago microglossa* DC., *Calea pinnatifida* R. Brown e *Mikania hirsutissima* DC. (OLIVEIRA & AKISUE, 1998), *Bidens pilosa* (DUARTE & ESTELITA, 1999), *Galinsoga parviflora* Gallant Soldier e *G. ciliata* Raf (DUARTE & ESTELITA, 2000) e *Ageratum conyzoides* L (TAVARES *et al.*, 2000). Ductos na lâmina foliar e no caule também foram descritos para *Siegesbeckia orientalis* L (AGUILERA *et al.* 2004), *Achillea millefolium* (GREGIO & MOSCHETA, 2006) e *Mikania glomerata* (MILAN *et al.*, 2006).

Além das espécies pertencentes ao gênero *Baccharis* (CORTADI *et al.* 1999; ORTINS & AKISUE 2000; BUDEL *et al.* 2003a, b, c; BUDEL *et al.* 2004;). Segundo MELO-DE-PINNA & MENEZES (2003) a posição dos ductos secretores pode variar entre as espécies, no caule geralmente estão presentes no interior do córtex e floema, mas também podem ocorrer associados com periciclo. MILLANI *et al.*, (2010) observaram na espécie *Ageratum conyzoides* L. a presença de ductos secretores adjacentes ao feixe da nervura principal das folhas ou associados a nervura secundária, assim como foi observado em *L. artemisiifolia*.

5. CONCLUSÕES

L. artemisiifolia possui características anatômicas comuns à família Asteraceae.

As folhas anfiestomáticas e com alta densidade de tricomas estão, provavelmente, relacionadas à proteção da planta contra perda excessiva de água. Além disto, as células epidérmicas com paredes espessas, células parenquimáticas com paredes lignificadas e grande quantidade de fibras associadas ao sistema vascular no caule auxiliam na manutenção de sua arquitetura, importante na condição de estiagem no Cerrado.

L. artemisiifolia possui elevada diversidade de tricomas glandulares na folha e no caule, classificados no presente trabalho em oito tipos. Estes tricomas secretam substâncias de natureza lipofílica, fenólicas e nitrogenadas.

Em *L. artemisiifolia* ocorre dois tipos de tricomas típicos da família Asteraceae, o tipo VII que é o bisseriado vesiculoso e o tipo VIII que é o recurvado sobre a epiderme.

Os tricomas glandulares se diferenciam muito cedo no desenvolvimento do caule e da folha, sendo o primeiro evento a expansão de uma célula protodérmica.

Os tricomas glandulares com pedúnculo unisseriados iniciam a diferenciação com a uma divisão periclinal da célula protodérmica expandida e os bisseriados iniciam a diferenciação com uma divisão anticlinal.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGUILERA, D. B.; MEIRA, R. M. S. A. & FERREIRA, F. A. Anatomy and histochemistry of the vegetative organs of *Siegesbeckia orientalis* (Asteraceae). **Planta Daninha**, v.22, n.4, p.483-489, 2004.

ALVES, V. F. G. & NEVES, L. J. Anatomia foliar de *Vernonia polyanthes* Less (Asteraceae). **Revista Universidade Rural**, v.22, n.2, p.1-8, 2003.

APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia Vegetal**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa-Editora UFV, v. 1, 2003.

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.

ASCENSÃO, L. & PAIS, M. S. Secretory trichomes of *Artemisia crithmifolia*. Some ultrastructural aspects. *Bulletin de la Société Botanique de France* 129, **Actualités Botaniques**, v.11, p.83-87, 1982.

ASCENSÃO, L. & PAIS, M. S. Glandular trichomes of *Artemisia campestris* (ssp. *maritima*): ontogeny and histochemistry of the secretory product. **Botanical Gazette**, v.148, p.221-227, 1987.

BOZZOLA, J.J. & RUSSEL, L.D. **Electron Microscopy: principles and techniques for biologists**. Boston: Jones and Bartlett Publishers, 1992.

BREITWIESER, I. Comparative leaf anatomy of New Zealand and Tasmanian Onuleae (Compositae). **Botanical Journal of the Linnean Society**, v.111, p.183-209, 1993.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R. & SANTOS, C. A. M. Caracteres morfo-anatômicos de *Baccharis gaudichaudiana* DC., Asteraceae. **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.22, p.313-320, 2003a.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R.; SANTOS, C. A. M. & CUNHA, L. M. Macro and microscopical identification of four species of *Baccharis* from Trimeria group. **Revista Brasileira Farmacognosia**, v.13, p.42-43, 2003b.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R. & SANTOS, C. A. M. Stem morpho-anatomy of *Baccharis cylindrica* (Less.) DC., Asteraceae. **Revista Brasileira Ciências Farmacêuticas**, v.40, p.93-99, 2003c.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R. & SANTOS, C. A. M. Morfoanatomia foliar e caulinar de *Baccharis dracunculifolia* DC. Asteraceae. **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.23, p.477-483, 2004.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R.; FARAGO, P. V. & TAKEDA, I. J. M. Caracteres anatômicos de folha e caule de *Calea uniflora* Less, Asteraceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.16, n.1, p.53-60, 2006.

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

CARLQUIST, S. Leaf anatomy and ontogeny in *Argyroxiphium* and *Wilkesia* (Compositae). **American Journal of Botany**, v.44, p.696-705, 1957.

CARLQUIST, S. Structure and ontogeny of glandular trichomes of *Madinae* (Compositae). **American Journal of Botany**, v.45, p.675-682, 1958.

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

CNCFLORA. 2011. Disponível em: <<http://cncflora.jbrj.gov.br/plataforma2/book/especie.php?id=27241>>. Acessado em: 20 mai. 2013.

CORTADI, A.; DI-SAPIO, O.; MCCARGO, J.; SCANDIZZI, A.; GATTUSO, S. & GATTUSO, M. Anatomical studies of *Baccharis articulata*, *Baccharis crispa* and *Baccharis trimera*, “Carquejas” used in folk medicine. **Pharmaceutical Biology**, v.37, p.357-365, 1999.

COSTA, A. F. **Farmacognosia e fitoquímica**. Lisboa, Calouste Gulbenkian, 2002.

CRONQUIST, A. **The evolution and classification of flowering plants**. New York: Riverside Studies in Biology, 395 p., 1968.

CUTTER, E. G. **Plant Anatomy. Part I: Cells and Tissues**. 2^a ed. London. Edward Arnold, 336 p., 1978.

DAVID, R. & CARDE, J. P. Coloration différentielle dès inclusions lipidique et terpeniques dès pseudophylles du Pin maritime au moyen du reactif Nadi. **Comptes Rendus Hebdomadaires dès Séances de l' Academie dès Sciences Paris**, v. 258, p.1338-1340, 1964.

DELBON, N.; COSA, M. T. & DOTTORI, N. Anatomía de órganos vegetativos en *Flourenzia campestris* y *F. oolepis* (Asteraceae), con especial referencia a las estructuras secretoras. **Arnaldoa**, v.14, p.61-70, 2007.

DEL-VECHIO-VIEIRA, G., BARBOSA, M. V. D.; LOPES, B. C.; SOUSA, O. V.; SANTIAGO-FERNANDES, L. D. R.; ESTEVES, R. L.; KAPLAN, M. A. C. Caracterização morfoanatômica de *Ageratum fastigiatum* (Asteraceae). **Revista Brasileira Farmacognosia**, v.18, p.769-776, 2008.

DUARTE, M. R. & ESTELITA, M. E. M. Anatomical characters of *Bidens pilosa* L., Asteraceae. **Hoehnea**, v.26, p.15-27, 1999.

DUARTE, M. R. & ESTELITA, M. E. M. Caracteres anatômicos de folha de *Galinsoga parviflora* Cav. e *Galinsoga ciliata* (Raf.) Blake, Asteraceae. **Revista Brasileira Farmacêutica**, v.81, p.17-20, 2000.

DUARTE, M. R. & LOPES, J. F. Optical and ultrastructural analysis of the leaf epidermis of *Galinsoga parviflora* CAV. and *G. ciliata* (RAF.) BLAKE, Asteraceae. **Visão Acadêmica**, v.5, n.1, p.41-46, 2004.

DUARTE, M. R.; SIEBENROK, M. C. N. & EMPINOTTI, C. B. Anatomia comparada de espécies de arnica: *Porophyllum ruderale* (Jacq.) Cass. e *Chaptalia nutans* (L.) Pohl. **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v.28, n.2, p.193-201, 2007.

DUTRA, R. C.; FERRAZ, S. O.; PIMENTA, D. S. & SOUSA, O. V. Caracterização morfoanatômica das folhas de *Eremanthus erythropappus* (DC.) MacLeisch, Asteraceae. **Revista Brasileira Farmacognosia**, v.20, n.6, p.818-824, 2010.

DUKE, S. O. & PAUL, R. N. Development and fine structure of the glandular trichomes of *Artemisia annua* L. **International Journal of Plant Sciences**, v.154, p.107-118, 1993.

