

ROSANA CRISTINA CARREIRA

***Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae):
estudo comparativo dos óleos voláteis, atividade
biológica e crescimento de estacas de populações
ocorrentes em áreas de Cerrado e Mata
Atlântica**

Tese apresentada ao Instituto de Botânica da
Secretaria do Meio Ambiente, como parte dos
requisitos exigidos para a obtenção do título de
DOUTOR em BIODIVERSIDADE VEGETAL
E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração
de Plantas Vasculares em Análises Ambientais.

SÃO PAULO

2007

ROSANA CRISTINA CARREIRA

***Baccharis trimer* (Less.) DC. (Asteraceae):
estudo comparativo dos óleos voláteis, atividade
biológica e crescimento de estacas de populações
ocorrentes em áreas de Cerrado e Mata
Atlântica**

Tese apresentada ao Instituto de Botânica da
Secretaria do Meio Ambiente, como parte dos
requisitos exigidos para a obtenção do título de
DOUTOR em BIODIVERSIDADE VEGETAL
E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração
de Plantas Vasculares em Análises Ambientais.

ORIENTADORA: DRA. LILIAN BEATRIZ PENTEADO Z AidAN

CO-ORIENTADORA: DRA. MARIA CLÁUDIA MARX YOUNG

Aos meus pais, Ilidio e Sônia
à minha irmã, Roberta
ao Paulo, meu esposo
dedico

"Posso ter defeitos, viver ansioso e ficar irritado algumas vezes, mas não esqueço de que minha vida é a maior empresa do mundo. E que posso evitar que ela vá a falência.

Ser feliz é reconhecer que vale a pena viver, apesar de todos os desafios, incompreensões e períodos de crise.

Ser feliz é deixar de ser vítima dos problemas e se tornar um autor da própria história. É atravessar desertos fora de si, mas ser capaz de encontrar um oásis no recôndito da sua alma. É agradecer a Deus a cada manhã pelo milagre da vida.

Ser feliz é não ter medo dos próprios sentimentos. É saber falar de si mesmo. É ter coragem para ouvir um 'não'. É ter segurança para receber uma crítica, mesmo que injusta.

Pedras no caminho? Guardo todas, um dia vou construir um castelo..."

(Fernando Pessoa)

Agradecimentos

Já se passaram nove anos desde o primeiro dia que cheguei ao Instituto de Botânica para fazer um estágio de Iniciação Científica com bolsa do PIBIC-CNPq, na Seção de Fisiologia e Bioquímica de Plantas. Conheci muitos pesquisadores e estagiários. É bem provável que esqueça de muitas pessoas que fizeram diferença na minha vida.

É inegável que meus agradecimentos ao “seu Ilidio” e à “dona Sônia” venham acima de qualquer outro agradecimento. Além de serem pais incríveis, firmes, batalhadores e persistentes, foram os que mais sofreram com minha ausência nesses nove anos. Minha irmã Roberta e meu esposo Paulo, vêm logo em seguida, não menos importantes.

A única pessoa que me acompanhou de perto nesses anos, foi minha orientadora, Dra. Lilian B.P. Zaidan. Agradeço pela oportunidade, orientação, ensinamentos e incentivos. Também, pela confiança e amizade em todas as fases da minha vida profissional e pessoal.

À minha co-orientadora, Dra. M. Cláudia M. Young, que desde 2001 me concedeu a oportunidade de trabalhar em seus projetos. Agradeço pela amizade, bom humor cativante (em tempos tenebrosos!), convivência diária no laboratório (muitas vezes difícil!), dicas decisivas (e importantíssimas!) na fase final da tese. Nunca esquecerei das inúmeras viagens para coleta e congressos, risadas e tudo o mais.

À minha amiga PqC MSc. Vanessa Rebouças dos Santos, que se tornou minha irmã de coração e confidente nesses últimos anos. Agradeço sua amizade incondicional em todos os momentos.

Às minhas amigas, Prof^a MSc. Ana Maria Baroni e Dra. Márcia D. dos Santos por serem tão queridas, companheiras e por aceitarem (a muito contra-gosto) minha ausência acentuada nesses últimos meses.

Ao biólogo Marcos E.L. Lima, pela agradável convivência nas viagens de coleta e nos congressos desde 2001. Obrigada pela amizade, risadas, confidências, lágrimas e por agüentar, com distinção e louvor, minha chatice e implicância. Agradeço pelos dias incríveis durante o Congresso em Montevideú e por conduzir os testes de atividade antimicrobiana.

Ao Dr. Paulo R. H. Moreno, amigo, colaborador e coordenador do “Biota Cheiroso”. Agradeço pelos bons anos de convivência, sobrevivência nas coletas e dicas preciosas na redação da tese. Pela hospedagem na casa de seus pais (maravilhosos!) em Canoas (RS), “meio caminho andado” para Montevideú. E na volta, por proporcionar um Oásis (RS) e dunas em plena praia. Nunca esquecerei o “Clube da Asa” em Paranapiacaba!!

À MSc. Amanda de Souza, pela sua amizade. Pela companhia sobrevivente de “pirambas” em Caraguatatuba e Paranapiacaba e pela ajuda impecável no CG.

Ao farmacêutico MSc. Elvis M. Aquino pela amizade, incrível criatividade, alegria, competência e firmeza em seus propósitos. Pela oportunidade rara de convivência em Montevideú e em muitas coletas.

À farmacêutica/Dra./pós doc Elaine C. Lopes e à PqC Dra. Luce M.B. Torres pela agradável convivência e amizade nesses últimos anos, inclusive em congressos.

Aos biólogos Michele, Aílton, Edvaldo e Rodrigo, pela amizade, companhia alegre e cativa no bandeirão do IBt.

À Dra. Andrea M. Spessoto, MSc. Mariana R. Fantinati, MSc. Monalisa E.C. Nascimento, Dra. Luciana C. Brito, MSc. Adriana Pugliese e MSc. Roberto Adati, pela recente amizade e agradável companhia.

Aos biólogos Fabiano Brumatti e Anderson Parrudo pela ajuda com o CG/MS e às mestrandas Ludmila Raggi e Cynthia Murakami por realizarem os testes de atividade antifúngica.

Às funcionárias da Seção de Fisiologia e Bioquímica de Plantas, Helena C. Leite, Mary Monteiro e Sirlei A. Cardoso, pela amizade e convivência nesses anos.

Ao chefe da Seção de Sub Frota do Instituto de Botânica, José R. Morelli (Zé Roberto) e os motoristas Aliomar O. Gomes (Mazinho), Luiz G. Zanqueta Batista (Zanqueta), Wilson F. da Silva (Will) e Geraldo M. de Souza Filho (Geraldinho) por nos conduzir às boas viagens a Mogi Guaçu, Paranapiacaba e muitas outras.

Ao chefe da RBEE de Mogi Guaçu, MSc. João Giudice Neto por fornecer gentilmente os dados meteorológicos e por permitir nossa estadia durante as coletas. Aos funcionários da Reserva pela ajuda na coleta das plantas.

À Dra. Rosângela S. Bianchini e MSc. Elisabete Lopes, ex-chefes da RBAS de Paranapiacaba, por permitir a coleta das plantas de *B. trimera*. Aos eternos funcionários da Reserva Victor e Dorival pela ajuda nas coletas das plantas.

À Fernanda Celestini e Edneusa da Silva Calzolari, secretárias administrativas do Departamento de Meio Ambiente da Indústria Solvay Indupa do Brasil, S.A., pelo fornecimento dos dados meteorológicos da região de Paranapiacaba, Santo André.

Aos membros da CCPG: Dras. Sonia M.C. Dietrich, Solange C. Mazzoni-Viveiros, Iracema Shoenlein-Crusius, Maria Angela M. de Carvalho, Gerlene L. Esteves, Silvia M.P.B. Guimarães, Maria Amélia V. Cruz Barros, Dr. Marcelo P. Marcelli e mestrando Kleber R. S. Santos, pela agradável convivência nas reuniões da CCPG, onde aprendi muito no ano que fui representante discente da Área de Vasculares. E se pudesse, juro que ficaria mais um ano!

Um agradecimento especial às Dras. Maria Luiza F. Salatino (IB – USP), Angela M. Ladeira (Seção de Fisiologia e Bioquímica – IBt) e Luciana H. de Carvalho (Seção de Fisiologia – IBt), pelas valiosas sugestões no exame qualificação.

Ao Dr. Cláudio J. Barbedo (Seção de Sementes e Melhoramento Vegetal - IBt) pela paciência e ajuda mais que necessária nas análises estatísticas.

À Márcia R. Ângelo (Marcinha), secretária da pós graduação tão querida, pela amizade, competência e paciência com tantos alunos.