EMPINOTTI, C. B. & DUARTE, M. R. Estudo anatômico de folha e caule de *Elephantopus mollis* Kunth (Asteraceae). **Revista Brasileira Farmacognosia**, v.18, p.108-116, 2008.

ESAU, K. **Anatomía Vegetal**. 2.ed. Barcelona: Ediciones Omega, 729 p., 1959.

ESAU, K. **Anatomia das Plantas com Sementes**. Edgard Blücher, 284 p., 2002.

FAHN, A. **Anatomia vegetal**. Madrid: H. Bumes, 643 p., 1978.

FAHN, A. **Secretory tissues in plants**. Academic Press Inc., London. 1979.

FAHN, A. Estructural and functional properties of trichomes of xeromorfhic leaves. **Annals of Botanic**, v.57, p.631- 637, 1986.

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

FAHN, A. & CUTLER, D. **Xerophytes**. Berlin: Bruder Bomtraeger, 176 p., 1992.

FARAGO, P. V.; BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R.; JURGENSEN, I. & TAKEDA, I. J. M. Anatomia da folha e do caule de *Calea longifolia* (Asteraceae). **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.25, p.512-517, 2006.

FAVORITO, S. Tricomas secretores de *Lippia stachyoides* Cha. (Verbenaceae): estrutura, ontogênese e secreção. Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual Paulista, Instituto de Biociências, Botucatu, 89 p., 2009.

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

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

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

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

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

GONÇALVES, L. A.; AZEVEDO, A. A. & OTONI, W. C. Caracterização e ontogenia dos tricomas glandulares de *Ocimum selloi* Benth. - Lamiaceae. **Acta Botanica Brasílica**, v.24, p.909-915, 2010.

HARBORNE, J. B. **Introduction to ecological biochemistry**. London: Academic Press, 318 p., 1993.

HABERLANDT, G. **Physiological plant anatomy**. Trad. Montagu Drummond. 4^a ed. London: Macmillan & Co. Ltda, 324 p., 1928

HAUPT, A.W. A gelatin fixative for paraffin sections. **Stain Technology**, v.5, p.97-98, 1930.

HAVEN, P. H.; EVERT, R. F. & EICHHORN, S. E. **Biologia Vegetal**. 5^a ed. Rio de Janeiro. Guanabara Koogan, 728 p., 2001.

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

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

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. McGraw-Hill Book Company, New York, 523 p., 1940.

JOHNSON, H. B. Plant pubescence: an ecological perspective. **Botanical Review**, v.41, p.233-258, 1975.

KAINULAINEN, P.; TARHANEN, J.; TIILIKKALA, K. & HOLOPAINEN, J. K.; J. Foilar and emission composition of essential oil in two carrot varieties. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.46, p.3780-3784, 1998.

KARNOVSKY, M. J. A formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolality for use in electrón microscopy. **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.

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

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

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal**. São Carlos: RiMa, 531 p., 2000.

LERSTEN, N. R. & CURTIS, J. D. Tubular cavities in white snakeroot *Eupatroidium rugosum* (Asteraceae). **American Journal of Botany**, v.73, n.7, p.1016-1021, 1986.

LERSTEN, N. R. & CURTIS, J. D. Internal secretory spaces in Asteraceae. A review and original observations on *Conyza canadensis* (Tribe Astereae). **Cellule**, v.74, p.181-196, 1987.

LERSTEN, N. R. & CURTIS, J. D. Secretory reservoirs (ducts) of two kinds in giant ragweed (*Ambrosia trifida*; Asteraceae). **American Journal of Botany**, v.75, p.1313-1323, 1988.

LERSTEN, N. R. & CURTIS, J. D. Subepidermal idioblasts in leaflets of *Caesalpinia pulcherrima* and *Parkinsonia aculeata* (Leguminosae: Caesalpinioideae). **Bulletin of the Torrey Botanical Club**, v.120, p.319-326, 1993.

LERSTEN, N. R. & CURTIS, J. D. Two foliar idioblasts of taxonomic significance in *Cercidium* and *Parkinsonia* (Leguminosae: Caesalpinioideae). **American Journal of Botany**, v.82, p.565- 570, 1995.

LEVIN, D. A. The chemical defenses of plants to pathogens and herbivores. **Annual review of Ecology and Systematics**, v.7, p.121-159, 1976.

LOPES, J. L. C. Sesquiterpene lactones from Vernonia. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.86, p.221-230, 1991.

MARTINS, L. R. R.; MOURÃO, K. S. M.; ALBIERO, A. L. M.; CORTEZ, D. A. G.; DIAS-FILHO, B. P. & NAKAMURA, C. V. Estudo morfoanatômico preliminar do caule e da folha de *Acanthospermum australe* (Loefl.) Kuntze (Asteraceae- Heliantheae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.16, n.1, p.42-52, 2006.

MARTINS, M. F. *Estruturas secretoras da lâmina foliar de espécie de Senecio Toun Ex. L. (Asteraceae)*. Universidade Federal de Viçosa. Dissertação de Mestrado. Viçosa, MG, 50 p., 2003.

MAZIA, D.; BREWER, P. A. & ALFERT, M. The cytochemistry staining and measurement of protein with mercuric bromophenol blue. **Biology Bulletin**, v.104, p.57-67, 1953.

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.

MELO-DE-PINNA, G. F. A. Anatomia foliar de *Richterago* Kuntze (Mutisieae, Asteraceae). **Acta Botanica Brasílica**, v.18, n.3, p.591-600, 2004.

MENEZES, N. L.; SILVA, D.C.; PINNA, F. A. M. Folha In: APPEZZATTO-DA-GLÓRIA, B. & CARMELLO-GUERREIRO, S. M. (orgs). **Anatomia vegetal**. Viçosa: Editora UFV, p. 303-325, 2003.

METCALFE, C. R. & CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**. Clarendon Press, Oxford. v.2, 1950.

MILAN, P.; HAYASHI, A. H. & APPEZZATO-DA-GLORIA, B. Comparative leaf morphology and anatomy of three Asteraceae species. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.49, n.1, p.135-144, 2006.

MILLANI, A. A; ROSSATTO, D. R; RUBIN FILHO, C. J & KOLB, R. M. Análise de crescimento e anatomia foliar da planta medicinal *Ageratum conyzoides* L. (Asteraceae) cultivada em diferentes substratos. **Revista brasileira de plantas medicinais**, v.12, p.127-134, 2010.

MOLARES, S.; GONZÁLEZ, S.; LADIO, A & AGUEDA CASTRO, M. Etnobotánica, anatomía y caracterización físico-química del aceite esencial de *Baccharis obovata* Hook. et Arn. (Asteraceae: Astereae). **Acta Botanica Brasílica**, v.23, p.578-589, 2009.

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

MORRETES, B. L. *Contribuição ao estudo da anatomia das folhas de plantas do cerrado III*. **Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da USP**, v.24, p.732, 1967.

MOTT, K. A., GIBSON, A. C. & O'LEARY, J. W. The adaptative significance of amphistomatic leaves. **Plant Cell and Environment**, v.5, p.455-460, 1982.

MUSSURY, R. M.; BETONI, R.; VIEIRA, M. C.; SCALON, S. D. P. Q. & BARROS, S. S. U. Morfo-anatomia do eixo vegetativo aéreo de *Achyrocline alata* (Kunth) DC. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.9, p.94-101, 2007.

NAKAJIMA, J.N.; JUNQUEIRA, T. V.; FREITAS, F. S. & TELES, A. M. Comparative analysis of red lists of the Brazilian flora: Asteraceae. **Rodriguésia**, v.63, p.39-54, 2012.

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, C.T. *Lomatozona in Lista de Espécies da Flora do Brasil*. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2013. <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB27241>> Acessado em: 03 ago. 2013.

OLIVEIRA, F. & AKISUE, G. **Fundamentos de farmacobotânica**. 2 ed. São Paulo: Atheneu, p.216, 1998.

OLIVEIRA, V. C. & BASTOS, E. M. Aspectos morfo-anatômicos da folha de *Baccharis dracunculifolia* DC. (Asteraceae) visando a identificação da origem botânica da própolis. **Acta Botanica Brasilica**, v.12, n.3, p.431-439, 1999.

ORTINS, G. M. M. & AKISUE, G. Estudo morfo-histológico, *screening* fitoquímico, constantes físicas e análise cromatográfica da droga e extrato fluido visando controle de qualidade da espécie **Baccharis articulata Pers. Lecta.**, v.18, p.9-32, 2000.

PAIVA, J. G. A.; FANK-DE-CARVALHO, S. M.; MAGALLHÃES, M. P. & GRACIANO-RIBEIRO, D. Verniz vitral 500^R: uma alternativa de meio de montagem economicamente viável. **Acta Botânica Brasílica**, v.20, p.257-264, 2006.