Aos funcionários do Instituto de Botânica que contribuíram indiretamente para a realização deste trabalho: Célio da Seção de Patrimonial; à Sueli, Jeferson e Maria Helena da Biblioteca, à Rosalina, Maria e Sirléia do Xerox; à Nilcéia da Finanças.

À CAPES, pela concessão da bolsa de doutorado e à PROAP-CAPES, que financiou a maior parte das minhas inscrições nos congressos e as análises de solo de Mogi Guaçu e Paranapiacaba.

Índice

1. Introdução Geral	1
2. Objetivo Geral	24
3. Capítulo 1 - Variação sazonal da composição química e da atividade biológica de óleos voláteis de duas populações de <i>Baccharis trimera</i> (Less.) DC. (Asteraceae) ocorrentes no estado de São Paulo	25
Abstract	26
Resumo	26
Introdução	27
Material e Métodos	29
Resultados	33
Discussão	50
Literatura Citada	54
4. Capítulo 2 – Potencial alelopático de extratos aquosos de duas populações de plantas de <i>Baccharis trimera</i> (Less.) DC. (Asteraceae)	64
Abstract	65
Resumo	65
Introdução	66
Material e Métodos	68
Resultados	70
Discussão	87
Literatura Citada	94
5. Capítulo 3 – Desenvolvimento de estacas de plantas de <i>Baccharis trimera</i> (Less.) DC. (Asteraceae) e composição química dos óleos voláteis, sob fotoperíodos controlados	102
Abstract	103

Resumo	103
Introdução	104
Material e Métodos	106
Resultados e Discussão	108
Literatura Citada	123
6. Capítulo 4 – Óleos voláteis do gênero <i>Baccharis</i> L. (Asteraceae): uma revisão	131
Resumo	132
Abstract	132
Introdução	134
Aspectos biológicos e medicinais	135
Óleos Voláteis	136
Métodos de Extração	138
Rendimento e caracterização química dos óleos voláteis	139
Atividades Biológicas	142
Conclusões	144
Referências Bibliográficas	145
7. Discussão Geral	158
8. Conclusões	163
9. Literaturas Citadas na Introdução Geral e Discussão Geral	165
10. Resumo	187
11. Abstract	189

1. Introdução Geral

O uso de plantas com fins medicinais no tratamento, cura e prevenção de doenças é quase tão antigo quanto a espécie humana. Ainda hoje nas regiões mais pobres do país e até mesmo nas grandes cidades brasileiras, plantas medicinais são comercializadas em feiras livres e mercados populares (Maciel *et al.* 2002). Observações sobre o uso e a eficácia de plantas medicinais, comprovados pela população, contribuem de forma significativa para divulgar as virtudes terapêuticas dos vegetais, pelos efeitos medicinais que produzem, apesar da maioria das plantas não terem seus constituintes químicos conhecidos. Dessa forma, usuários de plantas medicinais de todo o mundo, e sobretudo dos países em desenvolvimento, mantêm a prática do consumo de fitoterápicos, tornando válidas as informações terapêuticas que foram sendo acumuladas durante séculos (Maciel *et al.* 2002, Veiga Jr. *et al.* 2005). O uso popular de medicamentos ou fórmulas medicamentosas que empregam extratos totais ou parcialmente purificados, infusões ou destilados representam parcela significativa no tratamento de doenças, principalmente em países em desenvolvimento onde reside 80% da população mundial (Balandrin *et al.* 1985).

Muitas vezes, as supostas propriedades farmacológicas atribuídas às plantas medicinais não possuem validade científica por não terem sido investigadas, ou por não terem tido suas ações farmacológicas comprovadas em testes pré-clínicos ou clínicos (Veiga Jr. *et al.* 2005). A opção da população de baixa renda por produtos obtidos de fontes naturais, devido principalmente ao alto custo dos medicamentos alopáticos e seus efeitos colaterais, tem contribuído para o aumento da demanda por produtos medicinais com alta qualidade (Phillipson 2003). Este tipo de cultura aponta para estudos em áreas multidisciplinares como, por exemplo, a botânica, a farmacologia e a fitoquímica que, juntas, enriquecem o conhecimento sobre uma inesgotável fonte medicinal natural: a flora mundial (Maciel *et al.* 2000).

As florestas tropicais contêm mais da metade das espécies de plantas, estimadas por alguns autores, em cerca de 500.000. Menos de 5% têm sido estudadas pelo seu potencial medicinal e uma porcentagem ainda menor foi avaliada sob aspectos biológicos (Conte 1996, Cechinel Filho & Yunes 1998). O número de constituintes químicos ativos das espécies tropicais é de três a quatro vezes maior que nas plantas que habitam climas temperados (Rodriguez & West 1995). O Brasil abriga aproximadamente 30% das florestas tropicais do planeta, com 40 mil a 200 mil espécies vegetais, das quais em torno de 10 mil têm efeitos medicinais (Cechinel Filho & Yunes 1998). Aproximadamente 22% de todas as Angiospermae estão distribuídas principalmente na Mata Amazônica, na Mata Atlântica e no Cerrado. Desse modo, o Brasil possui uma flora riquíssima, considerada uma fonte inesgotável de metabólitos secundários de interesse (Gottlieb *et al.* 1996), mas com exceção da Amazônia, poucos estudos em plantas com propriedades medicinais têm sido realizados com a flora da Mata Atlântica, Caatinga, Pantanal e Cerrado (Vieira *et al.* 1999).

O Bioma Mata Atlântica, no ano de 2000, foi considerado um “hotspot” para a conservação da biodiversidade mundial (Myers *et al.* 2000). Nesse bioma, restam menos de 5% da vegetação original, em fragmentos dispersos (Tabarelli *et al.* 1999). O Bioma Cerrado cobria cerca de 23% da superfície do Brasil, e era a segunda maior formação vegetal brasileira, após a Floresta Amazônica (Ratter *et al.* 1997). Sua vasta extensão, aliada ao contato e conseqüente troca de espécies com outros biomas, propiciam ao Cerrado uma alta biodiversidade, estimada atualmente em 1/3 da biota brasileira e 5% da fauna e flora mundiais (Alho & Martins 1995). Dados recentes mostram que o Cerrado ocupa menos de 7% de sua extensão original brasileira e menos de 1% da área do estado de São Paulo (Kronka *et al.* 1998; Durigan *et al.* 2003).

A população que habita áreas de Mata Atlântica e de Cerrado faz uso das plantas que ali ocorrem para o tratamento de muitas doenças tropicais, incluindo esquistossomose, leishmaniose, malária e infecções por fungos e bactérias, entre outras (Grandi *et al.* 1989,

Hirschmann & Arias 1990, Martins *et al.* 1994, Alves *et al.* 2000, Begossi *et al.* 2002, Gazzaneo *et al.* 2005). A elevada incidência de doenças tipicamente tropicais e o escasso conhecimento do potencial medicinal da flora dessas regiões têm levado muitos pesquisadores a realizarem levantamentos das plantas referidas como medicinais pela população, como nos trabalhos de Hanazaki *et al.* (1996), Figueiredo *et al.* (1997), Macedo *et al.* (1997), Alves *et al.* (2000), Parente & Rosa (2001), Amorozo (2002), Begossi *et al.* (2002), Di Stasi *et al.* (2002), Agripino *et al.* (2004), Albuquerque *et al.* (2005) e Gazzaneo *et al.* (2005).

De acordo com a Organização Mundial de Saúde, uma planta medicinal pode ser definida como qualquer vegetal que produza, em quantidade considerável, substâncias biologicamente ativas utilizadas com fins terapêuticos ou que sejam precursoras de fármacos semi-sintéticos (Castro *et al.* 2004a). As plantas produzem inúmeros compostos, parte deles fundamentais para a manutenção do metabolismo celular, como açúcares, aminoácidos, ácidos graxos, nucleotídeos e polímeros derivados (polissacarídeos, proteínas, lipídeos, RNA e DNA), que constituem o metabolismo primário, essenciais para a sua sobrevivência (Castro *et al.* 2004). Segundo Balandrin *et al.* (1993) o metabolismo primário refere-se a todos os processos bioquímicos envolvendo reações, designadas como anabólicas ou catabólicas, que resultam nos processos de assimilação, respiração, transporte e diferenciação. As plantas são capazes de produzir, transformar e acumular inúmeras outras substâncias, não necessariamente relacionadas de forma direta à manutenção do metabolismo celular. Essas substâncias fazem parte do metabolismo secundário, cuja produção e acúmulo estão restritos a certos grupos taxonômicos, com bioquímica e metabolismo específicos e únicos, caracterizando-se como elementos de diferenciação e especialização (Wink 1990).