PAGNI, A. M. & MASINI, A. Morphology, distribution, and histochemistry of secretory structures in vegetative organs of *Santolina leucantha* Bertol. (Asteraceae). **Israel Journal of Plant Sciences**, v.49, p.257-263, 1999.

PARKHURST, D. F. The adaptative significance of stomatal occurrence on one or both surfaces of leaves. **Journal of Ecology**, v.66, p.367-383, 1978.

PEARSE, A. G. E. **Histochemistry theoretical and applied: preparative and optical technology**. 4.ed. Edinburgh: Churchill Livingstone, 439 p., 1980.

PICMAN, A. K.; ELLIOTT, R. H.; TOWERS, G. H. Insect feeding deterrent property of alantolactone. **Biochemical systematics and ecology**, v.6, p.333-335, 1978.

PYYKKO, M. The leaf anatomy of east Patagonian xeromorphic plants. **Annals of Botany Fenn**, v.3, p.453-622, 1966.

RAGONESE, A. M. Canales secretores en los organos vegetativos de *Eupatorium inulaefolium* H.B.K. (Compositae). **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.7, n.3, p.161-168, 1988.

ROSSATTO, D. R. & KOLB, R. M. Structural and functional leaf traits of two *Gochnatia* species from distinct growth forms in a sclerophyll forest site in Southeastern Brazil. **Acta Botanica Brasílica**, v.26, n.4, p.849-856, 2012.

SAJO, M. G. & MENEZES, N. L. Considerações sobre a anatomia foliar de espécies de *Vernonia* Scrb. (Compositae) da Serra do Cipó, MG. **Naturalia**, v.19, p.173-183, 1994.

SALATINO, A.; MONTENEGRO, G. & SALATINO, M. L. F. Microscopia eletrônica de varredura de superfícies foliares de espécies lenhosas do cerrado. **Revista Brasileira de Botânica**, v.9, p.117-124, 1986.

SASS, J. E. **Botanical microtechnique**. 3th ed. Ames, Iowa State College Press, 228 p., 1951.

SOLEREDER, H. **Systematic anatomy of the dicotyledons**. Trans. L.A. Boodle & F.E. Fritsch. Oxford University Press, Oxford. 1908.

TAIZ, L. & ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3ª ed. Porto Alegre. Artmed, 719 p., 2004.

TAVARES, E. S.; GIL, V. R.; VIANA, V. R. C. Anatomia do eixo vegetativo de *Ageratum conyzoides* L. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.81, p.25-28, 2000.

UPHOF, J. C. **Plant hairs**. Handbuch der Pflanzenanatomie. Berlin: Gebrüder Borntraeger. Band IV (5). 1962.

VERTREES, G. L. & MAHLBERG, P. G. Structure and ontology of laticifers in *Cichorium intybus* (Compositae). **American Journal of Botany**, v.65, p.764-771, 1978.

WAGNER, G. J. Secreting glandular trichomes: more than just hairs. **Plant Physiol**, v.96, p.675-679, 1991.

WERKER, E. & FAHN, A. Secretory hairs of *Inula Viscosa* (L.) Ait. - Development, Ultrastructure, and Secretion. **Botanical Gazette**, v.142, p.461-476, 1981.

WERKER, E. & FAHN, A. *Inula* hairs - structure, ultrastructure and secretion. In Aromatic plants: basic and applied aspects (N. Margaris, A. Koedam & D. Vokou, eds.). Martinus Nijhoff Publishers, **The Hague**, p.25-37, 1982.

WERKER, E., PUTIEVSKY, E., RAVID, U., DUDAI, N. & KATZIR, I. Glandular hairs, secretory cavities, and the essential oil in leaves of Tarragon (*Artemisia dracunculus* L.). **Journal of Herbs, Spices & Medicinal Plants**, v.2, p.19-32, 1994.

CAPÍTULO 2

PROSPECÇÃO FITOQUÍMICA E COMPOSIÇÃO DO ÓLEO ESSENCIAL DE *Lomatozona artemisiifolia* Baker (ASTERACEAE-EUPATORIEAE)

RESUMO

Prospecção fitoquímica e composição do óleo essencial de *Lomatozona artemisiifolia* Baker (Asteraceae-Eupatorieae) - A espécie *Lomatozona artemisiifolia* Baker pertence a tribo Eupatorieae (Asteraceae). Este gênero é representado por um número limitado de espécies pouco estudadas, distribuídas no centro-oeste principalmente Goiás e Mato Grosso. O objetivo deste estudo foi determinar a composição química do óleo essencial, fornecendo subsídios para a conservação desta espécie. O material vegetal foi coletado na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situado no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD), no estado de Goiás. A coleta foi realizada no início do mês de fevereiro, foram coletadas apenas partes vegetativas. A análise dos óleos essenciais foi realizada no Laboratório de Farmacognosia da Faculdade de Farmácia da Universidade Federal de Goiás. O material vegetal foi submetido à hidrodestilação pelo aparelho tipo Clevenger, onde foi extraída amostra do óleo essencial. A amostra foi acondicionada em vidro âmbar no freezer e o rendimento do óleo essencial foi baixo. A prospecção fitoquímica foi realizada com cerca de 200g de amostra, foi detectada a presença de traços de alcalóides, cumarinas, heterosídeos flavonóides e saponinas. A extração do óleo foi realizada com material vegetal fresco, identificando 21 compostos, os majoritários foram γ - muuroleno com 28,81%, o β -germacreno com 18,23%, cariofileno 12,48%, δ -elemeno 8,61%, δ -careno 7,55%, β -ocimeno 5,94%.

Palavras-chave: Centro-Oeste; clevenger; flavonoides; hidrodestilação; γ - muuroleno.

1. INTRODUÇÃO

Algumas espécies de plantas e microrganismos são capazes de produzir, transformar e acumular inúmeras substâncias que são denominadas de metabólitos secundários, que embora não sejam essenciais para a planta, promovem vantagens para perpetuação da espécie e vantagens para sua sobrevivência (SANTOS, 1999). Esses metabólitos secundários durante muito tempo foram denominados como produtos sem função fisiológica, tendo pequena importância no metabolismo e crescimento da planta (RICHARD *et al.*, 1994). Posteriormente, com investigações aprofundadas, esse conceito se modificou já que esses metabólitos exercem funções relacionadas ao desenvolvimento fisiológico da planta além de mediar interações entre a planta e os outros organismos (SIMÕES *et al.*, 2002), promovendo para a planta proteção contra herbívoros, insetos e patógenos ou contra estresses bióticos e abióticos (JIAN *et al.*, 2005).

Os metabólitos secundários são produzidos geralmente em pequena quantidade e se diferem qualitativamente e quantitativamente entre as espécies, sendo expressão da individualidade química destes (MARTINS *et al.*, 1996). São classificados em três grupos distintos: compostos fenólicos, compostos nitrogenados e terpenóides (TAIZ & ZEIGER, 1998).

Os compostos fenólicos são substâncias aromáticas formadas via rota do ácido chiquímico, os compostos nitrogenados são sintetizados a partir dos aminoácidos e os terpenóides são sintetizados a partir do acetyl CoA, via rota do ácido mevalônico (SANTOS, 1999). Através do metabolismo do acetyl CoA são sintetizados os isoprenóides e os terpenóides que correspondem a segunda classe com maior quantidade de constituintes ativos, como os óleos essenciais (MANN, 1987).

Os óleos essenciais são líquidos oleosos voláteis, provenientes do metabolismo secundário, possuem aroma forte normalmente agradável e são constituídos principalmente de mono e sesquiterpenos e de fenilpropanóides, esses metabólitos conferem suas características organolépticas (FERRI, 1996; BIZZO *et al.*, 2009). Podem ser chamadas de óleos voláteis, etéreos ou essenciais, tendo como principais características a volatilidade e a baixa massa molar. São separáveis pelo arraste a vapor de água e sintetizados em estruturas anatômicas e celulares definidas, como ductos, cavidades e tricomas glandulares (SIMÕES & SPITZER, 1999). Para as plantas, os óleos essenciais são importantes para atração de polinizadores, para repelir insetos, podendo atuar na defesa contra doenças e pragas (PERES, 2004).

A composição química do óleo essencial de uma planta depende da estação de coleta, de condições ambientais, procedimento de extração, condições de armazenamento, extração e podem conter mais de 100 compostos orgânicos (SEVERO *et al.*, 2009).

A concentração, e até mesmo a presença, desses metabólitos secundários são influenciados pelas variáveis ambientais, pela expressão gênica e pelos processos bioquímicos e fisiológicos da planta. Os metabólitos secundários representam uma interface química entre a planta e seu ambiente, sendo assim, a síntese destes é afetada por condições ambientais (KUTCHAN, 2001). A variação da concentração e proporção pode ocorrer em níveis sazonais e diários e ocorrem temporalmente e espacialmente (JAMIESON & BOWERS, 2010; DARROW & BOWERS, 1997). Esses compostos podem ser usados em estudos de quimiosistemática e na química de produtos naturais bioativos (LEITE, 2008).

As plantas da família Asteraceae produzem metabólitos secundários que vão proporcionar uma melhor defesa química e que contribuem para o seu sucesso e sua distribuição cosmopolita (ALMEIDA-CORTEZ *et al.*, 2004). Nas plantas desta família ocorrem com frequência ácidos fenólicos, poliacetilenos, flavonóides, cumarinas, benzofuranos, monoterpenos, diterpenos, triterpenos, sesquiterpenos com destaque para as lactonas sesquiterpênicas (CALABRIA *et al.*, 2009).

Os óleos essenciais presentes nas espécies de Asteraceae têm sido amplamente relatados (CANDAN *et al.*, 2003; SOUZA *et al.*, 2003; CESTARI *et al.*, 2004; CORRÊA *et al.*, 2004; AGOSTINI *et al.*, 2005; CASTRO *et al.*, 2006; BORSATO *et al.*, 2007; FERRONATO *et al.*, 2007; MAIA *et al.*, 2010). Várias espécies de *Baccharis* L.Sect., por exemplo, já foram estudadas, sendo relatado presença de tricomas glandulares pluricelulares na superfície foliar e predominância de compostos monoterpênicos e sesquiterpênicos na composição química dos óleos essenciais (BUDEL *et al.*, 2004; BUDEL & DUARTE, 2007; MOLARES *et al.*, 2009; CARDOSO *et al.*, 2011).

Na tribo Eupatorieae, em todas as inflorescências são encontrados flavonóides. Existem relatos da presença de alcalóides pirrolizidínicos diferentes dos sintetizados pela tribo Senecioneae, que é próxima a tribo Eupatorieae. Nos óleos essenciais podem ser encontrados benzofuranos, responsáveis pelas várias espécies desta tribo serem venenosas. Os sesquiterpenos ocorrem em larga frequência dentro desta tribo, já a presença de monoterpenos na forma de derivados de timol ocorre esporadicamente (KING & ROBINSON, 1987).

Lomatozona artemisiifolia Baker, está incluída na Lista Vermelha da Flora Brasileira, instrumento legal para a proteção de espécies ameaçadas de extinção (NAKAJIMA *et al.*,

2012) e ainda é pouco conhecida sob o ponto de vista fitoquímico. Sendo assim, este trabalho teve como objetivo realizar a prospecção fitoquímica e a composição do óleo essencial, fornecendo subsídios para a conservação desta espécie.

2. METODOLOGIA

2.1 Material Vegetal

O material vegetal foi coletado na Reserva Biológica da Universidade Federal de Goiás “Prof. José Ângelo Rizzo”, situado no Parque Estadual da Serra Dourada (PESD), que se localiza nos Municípios de Mossâmedes, Goiás e Buritis de Goiás. As plantas utilizadas no presente trabalho foram encontradas em fendas de rochas, crescendo sobre fina camada de solo e sob ambiente sombreado nas seguintes coordenadas: S16° 04.701’, W050°11.343’; S16° 04.705’, W050°11.339’; S16° 04.738’, W050°11.583’; S16° 04.682’, W050°11.464’; S16° 04.638’, W050°11.330’.

A coleta foi realizada em fevereiro de 2013, aproximadamente 11h, contendo apenas ramos vegetativos na amostra. Após a coleta, as plantas foram transportadas em embalagens plásticas até o Laboratório de Anatomia Vegetal do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Goiás, onde foram separadas amostras para a extração de óleo essencial e amostras para prospecção fitoquímica.

2.2 Prospecção Fitoquímica

Para a prospecção as plantas foram colocadas em papel perfurado e levadas para estufa de secagem e esterilização modelo 320-SE de circulação mecânica com ventilação forçada a 65 °C para secagem, durante 8 dias, quando atingiram o peso constante e em seguida foram trituradas em moinho de facas. O pó obtido foi devidamente identificado, acondicionado e armazenado até sua utilização nos experimentos.

A prospecção fitoquímica foi realizada no Laboratório de Farmacognosia e Controle de Qualidade de Produtos Naturais da Faculdade de Farmácia da Universidade Federal de Goiás. Através do pó obtido foram realizadas as análises qualitativas para as seguintes classes de metabólitos: alcalóides, heterosídeos antraquinônicos, heterosídeos flavonóides,

heterosídeos digitálicos, heterosídeos saponínicos e taninos, presentes no caule e folhas. Utilizou-se nos experimentos metodologias adaptadas de MATOS (1988) e COSTA (2001). Para prospecção fitoquímica foram obtidos cerca de 200g de material pulverizado.

2.2.1 Reações Utilizadas para Alcalóides

Foram utilizados os reativos iodados que são o reativo de Mayer, reativo de Drangendorff e reativo de Bouchardat. O reativo poli-ácido mineral complexo que é o reativo de Bertrand. E os reativos à base de ácido orgânicos que são o reativo de Hanger e ácido tânico.

2.2.2 Reações Utilizadas para Heterosídeos Antraquinônicos

Foi utilizada solução reagente de amônia.

2.2.3 Reações Utilizadas para Heterosídeos Digitálicos

Após a extração foi realizada a reação de Liebermann-Burchard, Reação de Pesez, Reação de Keller-Kiliani, Reação de Kedde.

2.2.4 Reações Utilizadas para Heterosídeos Flavonóides

Após a extração foram realizadas reações relacionadas com o núcleo fundamental que são: Reação da Cianidina ou Reação de Shinoda, Reação Oxalo-Bórica, Reação com H_2SO_4 concentrado. E as Reações de caracterização de Hidroxilas Fenólicas que são Reação com os Hidróxidos, Reação com o Cloreto de Alumínio e Reação com Cloreto Férrico.

2.2.5 Reações Utilizadas para Heterosídeos Saponínicos

Foram determinados os índices de espuma afrosimétrico ou espumígeno.

2.2.6 Reações Utilizadas para Taninos

Foram realizadas as reações com gelatina, reações com sais de alcalóides, reações com sais metálicos e reação com hidróxido.

2.3 Extração do óleo essencial

2.3.1 Preparação da amostra e extração do óleo essencial

As amostras foram reduzidas com auxílio de tesoura a comprimentos menores, cerca de 2-3 cm de comprimento e submetidas à hidrodestilação direta por arraste de vapor em aparelho tipo Clevenger, por 2 horas. Para extração do óleo essencial foram utilizadas cerca de 140g de material vegetal.

2.3.2 Análise da composição química do óleo essencial

O óleo essencial da espécie *L. artemisiifolia* foi submetido à análise cromatográfica em fase gasosa, acoplada à espectrometria de massas (CG/EM) em aparelho SHIMADZU QP5050A. Os componentes químicos dos óleos essenciais foram identificados por comparação dos espectros de massas e índices de retenção com os presentes na literatura para os componentes mais comuns de óleos essenciais (ADAMS, 2007). Os índices de retenção (IR) foram calculados através da coinjeção de uma mistura de hidrocarbonetos contendo 9 a 22 carbonos em sua molécula e auxílio da equação de Van Den Dool & Kratz (VAN DEN DOOL & KRATZ, 1963):

$$IR = 100 \cdot N \left[\frac{(t_x - t_{n-1})}{(t_n - t_{n-1})} \right] + 100 \cdot C_{n-1}$$

Onde:

$$N = C_n - C_{n-1}$$

C_n = número de carbonos do n-alcano que elui após a substância analisada

C_{n-1} = número de carbonos do n-alcano que elui antes a substância analisada

t_x = tempo de retenção da substância analisada

t_n = tempo de retenção do n-alcano que elui após a substância analisada

t_{n-1} = tempo de retenção do n-alcano que elui antes a substância analisada

3. RESULTADOS

3.1 Prospecção Fitoquímica

Nas análises feitas com a espécie *L. artemisiifolia*, neste estudo, pôde-se constatar a presença de traços de alcalóides, cumarinas, heterosídeos flavonóides e saponinas. O ensaio qualitativo para detecção de alcalóides foi positivo apenas para dois reagentes iodados, o reativo Dragendorff e Bouchardat, os demais reagentes se mostraram negativos ou não sensibilizados. A detecção de cumarina resultou em positiva, pela presença da fluorescência verde-amarelada quando exposta em luz ultra-violeta. Para a detecção de flavonóides todas as reações foram positivas. Para caracterização das saponinas teve um índice de espuma de 100, que é positivo, porém pequeno. Todos os resultados estão expressos no quadro 1.