Há três principais vias de síntese dos metabólitos secundários: ácido chiquímico (precursor de vários compostos aromáticos), acetato (precursor de ácidos graxos, polifenóis, isoprenos, prostaglandinas, etc.) e aminoácidos (precursor de alcalóides) (Mann 1987, Castro *et al.* 2004). As rotas metabólicas estão sob o controle da constituição genética do organismo.

As rotas que originam os metabólitos secundários são estimuladas durante estádios particulares de desenvolvimento do vegetal, ou durante períodos de estresse, ou de fatores ambientais que interferem na produção desses compostos (Street & Cockburn 1972, Gottlieb *et al.* 1996). Durante muito tempo, os metabólitos secundários foram considerados como resíduos do metabolismo vegetal, com estruturas químicas de interesse. Atualmente, sabe-se que muitas dessas substâncias estão diretamente envolvidas nos mecanismos que permitem a adequação das plantas ao seu habitat (Santos 2004).

As plantas estão continuamente expostas a diversos organismos potencialmente patogênicos, como vírus, bactérias, protozoários, fungos e nematóides, que dispõem de várias estratégias ofensivas para infectá-las; em contrapartida, as plantas possuem diversos mecanismos de defesa (Benhamou 1996). O aparecimento de metabólitos biologicamente ativos na natureza, segundo Rhodes (1985), é determinado por necessidades ecológicas e possibilidades biossintéticas. A co-evolução de plantas, insetos, microorganismos e mamíferos conduz à síntese de metabólitos secundários. Já foram reconhecidas como funções ecológicas desses compostos, por exemplo, a defesa contra herbívoros e microorganismos, a proteção contra raios ultravioleta (UV), a atração de polinizadores e de animais dispersores de sementes (Wink 1990), bem como sua participação em respostas de alelopatia (Harbone 1988). Assim, os metabólitos secundários, por serem fatores de interação entre organismos, freqüentemente apresentam atividade biológica contra insetos, fungos, bactérias e organismos patogênicos em geral, principalmente nos ambientes tropicais e equatoriais, que têm elevada biodiversidade de microorganismos, insetos e outros animais (O'Neil & Lewis 1993).

As plantas são importantes fontes de alimentos por serem constituídas de carboidratos e proteínas e, como são organismos sésseis, desenvolveram estratégias que incluem a produção de substâncias indigestas e venenosas, para se protegerem de seus predadores. Metabólitos secundários, como alcalóides, isoprenóides e fenilpropanóides, podem ser considerados pesticidas naturais que protegem as plantas contra herbívoros e

microorganismos patogênicos. Em muitas plantas, esses pesticidas naturais somam 10% da matéria seca (Heldt 1997). Até recentemente, entre 10 e 15% das espécies de Angiospermas foram investigadas de maneira sistemática quanto à química e à atividade biológica de seus metabólitos secundários (Kinghorn & Kennely 1995).

Os terpenos, sintetizados pelas plantas medicinais e aromáticas, estão entre os compostos responsáveis pela maioria dos tipos de atividade biológica e, em geral, fazem parte dos óleos voláteis. Sua abundância, acessibilidade e facilidade de isolamento, além da sua composição relativamente simples, motivaram o seu estudo desde o final do século XIX (Geissman & Crout 1969). Os óleos voláteis são misturas complexas que podem conter cerca de 100 compostos. Seus constituintes podem pertencer às mais diversas classes de compostos, porém os terpenos e os fenilpropanóides são os mais comumente encontrados. Os terpenos são derivados da condensação de um número variável de unidades pentacarbonadas, denominadas unidades isoprênicas. A unidade isoprênica (C_5 , figura 1), por sua vez, origina-se do ácido mevalônico (Mann 1987, Breitmaier 1999) e fosfato de metil eritritol (Lichtenthaler *et al.* 1997, Zeidler *et al.* 1997). Esses compostos são classificados de acordo com o seu número de unidades isoprênicas (u.i.): monoterpenos (C_{10} , duas u.i.), sesquiterpenos (C_{15} , três u.i.), diterpenos (C_{20} , quatro u.i.), sesterpenos (C_{25} , cinco u.i.), triterpenos (C_{30} , seis u.i.) e tetraterpenos (C_{40} , oito u.i.), predominando a condensação cabeça-cauda (figura 1).

Os compostos terpênicos mais freqüentes nos óleos voláteis são os monoterpenos (figura 2), que correspondem a aproximadamente 90% dos óleos voláteis, e os sesquiterpenos (figura 3). A volatilidade de alguns terpenos faz com que sejam facilmente perceptíveis no aroma das plantas e são extraídos pela destilação de órgãos vegetais. Em geral, os sesquiterpenos são menos voláteis que os monoterpenos, mas podem influenciar sensivelmente o odor dos óleos em que ocorrem (Mann 1987, Loaysa *et al.* 1995).

Os constituintes dos óleos voláteis variam desde hidrocarbonetos terpênicos, álcoois simples e terpênicos, aldeídos, cetonas, fenóis, ésteres, éteres, óxidos, peróxidos, furanos, ácidos orgânicos, lactonas e cumarinas, até compostos com enxofre. Na composição do óleo, tais compostos apresentam-se em diferentes concentrações, sendo um deles o componente majoritário; outros aparecem com teores menores e alguns, em baixíssimas quantidades, apenas traços (Simões & Spitzer 2003).

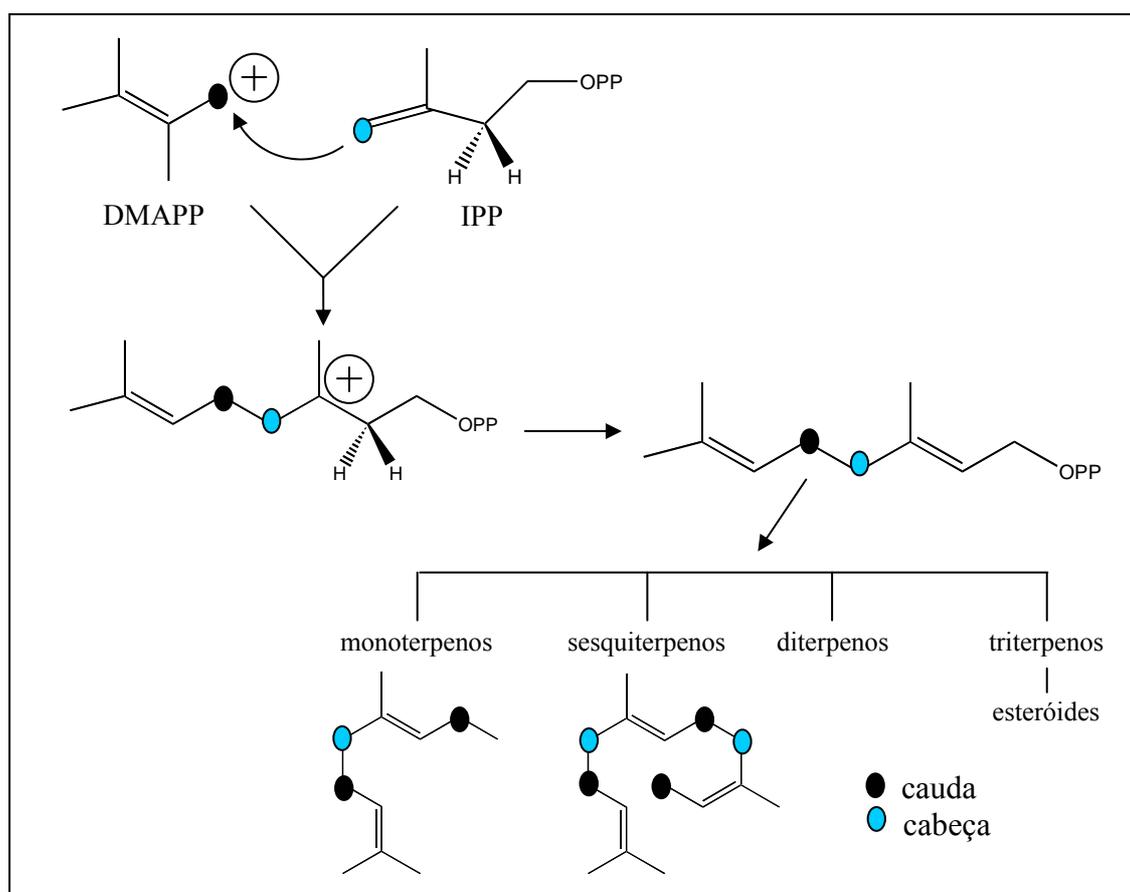


Figura 1. Formação cabeça-cauda dos esqueletos carbonados dos monoterpenos e sesquiterpenos, constituintes majoritários dos óleos voláteis (modificado de Simões & Spitzer 2004). DMAPP = purofosfato de dimetilalila; IPP = purofosfato de isopentenila.