Quadro 1. Resultados da prospecção fitoquímica realizada nos órgãos vegetativos aéreos e reprodutivos de *L. artemisiifolia* Baker

CLASSE DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS	RESULTADO	MUDANÇA DE COLORAÇÃO
Alcalóides		
1. Reação de Mayer	–	–
2. Reação de Dragendorff	+	Precipitado vermelho tijolo
3. Reação Bouchardat	+	Precipitado marrom-avermelhado
4. Reação Bertrand	–	–
5. Reação Hager	–	–
6. Reação Ac. Tânico	–	–
Cumarinas	+	Fluorescência verde-amarelada
Heterosídeos Antraquinônicos	–	–
Heterosídeos Digitálicos		
1. Reação Liebermann-Burchard	–	–
2. Reação de Pesez	–	–
3. Reação Keller- Kiliani	–	–

4. Reação Kedde	–	–
Heterosídeos Flavonóides		
1. Reação Shinoda	+	Castanho-róseo
2. Reação Oxalo-Bórica	+	Fluorescência amarela
3. Reação Ac. Sulfúrico Concentrado	+	Fluorescência amarela
4. Reação Hidróxidos Alcalinos	+	Verde mudou para amarela
5. Reação Cloreto de Alumínio	+	Fluorescência amarela-verde
6. Reação Cloreto Férrico	+	Castanha
Heterosídeos Saponínicos	+	Índice de espuma= 100
Metilxantinas	–	–
Taninos		
1. Reação Gelatina	–	–
2. Reação Alcalóides (Quinino/Brucina)	–	–
3. Reação Sais Metálicos	–	–
4. Reação Hidróxidos Alcalinos	–	–

3.2 Composição do óleo essencial

Os resultados das análises por cromatografia em fase gasosa acoplada à espectrometria de massas (CG/EM) dos óleos essenciais extraídos de *L. artemisiifolia* encontram-se descritos detalhadamente no quadro 2, com o teor de cada componente expresso em porcentagem.

A composição química do óleo de essencial de *L. artemisiifolia* apresenta monoterpenos hidrocarbonetos, monoterpeno oxigenado, sesquiterpenos hidrocarbonetos, sesquiterpeno oxigenado e sesquiterpeno álcool (Quadro 3), sendo que 26% dos compostos são monoterpenos e 42% são sesquiterpenos. Foram identificados 21 compostos na análise, os compostos majoritários foram γ - muuroleno com 28,81%, o β -germacreno com 18,23%, cariofileno 12,48%, δ -elemeno 8,61%, δ -careno 7,55%, β -ocimeno 5,94%.

Quadro 2. Compostos identificados na amostra de óleo essencial de *L. artemisiifolia* Baker

Pico	Componentes	IR	KI	Teor (%)
1.	δ -careno	994,18	1002	7,55
2.	Felandreno	998,19	1002	0,33
3.	Limoneno	1020,90	1029	0,49
4.	(Z) β -ocimeno	1028,30	1050	0,17
5.	(E) β -ocimeno	1038,71	1050	5,94
6.	γ -terpineno	1049,88	1059	0,47
7.	Terpinoleno	1080,48	1088	0,30
8.	δ -elemeno	1330,81	1338	8,96
9.	Naril acetato	1345,80	1361	0,57
10.	β - elemeno	1384,76	1390	0,67
11.	Cariofileno	1412,47	1419	12,48
12.	γ - elemeno	1425,98	1436	0,41
13.	Aromadendreno	1435,36	1441	0,34
14.	α -humuleno	1446,24	1454	0,92
15.	γ - muuroleno	1474,33	1479	28,81
16.	β -selineno	1478,99	1490	0,92
17.	Isodauceno	1497,49	1500	0,93
18.	α -farneseno	1499,98	1505	0,93
19.	NI	1515,05	-	3,83
20.	β -germacreno	1550,10	1561	18,23
21.	NI	1566,97	-	0,31
22.	Óxido de Cariofileno	1575,00	1583	0,58
23.	NI	1579,59	-	0,46
24.	NI	1585,02	-	0,26
25.	NI	1617,51	-	0,72
26.	Muurolo-4.10(14)- dien-1 β -ol	1621,30	1631	0,29
27.	NI	1628,41	-	0,47
28.	NI	1642,34	-	0,29
29.	NI	1646,46	-	0,35

30.	NI	1873,38	-	2,41
31.	NI	1921,86	-	0,61

* IR- índice de retenção, KI- índice de retenção de Kovats, NI- não identificado.

Quadro 3 – Classes dos componentes do óleo essencial de *L. artemisiifolia* Baker

Classes	Principais Componentes
Monoterpenos Hidrocarbonetos	δ -Careno, felandreno, limoneno, (Z e E) β -ocimeno, γ -terpineno, terpinoleno
Monoterpeno Oxigenado	Neril-acetato
Sesquiterpenos Hidrocarbonetos	δ e β e γ -elemeno, cariofileno, aromandendreno, α -humuleno, γ -muuroleno, β -selineno, isodeuceno, α -farneseno, β -germacreno
Sesquiterpeno Oxigenado	Óxido de cariofileno
Sesquiterpeno álcool	Muurola-4.10(14)-dien-1 β -ol

4. DISCUSSÃO

4.1 Prospecção fitoquímica

4.2

A prospecção fitoquímica busca avaliar a presença de constituintes químicos das espécies ou conhecer estes constituintes. Em espécies que ainda não foram estudadas quimicamente, a prospecção se faz importante para análise preliminar além de indicar os metabólitos secundários relevantes na espécie (SIMÕES *et al.*, 2004). Na família Asteraceae são comumente encontrados poliacetilenos, sesquiterpenos, diterpenos, triterpenos, cumarinas, flavonóides, benzofuranos e benzopiranos (EMERECIANO *et al.*, 1998). As análises feitas com a espécie *Lomatozoma artemisiifolia*, neste estudo, pôde-se constatar a presença de traços de alcalóides, cumarinas, heterosídeos flavonóides e saponinas.

O ensaio qualitativo para detecção de alcalóides foi positivo apenas para dois reagentes iodados, o reativo Dragendorff e Bouchardat. Para o reativo Dragendorff observou-se a formação de precipitado vermelho-tijolo conforme descrito na literatura por COSTA (2001), para o reativo Bouchardat a reação também se mostrou positiva ocorrendo a formação

de precipitado marrom-avermelhado. Os demais reagentes se mostraram negativos ou não sensibilizados. Como os dois reagentes que demonstraram reação positiva, são os reativos mais sensíveis possivelmente há presença de alcalóides na amostra de *L. artemisiifolia*. Mas deve-se considerar a possibilidade de falsos positivos ou a possibilidade de o extrato possuir baixa concentração de alcalóides, incapaz de sensibilizar os demais reagentes.

Para as plantas sua função fisiológica ainda não é bem descrita, mas sua função ecológica está relacionada à proteção contra herbívoros e patógenos (SALISBURY & ROSS, 1991; BARBONI *et al.*, 1994 apud CASTRO *et al.*, 2004) Esses metabólitos estão presentes em outras espécies da tribo Eupatorieae como em *Ageratum conyzoides* (ROGELIO & MIRANDA-PEREDA, 2004).

A reação para caracterização de cumarina resultou em positiva, pois observou-se fluorescência verde-amarelada quando exposta à luz ultravioleta. Isso porque as cumarinas desenvolvem fluorescência azul-brilhante ou verde quando expostas a luz ultravioleta e em solução alcalina, pois ocorre rompimento do anel lactônico desenvolvendo coloração amarela (FALKENBERG *et al.*, 2004). As cumarinas para as plantas agem como estimulantes da germinação (SILVA, *et al.*, 1995 apud Castro *et al.*, 2004). Nas espécies *Mikania glomerata* Sprengel e *Mikania laevigata* Baker, que também são da tribo Eupatorieae, possuem cumarinas (CZELUSNIAK, *et al.*; 2012).

Todas as reações de caracterização de flavonóides foram positivas. Para a Reação de Shinoda a amostra mudou de coloração, adquirindo cor castanho-roseado, nesta reação os derivados flavônicos que possuem cor amarelada reduzem-se e se tornam vermelhos na presença de meio ácido (ZUANAZZI & MONTANHA, 2004). Na Reação Oxalo-Bórica a amostra com presença de flavonóides, formam complexos cromóforos quando expostos com ácido oxálico e ácido bórico e apresentam fluorescência amarelada sob luz ultravioleta (COSTA, 2001). Para as plantas, os flavonóides, são importantes para a pigmentação das flores e frutos, além de atrair polinizadores (CASTRO *et al.*, 2004).

4.2 Análise do óleo essencial

A presença de os óleos essenciais em espécies da família Asteraceae tem sido amplamente relatada (CANDAN *et al.*, 2003; SOUZA *et al.*, 2003; CESTARI *et al.*, 2004; CORRÊA *et al.*, 2004; AGOSTINI *et al.*, 2005; CASTRO *et al.*, 2006; BORSATO *et al.*, 2007; FERRONATO *et al.*, 2007; MAIA *et al.*, 2010). Em várias espécies de *Baccharis* L.Sect., por exemplo são relatados tricomas glandulares pluricelulares na superfície foliar e

predominância de compostos monoterpênicos e sesquiterpênicos na composição química dos óleos essenciais (BUDEL *et al.*, 2004; BUDEL & DUARTE, 2007; MOLARES *et al.*, 2009; CARDOSO *et al.*, 2011).