Os óleos voláteis são solúveis em solventes orgânicos apolares. Em água, a solubilidade é limitada, mas suficiente para aromatizar soluções aquosas. Outras características são: sabor (geralmente ácido e picante), cor (incolores ou ligeiramente

amarelados) e baixa estabilidade principalmente na presença de ar, luz, calor, umidade e metais. A maioria dos óleos voláteis tem índice de refração específico e são opticamente ativos, propriedades estas usadas na identificação e no controle da qualidade (Simões & Spitzer 2003).

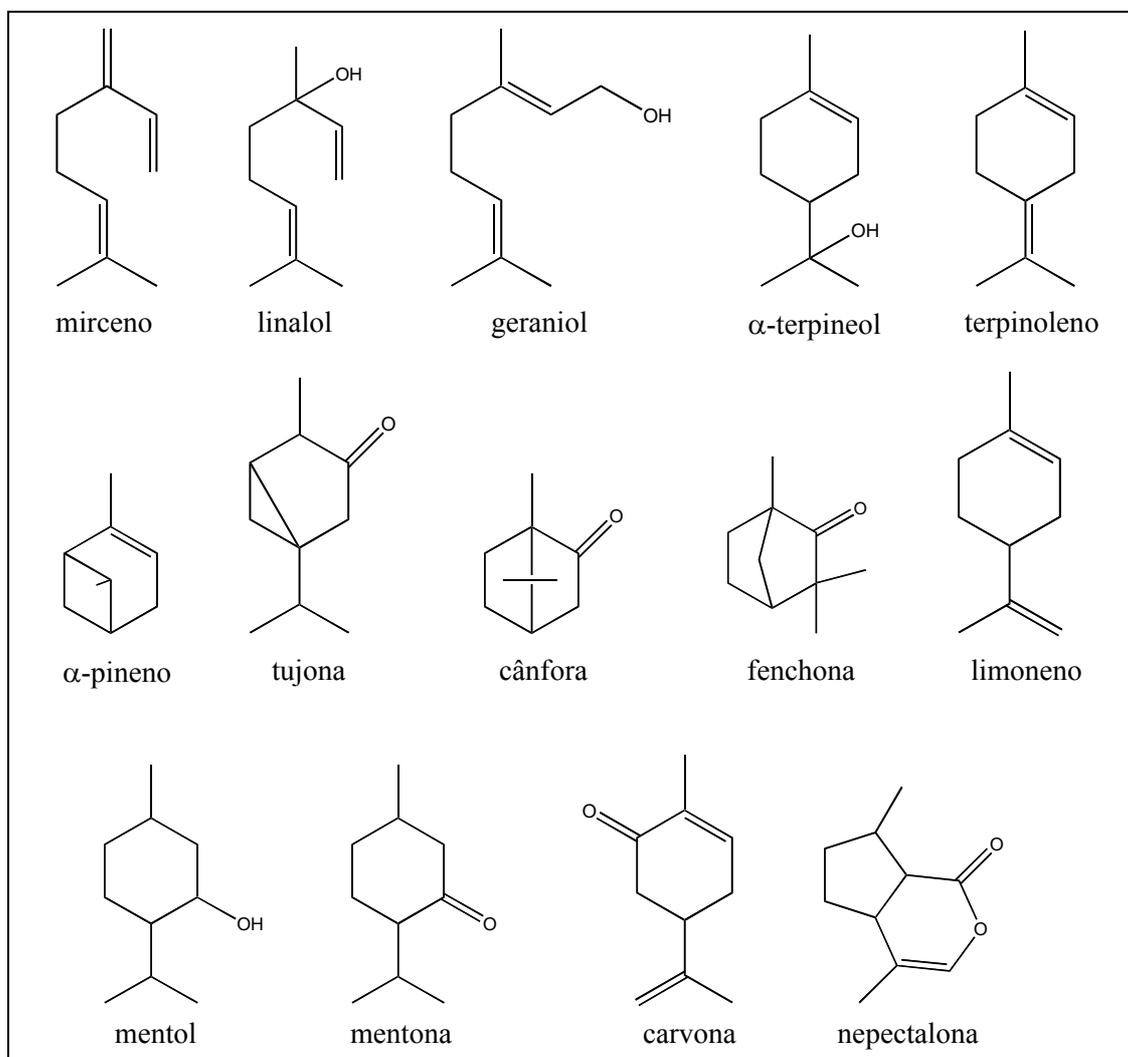


Figura 2. Alguns compostos monoterpênicos de ocorrência em óleos voláteis (modificado de Simões & Spitzer 2004).

Industrialmente, os óleos voláteis são utilizados para conferir aroma e odores especiais a produtos alimentícios e de perfumaria (Craveiro *et al.* 1981). As perspectivas comerciais de utilização desses óleos são excelentes diante das restrições ao uso de aromatizantes artificiais

(Silva *et al.* 2003). Além disso, têm papel ecológico, especialmente como inibidores da germinação, na proteção contra perda de água e aumento da temperatura, na atração de polinizadores, na defesa contra herbívoros e como reguladores de decomposição da matéria orgânica no solo (Craveiro & Machado 1986, Deans & Waterman 1993). Efeitos alelopáticos têm sido registrados na presença dos óleos voláteis de *Eucalyptus globulus*, *E. camaldulensis*, *Artemisia absinthium*, *A. californica*, *Sassafras albidum* e *Salvia leucophylla*. Os compostos responsáveis pela resposta de alelopatia seriam o 1,8-cineol, a cânfora, a α -tujona e a isotujona (Harbone 1988).

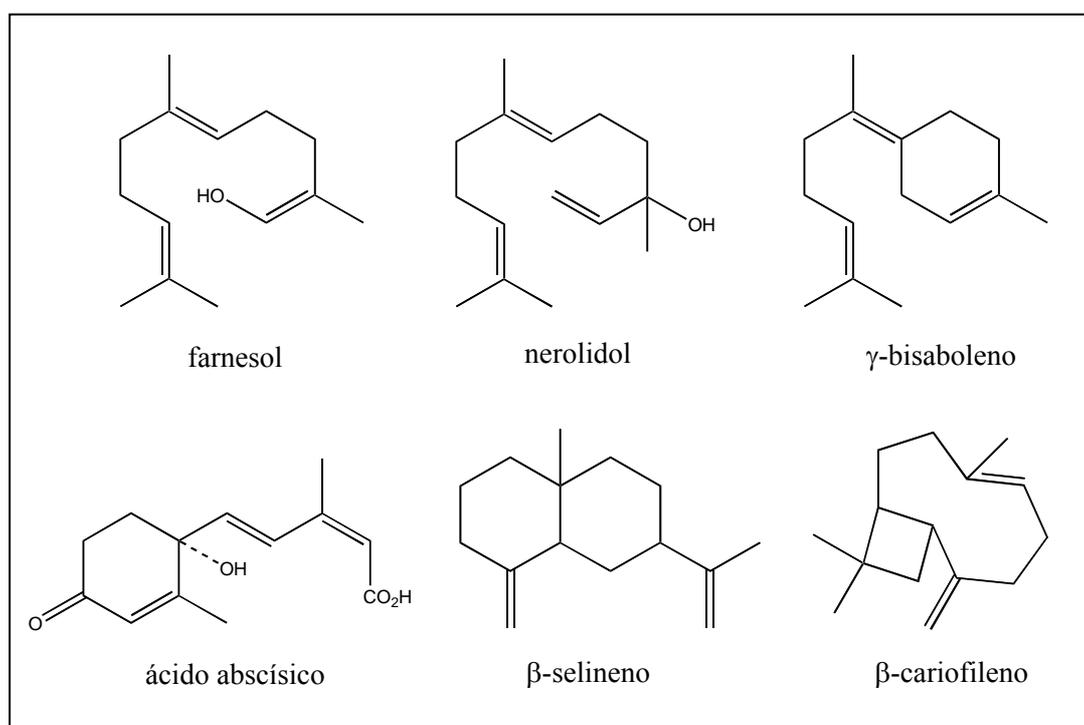


Figura 3. Alguns compostos sesquiterpênicos de ocorrência em óleos voláteis (modificado de Simões & Spitzer 2004).

Estudos sobre a avaliação da atividade biológica dos óleos voláteis de algumas espécies de plantas medicinais têm revelado que algumas delas exibem atividades de interesse, como ação inseticida (Kambu *et al.* 1982), antibacteriana e antifúngica (Lemos *et al.* 1990, Ferdous *et al.* 1992, Faouzia *et al.* 1993, Demetzos *et al.* 1997), antinociceptiva

(Santos *et al.* 1998, Souza *et al.* 1998), espasmolítica (De La Puerta & Herrera 1995, Mazzati *et al.* 1998) e antiplasmódica (Benoit-Vical *et al.* 2001). De acordo com Bhavanani & Ballow (1992), cerca de 60% dos óleos voláteis já ensaiados possuem propriedades antifúngicas e 35% exibem propriedades antibacterianas. Pesquisas sobre caracterização química e descrição de atividades biológicas atribuem os efeitos dos óleos voláteis principalmente aos compostos majoritários (Lopes *et al.* 1999), porém van Zyl *et al.* (2006) apontam que todos os compostos dos óleos podem interagir de maneira complexa, o que poderia refletir na atividade biológica.