Os sesquiterpenos podem apresentar estruturas químicas cíclicas e estas substâncias apresentam propriedades biológicas que vão desde a defesa contra herbívoros até informações químicas que auxiliam na interação planta-inseto (CHEN *et al.*, 2003; DEGENHARDT *et al.*, 2003; KESSLER & BALDWIN, 2001).

Vários componentes que foram encontrados na análise do óleo essencial de *L. artemisiifolia* ocorrem em outras espécies da família Asteraceae e já foram estudados. Alguns destes compostos apresentam atividades bioativas, com importância para indústria farmacêutica. De acordo com FERNANDES *et al.* (2007) o cariofileno e o humuleno possuem atividade antiinflamatória e segundo DUARTE (2006), o muuroleno e o germacreno apresentam atividade antimicrobiana. Estudos com cariofileno, que são sesquiterpenos hidrocarbonetos, são usados para perfumaria, produção de sabonetes e indústria cosmética e são encontrados em várias famílias de plantas, principalmente nas plantas usadas na medicina popular (GUENTHER, 1972; WINDHOLZ, 1976). O cariofileno possui principalmente atividade antibacteriana, antiviral, antihelmíntica e antiprotozoário (COSTA, 2006). Algumas espécies da família Lamiaceae, que possuem germacreno na composição do óleo essencial apresentaram ação antibacteriana e fungicida (ALMEIDA *et al.*, 2005) e espécies que contém compostos muuroleno apresentaram atividade alelopática (ALMEIDA *et al.*, 2003).

Algumas espécies da família Asteraceae possuem compostos semelhantes aos encontrados em *L. artemisiifolia*. Estudo com *Calendula officinalis* L. (GAZIM, 2005) mostrou que um dos compostos majoritários é semelhante ao muuroleno. Entre os compostos majoritários encontrados em espécies do gênero *Baccharis* estão o muuroleno, elemeno e cariofileno (FLORÃO, 2006). Entre os compostos majoritários encontrados em *Chamomilla recutita* (L.) Rauschert estão presentes o cariofileno e o careno (BORSATO *et al.*, 2007). Já o estudo com espécies do gênero *Baccharis* do Sul do Brasil, foram encontrados como compostos majoritários E-pineno, limoneno e espatulenol (AGOSTINI, *et al.*, 2005). O estudo realizado com espécies do gênero *Vernonia* mostrou que apenas uma pequena fração é composta por monoterpênicos e a grande maioria são sesquiterpenos hidrocarbonetos e dentre os compostos majoritários aparece o cariofileno (MAIA, *et al.*, 2010), assim como ocorre em *L. artemisiifolia*. Em *Eupatorium polystachyum* DC. foram encontrados entre os compostos majoritários cariofileno e germacreno. Para esta mesma espécie também foi citada a presença

de muuroleno e elemeno em menores concentrações (SOUZA *et al.*, 2007), estes compostos também ocorrem em *L. artemisiifolia*.

O rendimento do óleo essencial de *L. artemisiifolia* foi baixo, aproximadamente 0,053%, e pode ter sido influenciado pela época e horário de coleta e pela fase de desenvolvimento da planta. Apesar da composição química do óleo essencial ser determinada geneticamente, vários fatores ambientais podem gerar variações, tanto no teor, quanto na composição do óleo essencial (SIMÕES & SPITZER, 2004). Dentre esses fatores estão a época do ano que a coleta foi realizada, o horário de coleta e a fase de desenvolvimento em que a espécie se encontra.

A época em que uma droga é coletada é um dos fatores de maior importância para análise da presença de metabólitos secundários, visto que a quantidade e até mesmo a natureza dos constituintes ativos não é constante ao longo do ano (GOBBO-NETO & LOPES, 2007). SILVA *et al.* (2003a) observou que as espécies do Cerrado possui um menor rendimento de óleo essencial no período de seca, entre maio e setembro. Em um estudo realizado com *Lychnophora ericoides* Mart., uma espécie de Asteraceae típica do Cerrado, constatou-se uma diminuição no rendimento do óleo essencial nesse período de seca (CURADO *et al.*, 2006). Por outro lado, as chuvas contínuas podem promover perda de substâncias das folhas de algumas plantas produtoras de óleo essencial (ANGELOPOULOU *et al.*, 2002; GOBBO-NETO & LOPES, 2007).

O aumento da temperatura ao longo do dia leva a diminuição do teor de óleo essencial em algumas espécies devido a volatilização deste (CORREA *et al.* 1994 apud SILVA *et al.* 2003b; SIMÕES & SPITZER, 2004). SILVA *et al.* (2003b) verificou em *Melaleuca alternifolia* Cheel, pertencente a família Myrtaceae, oscilações no teor de óleo essencial devido a variação da temperatura e da umidade ao longo do dia. Portanto é necessário o conhecimento do horário ideal para colheita das plantas para obtenção de maiores teores de princípios ativos.

No período da floração, devido à formação dos botões florais e frutos, há maior consumo de energia podendo levar ao decréscimo no teor de óleo essencial em algumas espécies (WATERMAN, 1993). No estudo realizado por SILVA *et al.* (2003b) verificou-se que no período de julho a setembro houve uma diminuição no teor do óleo essencial atribuído ou a diminuição de temperatura deste período ou a época de floração da espécie.

FONSECA *et al.* (2007) relata o aumento na quantidade de ductos foliares responsáveis pelo armazenamento do óleo essencial à medida que a folha se desenvolve, sendo que o pico de produção de óleo essencial ocorre no período de pré- floração na espécie

Porophyllum ruderale (Jacq.) Cassini. Segundo HARBORNE (1993) após esse período de pré-floração há uma diminuição do teor de óleo das folhas e aumento proporcional de óleo nos botões florais, como forma de defesa da espécie e para favorecer sua propagação. Na espécie *Calendula arvensis* L., as amostras foram coletadas durante a floração na primavera e no inverno e observou-se que o óleo essencial nas duas estações são idênticos qualitativamente, mas em relação ao teor do óleo são diferentes quantitativamente entre as estações. Na primavera (maio) ocorreu aumento de 3 vezes em um determinado composto do óleo essencial, este aumento pode estar associado a proteção da planta e atração de polinizadores durante esta estação (PAOLINI *et al.*, 2010).

Portanto, o óleo essencial das espécies é influenciado pela fase de desenvolvimento, período do ano e horário de coleta do material vegetal. Sendo assim é necessária a análise destes fatores, para padronização do melhor período e horário para obtenção de um maior rendimento e teor de óleo essencial para a espécie em estudo.

5. CONCLUSÕES

Em *Lomatozona artemisiifolia* detectou presença de alcalóides, cumarinas, heterosídeos flavonóides e saponinas.

L. artemisiifolia produz compostos da classe dos monoterpenos e sesquiterpenos.

No óleo essencial foram identificados 21 compostos, sendo os majoritários γ -muuroleno, β -germacreno, cariofileno, δ -elemeno, δ -careno, β -ocimeno, sendo os compostos majoritários, em sua maioria, da classe dos sesquiterpenos.

6. CONCLUSÕES GERAIS

Em *Lomatozona artemisiifolia* ocorrem características comuns à família Asteraceae.

As folhas e o caule possuem alta densidade de tricomas que foram identificados e classificados em oito tipos.

Os órgãos vegetativos aéreos possuem alcaloides, cumarinas, heterosídeos flavonóides e saponinas e os compostos do óleo essencial são predominantemente da classe dos sesquiterpenos.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADAMS, R. P. **Identification of essential oil components by gás chromatography/mass spectroscopy**, 4th Edition. Allured Publ. Corp, Carol Stream. 2007.

AGOSTINI, F.; SANTOS, A. C. A; ROSSATO, M.; PANSEIRA, M.R.; ZATTERA, F.; WASUM, R. & SERAFINI, L.A. Estudo do óleo essencial de algumas espécies do gênero *Baccharis* (Asteraceae) do sul do Brasil. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.15, n.3, p. 215-220, 2005.

ALMEIDA-CORTEZ, J. S.; SHIPLEY, B. & ARNASON, J. Growth and chemical defense in relation to resource availability: tradeoffs or common responses to environmental stress? **Brazilian Journal of Biology**, v.64, n.2, p.187-194, 2004.

ALMEIDA, L. F. R.; DELACHIAVE, M. E. A. & MARQUES, M. O. M. Atividade alelopática de extratos e frações de folhas de *Leonurus sibiricus* na germinação e desenvolvimento inicial de pepino. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v.13, p.351, 2003.

ALMEIDA, L. F. R.; DELACHIAVE, M. E. A. & MARQUES, M. O. M. Composição do óleo essencial de rubim (*Leonurus sibiricus* L. – Lamiaceae). **Revista Brasileira Planta Médica**, v.8, n.1, p. 35-38, 2005.

ANGELOPOULOU, D.; DEMETZOS, C. & PERDETZOGLU, D. Diurnal and seasonal variation of the essential oil labdanes and clerodanes from *Cistus monspeliensis* L. leaves. **Biochemical Systematics and Ecology**, v.30, n.3, p.189-203. 2002.