Os fungos que entram em contato com o ser humano e animais, além das plantas, podem causar danos, que podem variar de micoses superficiais benignas até micoses mais severas (Hazen 1995). Espécies de *Candida* e *Criptococcus* são reconhecidas como as leveduras mais usualmente envolvidas na etiologia de infecções micóticas. A candidíase caracteriza-se como a infecção fúngica mais comum, sendo *C. albicans* seu agente etiológico mais freqüente (Lima *et al.* 2006). As infecções fúngicas geralmente são de difícil tratamento, fato intrinsecamente relacionado à aquisição por parte de seus agentes etiológicos de resistência frente à ação de antifúngicos sintéticos (Rahalison *et al.* 1994, Araújo *et al.* 2004). Alguns estudos da atividade antifúngica de óleos voláteis de plantas nativas brasileiras (Costa *et al.* 2000, Souza *et al.* 2001, Oliveira *et al.* 2004, Sartoratto *et al.* 2004) mostraram que a maioria dos óleos voláteis testados inibiu consideravelmente o crescimento de *Candida albicans* e de outros fungos testados.

Alguns autores consideram as técnicas de bioautografia uma das mais importantes para a detecção de substâncias antifúngicas (Betina 1973). De acordo com Homans & Fuchs (1970), a nebulização direta de cromatoplasmas contendo extratos vegetais ou substâncias ativas com uma suspensão de esporos de fungos é a técnica mais útil, fácil e rápida para detecção de substâncias fungitóxicas, pois permite a visualização dos resultados em poucos dias, com um mínimo de influência externa.

Já as bactérias Gram-positivas e Gram-negativas respondem diferentemente à ação dos óleos voláteis, sendo as Gram-negativas, geralmente, as menos suscetíveis. As bactérias desse grupo possuem uma membrana externa com superfície hidrofílica, devido à presença de moléculas de lipopolissacarídeos que atuam como barreira à penetração de macromoléculas, além de compostos hidrofóbicos. É por essa razão que as bactérias Gram-negativas são relativamente resistentes a antibióticos hidrofóbicos e drogas tóxicas (Nikaido & Vaara 1985). Muitos óleos voláteis foram testados e apresentaram respostas variáveis, dependendo da bactéria utilizada, como demonstrado por Onawunmi *et al.* (1984), Hinou *et al.* (1989), Hammerschmidt *et al.* (1993), Carson & Riley (1995), Nenoff *et al.* (1996), Hammer *et al.* (1999), Dorman & Deans (2000), Cimanga *et al.* (2002), Sartoratto *et al.* (2004), van Zyl *et al.* (2006), entre outros.

A atividade biológica dos óleos voláteis de plantas de uma mesma espécie pode variar consideravelmente. Populações de uma mesma espécie vegetal que ocorrem ao longo de um gradiente ambiental, por exemplo, variam também quanto à sua constituição genética e fisiologia; embora classificadas como uma mesma espécie, podem responder de modo muito diferente a um dado grau de tensão ambiental. Temperatura e luminosidade afetam profundamente os níveis e a composição dos óleos voláteis (Dudai *et al.* 1992). Além disso, Dudai *et al.* (1992) mostraram que o rendimento e a composição química dos óleos voláteis variaram consideravelmente com as estações do ano. Portanto, a diversidade genética envolve, também, o metabolismo dos organismos e seus produtos (Pires & Gripp 1988). Em decorrência disto, é comum a denominação de quimiotipos ou raças químicas em populações quimicamente distintas (Gonçalves *et al.* 2003). Sabe-se que a ação da luz pode ser avaliada em termos quantitativos (intensidade luminosa ou densidade de fluxo de fótons) ou qualitativos (espectro da radiação eletromagnética azul e vermelha) e duração (fotoperíodo). No entanto, não está totalmente estabelecido se o efeito da luz é via resposta fotoperiódica,

via fotossíntese, ou ambas (Burbott & Loomis 1967, Clarck & Menary 1980, Duriyaprapan & Britten 1986, Tanaka *et al.* 1989).

Nas respostas fotoperiódicas, a percepção dos sinais luminosos pelas plantas se dá pelos pigmentos do grupo do fitocromo que, por alterar sua fisiologia e bioquímica de acordo com as mudanças ambientais, possibilita sua adaptação (Smith 2000). O comprimento relativo do dia ou da noite fornece uma informação de valor crucial em muitos estádios do desenvolvimento das plantas, como a floração e a dormência (Heide 1993, Partanen *et al.* 1998, 2001, Badeck *et al.* 2004). Efeitos de outros fatores ambientais, como as variações diárias na temperatura, não são excluídos e necessitam ser avaliados para cada espécie e localidade (Rossi *et al.* 2006).

Vários processos fisiológicos podem ser considerados como respostas fotoperiódicas, tais como a síntese de pigmentos, a tuberização, a germinação de sementes, a formação de órgãos de armazenamento, o crescimento vegetativo e a síntese de metabólitos secundários (Câmara 1991; Adams & Langton 2005). Estudos que relacionem níveis de irradiância e fotoperíodo podem ser conduzidos para avaliar a síntese de compostos secundários, como demonstraram Dudai *et al.* (1992), Voirin *et al.* (1994), Fahlén *et al.* (1997), Castro *et al.* (2001), Tegelberg *et al.* (2004) e Santos (2006).

Wu *et al.* (2004) salientaram que o fotoperiodismo é um dos aspectos mais significativos e complexos de interação entre plantas e seu ambiente. Pode ser definido como a resposta das plantas ao comprimento relativo do dia, capacitando os organismos vivos a adaptarem-se às mudanças sazonais. A classificação das plantas de acordo com as respostas fotoperiódicas é usualmente baseada na floração, conforme demonstraram experimentalmente Garner & Allard, na década de 1920. As duas categorias principais de respostas fotoperiódicas são: Plantas de Dia Curto (PDC) e Plantas de Dia Longo (PDL), nas quais a floração só ocorre ou é acelerada, respectivamente, em dias mais curtos ou mais longos, do que um certo número de horas. Ambos os tipos de respostas podem ser qualitativas ou quantitativas em relação ao

comprimento do dia. Além desses dois tipos e das plantas de Dia Neutro (PDN), que são indiferentes às variações de fotoperíodo, poucas espécies de plantas têm necessidades muito específicas em relação ao comprimento do dia; por exemplo, as Plantas de Dia Intermediário (PDI), cuja floração ocorre somente entre limites estreitos do fotoperíodo, e as Plantas Ambifotoperiódicas (PAF), nas quais a floração ocorre somente em dias muito longos ou muito curtos, mas não em um fotoperíodo intermediário (Thomas & Vince-Prue 1997). Contudo, com o avanço das pesquisas, verificou-se que o controle das respostas fotoperiódicas em plantas não é feito durante o período de luz, mas sim no período de escuro (Thomas & Vince-Prue 1997).

Além do controle do processo reprodutivo, o fotoperíodo pode afetar o crescimento vegetativo das plantas. Estudos sobre esse efeito mostraram que, sob condições de dia longo (DL), ocorreu aumento na massa de matéria seca de órgãos aéreos, e esta parece ser uma resposta comum nas plantas (Hay 1990). Efeitos diretos de DL na expansão foliar, no conteúdo de clorofilas e na fotossíntese têm sido considerados como fatores que contribuem para o mecanismo que envolve as respostas das plantas a condições de DL (Adams & Langton 2005).

As regiões tropicais não apresentam grandes variações no fotoperíodo e na temperatura ao longo do ano, porém, espécies como *Stevia rebaudiana* (Zaidan *et al.* 1980), *Hyptis brevipes* (Zaidan *et al.* 1991), *Viguiera discolor* (Isejima *et al.* 1991), *Bidens gardneri* (Klein *et al.* 1992), *Viguiera robusta* (Ruggiero & Zaidan 1997), *Miconia albicans* e *Schizocentron elegans* (Carreira & Zaidan 2003) responderam a diferentes tratamentos fotoperiódicos, comportando-se como plantas de dia longo ou curto, ou mesmo de dia intermediário, absolutas ou com respostas quantitativas.