BARBONI, L.; MANZI, A. BELLOMARIA, B. & QUINTO, A. M. 1994. Apud in: CASTRO, H. G.; FERREIRA, F. A.; SILVA, D. J. H. & MOSQUIM, P. R. **Contribuição ao estudo das medicinais: metabólitos secundários**. 2ed.- Visconde do Rio Branco. 2004.

BIZZO, H. R.; HOVELL, A. M. C. & RESENDE C. M. Óleos essenciais no Brasil: aspectos gerais, desenvolvimento e perspectivas. **Química Nova**, v.32, n.3, p.588-594, 2009.

BORSATO, A.V.; DONI-FILHO, L.; CÔCCO, L.C. & PAGLIA, E. C. Rendimento e composição química do óleo essencial da camomila [*Chamomilla recutita* (L.) Rauschert] submetida à secagem à 70° C. **Ciências Agrárias**, v.28, n.4, p.635-644, 2007.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R. & SANTOS, C. A. M. Morfoanatomia foliar e caulinar de *Baccharis dracunculifolia* DC. Asteraceae. **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.23, p.477-483, 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.723-31, 2007.

CALABRIA, L. M.; EMERENCIANO, V. P.; SCOTTI, M. T. & MABRY, T. J. Secondary Chemistry of Compositae. In: Funk, V. A.; Susanna, A.; Stuessy, T. F. & Bayer, R. J. (eds.). **Systematics, Evolution, and Biogeography of Compositae**. Cap. 5. International Association for Plant Taxonomy, Vienna, 777p., 2009.

CAMPOS, M. G. Flavonóides. In: CUNHA, A. P. **Farmacognosia e fitoquímica**. Lisboa, Calouste Gulbenkian, p.238-289, 2005.

CANDAN, F.; UNLU, M.; TEPE, B.; DAFERERA, D.; POLISSIOU, M.; SÖKMEN, A. & AKPULAT, H.A. Antioxidant and antimicrobial activity of the essential oil and methanol extracts of *Achillea millefolium* subsp. *millefolium* Afan. (Asteraceae). **Journal of Ethnopharmacology**, v.87, p.215–220, 2003.

CARDOSO, M. G.; SOUZA, S. P.; GUIMARÃES, L. G. L.; ANDRADE, J.; MALLETT, A. C. T. & NELSON, D. L. Óleo essencial de *Baccharis tridentata* Vahl: composição química, atividade antioxidante e fungitóxica, e caracterização morfológica das estruturas secretoras por microscopia eletrônica de varredura. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.13, p.456-466, 2011.

CASTRO, D. P.; CARDOSO, M. G.; MORAES, J. C.; SANTOS, N. M. & BALIZA, D. P. Não-preferência de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) por óleos essenciais de

Achillea millefolium L. e *Thymus vulgaris* L. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.8, n.4, p.27-32, 2006.

CASTRO, H. G.; FERREIRA, F. A.; SILVA, D. J. H. & MOSQUIM, P. R. **Contribuição ao estudo das medicinais: metabólitos secundários**. 2ed.- Visconde do Rio Branco, 113p., 2004.

CESTARI, V. M.; SARTI, S. J; WAIB, C. M. & BRANCO JR., A. C. Evaluation of the Potential Insecticide Activity of *Tagetes minuta* (Asteraceae) Essential Oil Against the Head Lice *Pediculus humanus capitis* (Phthiraptera: Pediculidae). **Neotropical Entomology**, v.33, n.6, p.805-807, 2004.

CHEN, F.; THOLL, D.; D'AURIA, J.C. & FAROOQ, A. Pichersky E, Gershenzon J: Biosynthesis and emission of terpenoid volatiles from *Arabidopsis* flowers. **Plant Cell**, v.15, n.2, p.481-494, 2003.

COSTA, A. F. **Farmacognosia**. 3ed. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian. 2001.

COSTA, M.C.C.D. Uso popular e ações farmacológicas de *Plectranthus barbatus* Andr. (Lamiaceae): revisão dos trabalhos publicados de 1970 a 2003. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.8, n.2, p.81-88, 2006.

CORREA JUNIOR, C.; MING, L. C. & SCHEFFER, M. C. 1994. Cultivo de plantas medicinais, codimentares e aromáticas. Funep, 162p. apud in: SILVA, S.R.S; BARBOSA, L. C. A.; DEMUNER, A. J.; ANDRADE, N. J.; NASCIMENTO, E. A. & PINHEIRO, A. L. Análise de constituintes químicos e da atividade antimicrobiana do óleo essencial de *Melaleuca alternifolia* Cheel. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.6, p.63-70, 2003.

CORREA, R. M.; BERTOLUCCI, S. K. V.; PINTO, J. E. B. P.; REIS, E. S. & ALVES, T. L. Rendimento de óleo essencial e caracterização organoléptica de folhas de assa-peixe submetidas a diferentes métodos de secagem. **Ciência e Agrotecnologia**, v.28, n.2, p.339-344, 2004.

CURADO, M. A.; OLIVEIRA, C. B. A.; JESUS, J. G.; SANTOS, S. C.; SERAPHIN, J. C. & FERRI, P. H. Environmental factors influence on chemical polymorphism of the essential oils of *Lychnophora ericoides*. **Phytochemistry**, v.67, p.2363–2369, 2006.

CUNHA, A. P. **Farmacognosia e fitoquímica**. Lisboa, Calouste Gulbenkian. 2005.

CUNHA, A. P.; SALGUEIRO, L.; ROQUE, O. R. Alcalóides com núcleo pirrolizidina. In: Cunha, A. P. **Farmacognosia e fitoquímica**. Lisboa, Calouste Gulbenkian, 226-235p., 2005.

CZELUSNIAK, K. E.; BROCCO, A.; PEREIRA, D. F. & FREITAS, G. B. L. Farmacobotânica, fitoquímica e farmacologia do Guaco: revisão considerando *Mikania glomerata* Sprengel e *Mikania laevigata* Schulyz Bip. ex Baker. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.14, n.2, p. 400-409, 2012.

DARROW, K. & BOWERS, M. D. Phenological and population variation in iridoid glycosides of *Plantago lanceolata* (Plantaginaceae). **Biochemical Systematics and Ecology**, v.25, p.1-11, 1997.

DEGENHARDT, J.; GERSHENZON, J.; BALDWIN, I. T. & KESSLER, A. Attracting friends to feast on foes: Engineering terpene emission to make crop plants more attractive to herbivore enemies. **Current Opinion in Biotechnology**, v.14, p.169-176, 2003.

DUARTE, M. C. T. Atividade antimicrobiana de plantas medicinais e aromáticas utilizadas no Brasil. **MultiCiência**, v.7, p.1-16, 2006.

EMERENCIANO, V. P.; RODRIGUES, G. V.; ALVARENGA, S. A. V.; MACARI, P. A. T. & KAPLAN, M. A. C. Um novo método para agrupar parâmetros quimiotaxonômicos. *Química Nova*, v. 21, n. 2, p.125-129, 1988.

FALKENBERG, M. B.; SANTOS, R. I. & SIMÕES, C. M. O. Introdução à análise fitoquímica. 229-246p. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 5ed. Porto Alegre, Ed. da UFRGS/Ed. da UFSC. 2004.

FERNANDES, E. S.; PASSOS, G. F.; MEDEIROS, R.; CUNHA, F. M.; FERREIRA, J.; CAMPOS, M. M.; PIANOWSKI, L. F. & CALIXTO, J. B. Anti-inflammatory effects of compounds alpha-humulene and (-)-trans-caryophyllene isolated from the essential oil of *Cordia verbenacea*. **Journal of Ethnopharmacology**, v.110, p.323–333, 2007.

FERRI, P. H. Química de produtos naturais: métodos gerais. In: DI STASI, L.C. **Plantas medicinais: arte e ciência** – um guia de estudo interdisciplinar. São Paulo: Fundação Editora Unesp, 129-156 p., 1996.

FERRONATTO, R.; MARCHESAN, E. D.; PEZENTI, E.; BEDNARSKI, F. & ONOFRE, S. B. Atividade antimicrobiana de óleos essenciais produzidos por *Baccharis dracunculifolia* D.C. e *Baccharis uncinella* D.C. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.17, n. 2, p 224-230, 2007.

FLORÃO, A. Avaliação de atividades biológicas de óleos essenciais de quatro espécies de *Baccharis* Asteraceae. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 97f., 2006.

FONSECA, M. C. M.; CASALI, V. W. D. & BARBOSA, L. C. A. Influência da época e do horário de colheita nos teores de óleo essencial e de taninos em couve-cravinho (*Porophyllum ruderale*) (Jacq.) Cassini. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.9, p.75-79, 2007.