A interação complexa entre plantas e fatores ambientais pode ser decisiva para a sobrevivência e o estabelecimento de um indivíduo. Porém, considerando o ambiente como um todo, tem-se verificado que muitas plantas podem interferir quimicamente na capacidade

de estabelecimento de indivíduos de outras espécies de plantas. Esse conhecimento não é uma observação recente. Existem registros feitos por Democritus (500 a.C.), Theophrastus (300 a.C.), Plínio, (1 d.C.), Culpeper (1633), Browne (1658), Young (1804), De Candolle (1832) e Beobachter (1845), conforme discutido por Rice (1984). A influência de um indivíduo sobre outro é chamada alelopatia (do grego *allelon* = mútuo e *pathós* = prejuízo), sendo o termo usado pela primeira vez pelo cientista alemão Hans Molich, em 1937. A alelopatia ocorre quando organismos vivos produzem moléculas bioativas que podem ou não ser modificadas, entram no ambiente e produzem efeitos diretos ou indiretos no crescimento e no desenvolvimento de indivíduos da mesma ou de outras espécies (Whittaker & Feeny 1971).

Compostos de uma espécie em particular podem modificar o crescimento e o desenvolvimento de plantas em condições de laboratórios e, presumivelmente, também em condições de campo (Seigler 1996). Certamente, é muito difícil separar respostas de alelopatia de respostas de competição em sistemas naturais. Demonstrar a ocorrência de alelopatia envolve não somente o isolamento de compostos, mas também a eficácia do efeito de uma planta sobre outra (Inderjit & Moral 1997). Em várias situações, não é possível identificar os compostos com ação alelopática devido à ocorrência de interações complexas de compostos orgânicos tóxicos e não tóxicos presentes em baixas concentrações no ambiente (Blum 1996).

Os compostos químicos que possuem atividade alelopática são produtos do metabolismo secundário produzidos pelas plantas, denominados aleloquímicos. Estas substâncias estão presentes em todos os órgãos das plantas e podem ser liberadas para o ambiente por volatilização pelos órgãos aéreos da planta, por lixiviação dos órgãos do vegetal pela chuva, orvalho e neblina, por exsudação das raízes e por decomposição de resíduos vegetais (Whittaker & Feeny 1971). Em condições naturais, a decomposição dos resíduos vegetais destaca-se como a fonte de aleloquímicos mais importante; porém, esse processo de liberação dos aleloquímicos não é uniforme, podendo variar conforme o ecossistema (Reigosa *et al.* 1999). No ambiente, a ação dos aleloquímicos dependerá de fatores que interferem na

sua ação sobre a planta alvo. A retenção do aleloquímico ocorre por adsorção nas partículas do solo e por alterações moleculares (oxidações, reduções, conjugações, etc.) que podem aumentar ou diminuir sua toxicidade e sua complexidade química, além dos diferentes meios pelos quais esses compostos são transportados, seja na forma de vapor, seja dissolvidos na solução aquosa do solo (Cheng 1992).

Vários grupos de metabólitos secundários causam interações alelopáticas, como ácidos orgânicos simples solúveis em água, álcoois, cetonas e aldeídos alifáticos, lactonas sesquiterpênicas, taninos, glicosídeos cianogênicos, alcalóides, terpenos, compostos fenólicos, flavonóides, saponinas, poliacetilenos e ligninas (Seigler 1996, Ferreira & Aquila 2000). Bagchi *et al.* (1997) consideram que, diante da variedade e da atuação dos aleloquímicos, esses compostos poderiam ser utilizados para o desenvolvimento de herbicidas naturais ou de estimulantes para o crescimento de algumas plantas. Os principais efeitos dos aleloquímicos relacionam-se aos processos fisiológicos da planta receptora, agindo como inibidores da germinação de sementes ou do crescimento. No entanto, podem também atuar como promotores de crescimento.

A produção dos aleloquímicos pelas plantas pode ser regulada por fatores ambientais, como a temperatura, a intensidade luminosa, a disponibilidade de água e nutrientes, textura do solo e microorganismos presentes. A influência da radiação UV, doenças e ataque de insetos podem alterar a taxa de produção desses compostos (Einhelling 1996). Fatores relacionados ao estresse também podem aumentar a atividade biológica dos aleloquímicos (Inderjit & Moral 1997).

Em comunidades naturais, indivíduos de uma mesma população de plantas podem facilmente estar em contato com diferentes níveis de disponibilidade de recursos. Essas diferenças produzem variações na defesa química que, em menor escala, podem influenciar a seleção de um indivíduo hospedeiro e o sucesso subsequente de insetos herbívoros (Zangerl & Berenbaum 1993). Poucos estudos analisaram a influência de um determinado recurso na

alocação para a defesa química e características relacionadas ao crescimento (Mihaliak & Lincoln 1985).

Para Almeida-Cortez *et al.* (2004), Asteraceae é uma das famílias com maior sucesso na produção de compostos de defesa e esse seria um dos motivos de sua distribuição cosmopolita. A família Asteraceae possui cerca de 1500 gêneros e aproximadamente 23.000 espécies. São plantas de aspecto extremamente variado, incluindo principalmente pequenas ervas ou arbustos e raramente árvores. Cerca de 95% dos gêneros são constituídos por plantas de porte herbáceo e arbustivo e são encontrados em todos os tipos de habitats, mas principalmente nas regiões tropicais montanhosas da América do Sul (Bremer 1994). As plantas dessa família são extensivamente estudadas quanto à sua composição química e atividade biológica, algumas tendo servido de base para o desenvolvimento de novos fármacos e inseticidas (Verdi *et al.* 2005).

O gênero *Baccharis* L., subtribo Baccharidinae, é o que tem o maior número de espécies da tribo Asterea, família Asteraceae, e está representado por mais de 500 espécies distribuídas exclusivamente no continente americano, no Brasil, Argentina, Bolívia, Colômbia, Chile e México (Malagarriga-Heras 1976, Giuliano 2001, Malizia *et al.* 2005a). No Brasil, são descritas cerca de 120 espécies de *Baccharis*, a maioria localizada nas regiões Sul e Sudeste (Barroso 1975-76). Estima-se em 100 as espécies na Argentina (Espinar 1973), 28 no México (Matuda 1957) e cerca de 40 na Colômbia, onde é um dos grupos mais importantes de plantas, das quais 38% são endêmicas (Cuatrecasas 1967). As plantas do gênero *Baccharis* apresentam grande diversidade, ocupando vários ambientes em numerosas formações vegetais (Giuliano 2001).

As espécies do gênero *Baccharis* têm porte arbustivo, como *Baccharis trimera* (carqueja) e *B. dracunculifolia* (vassoura ou vassourinha), e medem entre 0,5 e 4,0 metros de altura. Apresentam elevado valor sócio-econômico, com ampla dispersão nos estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo e Rio Grande do Sul. Várias espécies são extensivamente

utilizadas na medicina popular para controle ou tratamento de doenças e são consumidas principalmente na forma de infusões (Corrêa 1931, Verdi *et al.* 2005).

De acordo com Hellwig (1996), o gênero *Baccharis* “sensu lato” tem mais de 300 espécies agrupadas em 40 seções parcialmente definidas de maneira extremamente artificial. Apesar do grande número de publicações sobre *Baccharis*, existem ainda algumas controvérsias sobre a nomenclatura correta e sinonímias de suas espécies (Giuliano 2001, Simões-Pires *et al.* 2005). A identificação botânica dessas espécies oferece dificuldades mesmo para especialistas, principalmente no que diz respeito a sect. *Caulopterae*, que possui como característica marcante a presença de cladódios, caules com expansões laterais folhosas com função fotossintetizante (Budel *et al.* 2003).

Baker (1882-1884) considerou cinco variedades de *Baccharis genistelloides* (Lam.) Pers. quando publicou a Flora Brasiliensis: var. *trimera* (Less.) Baker, var. *brachystachys* Baker, var. *cylindrica* (Less.) Baker, var. *crispa* (Spreng.) Baker e var. *milleflora* (Less.) Baker. Possivelmente por esse motivo, Silva (1926) considerou o nome *Baccharis genistelloides* var. *trimera* na primeira edição da Farmacopéia Brasileira, sob o nome comum de “carqueja-amarga”. Todavia, na 4ª Edição dessa obra foi adotado o nome *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Farmacopéia Brasileira 2001). De fato, a espécie *B. genistelloides* foi descrita com base em um material coletado no Equador como *Conyza genistelloides* Lam., ocorrente na Colômbia, Equador e Peru em altitudes acima de 3000 metros (Cuatrecasas 1967). Diante disso, estudos fitoquímicos e farmacológicos conduzidos em amostras de *Baccharis genistelloides* coletadas na Bolívia (Suttisri *et al.* 1994, Abad *et al.* 1999), Brasil (Bauer *et al.* 1978, Soicke & Leng-Peschlow 1987) e Chile (Daily *et al.* 1984) foram possivelmente feitos com material de *B. trimera* ou *B. crispa* (Simões-Pires *et al.* 2005).