GAZIM, Z. C. Determinação qualitativa e quantitativa dos constituintes químicos do óleo essencial de calêndula (*Calendula officinalis* L. Asteraceae) por cromatografia gasosa acoplada a espectrometria de massas (CG/EM) e avaliação da atividade antimicrobiana e condições de plantio. Maringá. Dissertação de Mestrado - Programa de Pós-Graduação em Ciências Farmacêuticas, Universidade Estadual de Maringá, 92p., 2005.

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

GUENTHER, E. **The Essential Oils**. Roberty E. Krieger, Publishing Company Hutington, New York, v.1-6, 1972.

HARBORNE, J.B. **Ecological biochemistry**. 4.ed. London: Academic, 318 p., 1993.

JAMIESON, M. & BOWERS M. D. Iridoid glycoside variation in the invasive plant dalmatian toadflax, *Linaria dalmatica* (Plantaginaceae), and sequestration by the biological control agent *Calophasia lunula* (Noctuidae). **Journal of Chemical Ecology**, v.36, p.70-79, 2010.

JIAN, Z. T.; DAVIS, L. C. & VERPOORTE, R. Elicitor signal transduction leading to production of plant secondary metabolites. **Biotechnology Advances**, v.23, p.283-333, 2005.

KESSLER, A. & BALDWIN, I. T. Defensive function of herbivore-induced plant volatile emissions in nature. **Science**, v.291, p.2141-2144, 2001.

KING, R. M. & ROBINSON, H. The genera of the Eupatorieae (Asteraceae). **Monographs in Systematic Botany**, v.22, p.1-581, 1987.

KUTCHAN, T. M. Ecological arsenal and developmental dispatcher. The paradigm of secondary metabolism. **Plant physiology**, v.125, p.58-60, 2001.

LEITE, J. P. V. Química de produtos naturais: uma abordagem biossintética. In: **Fitoterapia: bases científicas e tecnológicas**. São Paulo: Atheneu. Cap. 3, p.47-98, 2008.

MAIA, A. I. V.; TORRES, M. C. M.; PESSOA, O. D. L.; MENEZES, J. E. S. A.; COSTA, S. M. O.; NOGUEIRA, V. L. R.; MELO, V. M. M.; SOUZA, E. B.; CAVALCANTE, M. G. B. & ALBUQUERQUE, M. R. J. R. Óleos essenciais das folhas de *Vernonia remotiflora* e *Vernonia brasiliiana*: composição química e atividade biológica. **Química Nova**, v.33, n.3, p.584-586, 2010.

MANN, J. **Secondary metabolism**. 2.ed. Oxford: Clarendon, 374 p., 1987.

MARTINS, E. R.; CASTRO, D. M.; CASTELLANI, D. C. & DIAS, J. E. **Plantas medicinais**. Viçosa, MG: UFV, Imprensa Universitária, 220 p., 1996.

MATOS, F. J. A. **Introdução à fitoquímica experimental**. Fortaleza: UFC. 1988.

MOLARES, S.; GONZÁLEZ, S.; LADIO, A & AGUEDA CASTRO, M. Etnobotánica, anatomía y caracterización físico-química del aceite esencial de *Baccharis obovata* Hook. et Arn. (Asteraceae: Astereae). **Acta Botanica Brasílica**, v.23, p.578-589, 2009.

NAKAJIMA, J. N.; JUNQUEIRA, T. V.; FREITAS, F. S. & TELES, A. M. Comparative analysis of red lists of the Brazilian flora: Asteraceae. **Rodriguésia**, v.63, p.39-54, 2012.

PAOLINI, J.; BARBONI, T.; DESJOBERT, J. M.; DJABOU, N.; MUSELLI, A. & COSTA, J. Chemical composition, intraspecies variation and seasonal variation in essential oils of *Calendula arvensis* L. **Biochemical Systematics and Ecology**, v.38, p.865-874, 2010.

PERES, L. E. P. **Metabolismo Secundário**. Piracicaba – São Paulo: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. ESALQ/USP, p. 1-10, 2004.

RICHARD, N.; BENNETT, E. & ROGER, M. Tansley Review No. 72 Secondary metabolites in plant defense mechanism. **New Phytologist**, v.127, p.617-633, 1994.

ROGELIO, M. B. & PEREDA- MIRANDA. Alcalóides pirrolizidínicos. In: Simões, C. M. O.; Schenkel, E. P.; Gosmann, G.; Mello, J. C. P.; Mentz, L. A.; Petrovick, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 5ed. Porto Alegre, Ed. da UFRGS/Ed da UFSC, p.847-868, 2004.

SALISBURY, F. B. & ROSS, C. W. 1991. IN: CASTRO, H. G.; FERREIRA, F. A.; SILVA, D. J. H.; MOSQUIM, P. R. **Contribuição ao estudo das medicinais: metabólitos secundários**. 2ed.- Visconde do Rio Branco. 2004.

SANTOS, R. I. Metabolismo básico de origem dos metabólitos secundários. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMAN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTS, L. A. & PETROVICK, P. R. **Farmacognosia da planta ao medicamento**. Porto Alegre, Florianópolis: Ed. Universidade UFRGS Ed. UFSC, 821p. 1999.

SEVERO, J.; GALARÇA, S. P.; AIRES, R. F.; CANTILLANO, R. F. F.; ROMBALDI, C. V. & SILVA, J. A. Avaliação de compostos fenólicos, antocianidinas, vitamina C e capacidade

antioxidante em mirtilo armazenado em atmosfera controlada. **Brazilian Journal of Food Technology**, v.1, n.1, p.165-69, 2009.

SILVA, F.; SANTOS, R. H. S.; DINIZ, E. R.; BARBOSA, L. C. A.; CASALI, V. W. D. & LIMA, R. R. Teor e composição do óleo essencial de manjeriço (*Ocimum basilicum* L.) em dois horários e duas épocas de colheita. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.6, p.33–38, 2003a.

SILVA, S. R. S.; BARBOSA, L. C. A.; DEMUNER, A. J.; ANDRADE, N. J.; NASCIMENTO, E. A. & PINHEIRO, A. L. Análise dos constituintes químicos e da atividade antimicrobiana do óleo essencial de *Melaleuca alternifolia* Cheel. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.6, p.63-70, 2003b.

SILVA, I.; FRANCO, S. L.; MOLINARI, S. L.; CONEGERO, C. I.; MIRANDA-NETO, M. H., CARDOSO, M. L. C.; SANTANA, D. M. G.; IWANKO, N. S. 1995. IN: CASTRO, H. G.; FERREIRA, F. A.; SILVA, D. J. H. & MOSQUIM, P. R. **Contribuição ao estudo das medicinais: metabólitos secundários**. 2ed.- Visconde do Rio Branco. 2004.

SIMÕES, C. M.O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A. & PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 4ed. Porto Alegre: Universidade UFRS, 833p., 2002.

SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C P.; MENTZ, L. A. & PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 5ed. Porto Alegre, Ed. da UFRGS/Ed. da UFSC. 2004.

SIMÕES, C. M. O. & SPITZER, V. Óleos voláteis. In: Simões, C. M. O. *et al.* **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. Porto Alegre/Florianópolis: Ed. UFRGS/Ed. UFSC. 1999.

SIMÕES, C. M. O. & SPITZER, V. Óleos Voláteis. In: Simões, C. M. O. *et al.* (org.). **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. Porto Alegre/Florianópolis: Ed. UFRGS/Ed. UFSC. 2004.

SOUZA, M. C.; SIANI, A. C.; RAMOS, M. F. S.; MENEZES-DE-LIMA JR, O. & HENRIQUES, M. G. M. O. Evaluation of anti-inflammatory activity of essential oils from two Asteraceae species. **Die Pharmazie - An International Journal of Pharmaceutical Sciences**, v.58, n.8, p.582-586, 2003.

SOUZA, T. J. T.; APEL, M. A.; BORDIGNON, S.; MATZENBACHER, N. I.; ZUANAZZI, J. A. S. & HENRIQUES, A. T. Composição química e atividade antioxidante do óleo volátil de *Eupatorium polystachyum* DC. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.17, n.3, p.368-372, 2007.

TAIZ, L. & ZEIGER, E. **Plant Physiology**. 2.ed. Massachusetts: Sinauer Associates, Inc., Publishers, Sunderland, 792p., 1998.

VAN DEN DOOL, H. & KRATZ, D. J. A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gas-liquid partition chromatography. **Journal of Chromatography**, v.11, p.463-467, 1963.

ZUANAZZI, J. A. S. Flavonóides. In SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. P. C.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 5ed. Porto Alegre, Ed. da UFRGS/Ed da UFSC. 2005.

ZUANAZZI, J. A. S. & MONTANHA, J. A. Flavonóides. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. P. C.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 5ed. Porto Alegre, Ed. da UFRGS/Ed da UFSC, 577-614p., 2004.

WATERMAN, P. G. **Volatile oil crops: their biology, biochemistry and production**. Harlow: Longman Scientific, 1993.

WINDHOLZ, M. **The Merk Index**. 9. ed. New Jersey, 1976.