Visto que todas as plantas são morfológica e anatomicamente similares e são popularmente usadas como “carquejas”, sem distinção entre as espécies (Cortadi *et al.* 1999, Gianello *et al.* 2000), é importante encontrar métodos alternativos de identificação, como o

uso de marcadores químicos. Muitos estudos fitoquímicos foram conduzidos em espécies de *Baccharis*, especialmente com referência aos flavonóides (Soicke & Leng-Peschlow 1987, Gené *et al.* 1992, 1996, Herrera *et al.* 1996, Pallazo-de-Mello & Petrovick 2000), mas nenhum marcador químico característico foi encontrado até o presente para diferenciar as espécies (Lonni *et al.* 2003, 2005, Simões-Pires *et al.* 2005).

Em um estudo taxonômico das plantas do gênero *Baccharis*, Simões-Pires *et al.* (2005) consideraram a composição química de óleos voláteis de plantas coletadas nas regiões Sul e Sudeste do Brasil. Os autores observaram diferenças no rendimento dos óleos entre as espécies, que variou de 0,1% a 0,9% em relação à massa seca da parte aérea. Atenção especial foi dada a *B. trimera* e *B. crispa* devido à impossibilidade de diferenciá-las em estado vegetativo. Como observado para as espécies analisadas (exceto *B. stenocephala*, *B. trimera* e *B. articulata*), em *B. crispa* os sesquiterpenos são predominantes em relação aos monoterpenos. Todavia, todas as amostras de *B. trimera*, coletadas em diferentes locais no sudeste do Brasil, diferiram das amostras de *B. crispa* pela presença de acetato de carquejila, com rendimentos que variaram de 35,5% a 68,0%, correspondente ao acetato do monoterpeno oxigenado carquejol, presente nos óleos voláteis de *B. trimera*. O acetato de carquejila foi encontrado em todas as amostras coletadas ao longo do ano. Os autores sugeriram que este composto seria um marcador quimiotaxonômico importante para *B. trimera*.

Em alguns estados brasileiros, como Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul, Santa Catarina e São Paulo, plantas do gênero *Baccharis* são espécies invasoras de pastagens (Borella *et al.* 2001). Existem registros de envenenamento de animais pela ingestão de plantas de *B. megapotamica* e *B. coridifolia*, espécies que acumulam tricotecenos, substâncias altamente tóxicas que podem causar a morte em animais e humanos (Kuti *et al.* 1990, Jarvis *et al.* 1991, Tokarnia *et al.* 1992). A espécie *B. coridifolia* é um problema freqüente na América do Sul, por ser uma das plantas mais tóxicas para o gado no Brasil, Argentina e Uruguai (Tokarnia & Dobereiner 1975).

A fitoquímica do gênero *Baccharis* tem sido extensivamente estudada desde o início do século passado e, atualmente, mais de 150 compostos já foram isolados e identificados (Abad & Bermejo 2007). Embora o gênero compreenda mais de 500 espécies, Verdi *et al.* (2005) relataram que apenas cerca de 120 espécies de *Baccharis* foram estudadas quimicamente. Os compostos mais frequentes são os flavonóides e os terpenóides, como monoterpenos, sesquiterpenos, diterpenos e triterpenos (Moreira *et al.* 2003, Verdi *et al.* 2005). Dentre essas espécies, em torno de 30 tiveram sua atividade biológica estudada, destacando-se as atividades alelopática, analgésica, antidiabética, antifúngica, antiinflamatória, antileucêmica, antimicrobiana, antimutagênica, antioxidante, antiviral, citotóxica, espasmolítica, gastroprotetora, hepatoprotetora, inseticida e vasorrelaxante (Kupchan *et al.* 1976, Soicke; Leng-Peschlow 1987, Rahalison *et al.* 1994, He *et al.* 1996, De las Heras *et al.* 1998, Nakasugi & Komai 1998, Abad *et al.* 1999, Torres *et al.* 2000, Weimann *et al.* 2002, Feresin *et al.* 2003, Oliveira *et al.* 2005a, entre outros).

Baccharis trimera (Less.) DC. (figura 4) conhecida popularmente como carqueja, carqueja-amargosa, carqueja-do-mato, carquejinha e tiririca-de-balaio, é uma das espécies melhor estudadas em termos botânicos, químicos e farmacológicos. Subarbusto perene, ereto, ramificado na base, caules alados denominados cladódios com ramos verdes de expansões trialadas, com 50-80 cm de altura, é nativa do sul e sudeste do Brasil (Lorenzi 2000). As alas dos cladódios apresentam mesofilo homogêneo, estômatos com poros espessados, fibras e tricomas pluricelulares que exsudam óleos voláteis (Chicourel *et al.* 1998). Possui inflorescências em capítulo, dispostas ao longo dos ramos, de cor esbranquiçada (Lorenzi 2000). A espécie *B. trimera* foi anteriormente denominada *B. genistelloides* var. *trimera* Backer, designação esta passada para sinonímia (Sousa *et al.* 1991). O estudo de anatomia interna dos órgãos da carqueja para fins taxonômicos e estabelecimento de padrões de referência para análise da droga vegetal pode ser verificado detalhadamente em Cortadi *et al.* (1999).

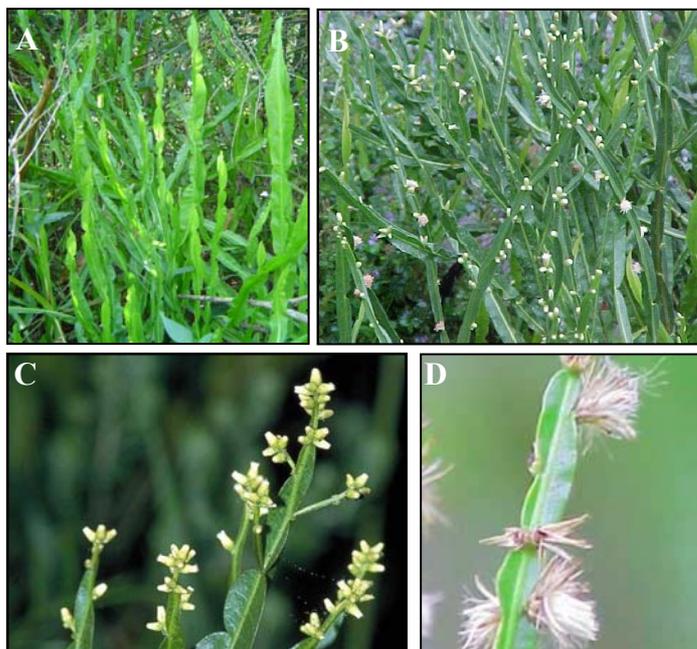


Figura 4. Plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC. em estado vegetativo (A) e reprodutivo (B); ramo com inflorescência (C) e detalhe dos frutos (aquênios) maduros (D).

De acordo com Lorenzi & Matos (2002), plantas de *B. trimera* são amplamente utilizadas no Brasil, em medicina popular, hábito herdado de indígenas que há séculos as utilizavam para o tratamento de várias doenças. O primeiro registro escrito do uso da carqueja no país é de 1931, empregada na forma de infusão de folhas e ramos para o tratamento da esterilidade feminina e da impotência masculina, atribuindo-lhe ainda propriedades tônicas, febrífugas e estomáquicas (Corrêa 1931). A partir daí, o uso medicinal aumentou, principalmente para a solução de problemas hepáticos, disfunções estomacais e intestinais (Pavan 1952, Soicke & Leng-Peschlow 1987, Pedrazzi *et al.* 1997, Ladeira 2002). A planta ainda é utilizada como aperiente e contra anemia, diabetes, obesidade, gota, úlceras e afecções cutâneas (Martins *et al.* 1995, Mors *et al.* 2000, Ladeira 2002, Dickel *et al.* 2007).

As diferentes propriedades atribuídas à carqueja na medicina tradicional vêm sendo estudadas e algumas foram validadas, como consequência dos resultados obtidos (Lorenzi & Matos 2002). A validação do efeito hipoglicemiante foi feita com extratos de *B. trimera* nos estudos de Xavier (1967) e Oliveira *et al.* (1995), confirmados recentemente por Dickel *et al.*

(2007). Soicke & Leng-Peschlow (1987) fazendo uso do extrato aquoso cru da planta em animais, validaram suas propriedades hepatoprotetoras. As propriedades digestiva, anti-úlceras e anti-ácidas foram validadas em estudos com cobaias, em que foi mostrado que os extratos da planta reduziram a secreção gástrica e tiveram efeito analgésico (Gamberini *et al.* 1991) e anti-inflamatório (Gené *et al.* 1992, 1996). Bara & Vanetti (1997) comprovaram que extratos alcoólicos de carqueja têm potencial antimicrobiano e Avancini *et al.* (2000) confirmaram essa atividade *in vitro* a partir do decocto de plantas de *B. trimera*.

Bona *et al.* (2003) relataram que o extrativismo da carqueja reduz a qualidade e a quantidade do produto final ofertado devido à mistura das espécies, ausência de confirmação botânica e irregularidade de oferta. Pela inexistência de cultivo comercial, as plantas são eliminadas de áreas agrícolas e de ocorrência natural, levando à coleta em barrancos e beiras de estradas, onde estão sujeitas à poeira e aos gases expelidos pelos veículos.

A carqueja, por ser uma planta dióica, apresenta reduzida reprodução sexuada, pela dificuldade na coleta e semeadura, pelo tamanho reduzido das sementes e pela demora para a formação das novas plantas (Castro & Ferreira 2000). Carvalho *et al.* (2005) constataram que o pré-resfriamento das sementes auxilia o aumento da germinabilidade, porém esta não ultrapassa 56% nas condições mais favoráveis. No entanto, o processo de estaquia de ramos é viável e permite a obtenção rápida de plantas uniformes e de sexo conhecido (Bona *et al.* 2005). As estacas apresentam elevada porcentagem de enraizamento, em média acima de 90%, independente do substrato, da região de origem da estaca (apical, mediana ou basal) no ramo (Bona *et al.* 2005) ou fenofase de desenvolvimento (Sousa *et al.* 2006). Diferentes concentrações de auxinas (AIB), até 6.000 mg L⁻¹, também não influenciaram o enraizamento das estacas (Biasi & Bona 2000). Desta forma, a multiplicação por estacas é o processo recomendado para o manejo agrícola de *B. trimera*.

Baccharis trimera é uma espécie de ocorrência comum em regiões de Cerrado e Mata Atlântica do estado de São Paulo (Lorenzi & Matos 2002). Foi mostrado haver similaridade

florística em indivíduos com diâmetro na altura do peito (DAP) acima de 10 cm, entre esses dois biomas, com valores de 30% (Pinto & Oliveira Filho 1999), 40% (Oliveira Filho & Ratter 1995), 44,8% (Méio *et al.* 2003) e 55% (Oliveira Filho & Fontes 2000). A variação na porcentagem de similaridade pode ser devida à localização geográfica e ao tipo de fisionomia utilizados na comparação da vegetação.

Para a realização do presente estudo, foram selecionadas duas áreas no Estado de São Paulo, administradas pelo Instituto de Botânica: a Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu, em Mogi Guaçu (RBEE de Mogi Guaçu) e a Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, em Santo André (RBAS de Paranapiacaba) que compreendem, respectivamente, áreas de Cerrado e Mata Atlântica.

A RBEE de Mogi Guaçu é composta por duas áreas distintas, a gleba “A”, coberta em sua maior parte por vegetação de Cerrado, e a gleba “B”, coberta por mata ciliar, conforme De Vuono *et al.* (1982). Segundo esses autores, o zoneamento da Reserva permite o uso da área como unidade de conservação e de pesquisa, face às características estruturais e fisionômicas da vegetação, a facilidade de acesso, a natureza das pesquisas e o grau de perturbação existente. Ainda, segundo os autores, ocorrem derrubadas, fogo e outras perturbações de origem antrópica, em diversos níveis, nos vários setores da Reserva.

A área onde se localiza a RBAS de Paranapiacaba foi adquirida em 1909 por Hermann Von Ihering (Hoehne 1925) e é preservada desde então; anos mais tarde, foi passada para a administração do Instituto de Botânica. Com relevo tipicamente montanhoso e declividade de 65%, a vegetação é considerada de transição entre a mata tropical úmida e subtropical, típica da região de Mata Atlântica, e foi caracterizada no passado pela alta diversidade de espécies arbóreas, lianas e epífitas (Coutinho 1962). Devido a sua localização em frente ao Vale do Rio Moji, a Reserva é afetada pelos gases poluentes emitidos pelo Complexo Industrial de Cubatão (Domingos *et al.* 1998). Dentre os poluentes emitidos, destacam-se os gases fluoreto,

dióxido de enxofre, óxido de nitrogênio, amônia, hidrocarbonetos e materiais particulados (Klumpp *et al.* 1996).

Comparando as principais características das duas áreas (tabela 1) conforme dados de Mantovani (1987) e Domingos *et al.* (2000), é possível observar diferenças de altitude, tipo de clima e solo, temperatura, precipitação e umidade relativa do ar. As temperaturas atmosféricas anuais médias diferem em aproximadamente 10°C. Na RBAS de Paranapiacaba, a temperatura média do mês mais frio é inferior a 18°C e a do mês mais quente, inferior a 22°C, enquanto essas médias anuais variam de 19°C a 27°C na RBEE de Mogi Guaçu. A precipitação média anual na RBAS de Paranapiacaba é quase três vezes maior do que a da RBEE de Mogi Guaçu, conforme dados mais recentes (Rondon 2006).

Tabela 1. Principais características da Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu (Mantovani 1987) e da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba (Domingos *et al.* 2000).

Característica	RBEE de Mogi Guaçu (Cerrado)	RBAS de Paranapiacaba (Mata Atlântica)
coordenadas geográficas	22°18'S e 47°11'W	23°46'S e 46°18'W
área	343,42 ha	336 ha
altitude média	585 a 635 m	750 a 891 m
clima (Köppen)	Cwa - mesotérmico (inverno seco)	Cfb - úmido, temperado (ausência de estação seca)
temperatura média anual	27°C	17,9°C
precipitação média anual	1177 mm	3381 mm
umidade relativa do ar	75%	100% a maior parte do ano
tipo de solo	latossolo vermelho-amarelo, álido, textura média	latossolo vermelho-amarelo, álido, cambisol distrófico
pH do solo	3,9	3,5
família mais abundante em número de espécies	Asteraceae	Orchidaceae

A presença de uma estação seca bem definida nos meses de inverno na RBEE de Mogi Guaçu é uma característica marcante; entre os meses de setembro e outubro, ocorre aumento

acentuado da precipitação média mensal, nas médias de temperatura e umidade relativa e na reposição de água do solo (De Vuono *et al.* 1996). Na RBAS de Paranapiacaba, a estação seca é ausente e a umidade relativa do ar é praticamente de 100% ao longo do ano. Nesta área, os ventos alísios, vindos do sudoeste e que sopram constantemente do oceano para o continente são interceptados pela Serra do Mar e arrastam grandes quantidades de vapor d'água, vindo a causar o resfriamento do ar e, por condensação, a formação de densos nevoeiros ou chuvas torrenciais (Domingos *et al.* 1995).

São escassos os estudos sobre as espécies de plantas medicinais que ocorrem tanto em Mogi Guaçu como em Paranapiacaba, áreas importantes para a conservação de espécies nativas no estado de São Paulo. O uso de plantas para fins medicinais, por extrativismo, tem levado a reduções drásticas de suas populações naturais, seja pelo processo predatório, seja pelo desconhecimento dos mecanismos de perpetuação envolvidos (Scalon *et al.* 2003), o que compromete a própria atividade medicinal das plantas (Reis 1993). Por outro lado, esforços vêm sendo feitos no sentido de ampliar o conhecimento do papel ecológico e agrônômico de algumas espécies nativas, além de maximizar os estudos sobre a influência de fatores ambientais na química de plantas nativas, bem como de sua atividade biológica.

O presente estudo foi dividido em quatro capítulos. Os três primeiros relatam resultados obtidos experimentalmente. O último capítulo é uma revisão acerca dos óleos voláteis de plantas de *Baccharis trimera*, com dados colhidos da literatura e incluindo resultados dos estudos aqui relatados.

2. Objetivo Geral

O objetivo deste estudo foi comparar duas populações de *Baccharis trimera* (Less.) DC., uma proveniente de área de Cerrado e outra de Mata Atlântica do estado de São Paulo, no que se refere às suas respostas de crescimento em condições semi-controladas, sua atividade biológica e composição de óleos voláteis, de modo a ampliar o conhecimento sobre a espécie.

3. Capítulo 1

Variação sazonal da composição química e da atividade biológica de óleos voláteis de duas populações de *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae) ocorrentes no estado de São Paulo

ABSTRACT – [Seasonal variation of the chemical composition and biological activity of volatile oils from two populations of *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae) in São Paulo state]. *B. trimera* is commonly used for gastrointestinal disorders. Studies already demonstrated analgesic, antiinflammatory and antimicrobial properties of this specie. The aim of the present study was to verify if the chemical composition and biological activity of the volatile oils may be seasonal, in two populations of plants of *B. trimera* collected in areas of Cerrado and Atlantic Forest. Aerial organs were collected in the middle of each season, during two consecutive years. The chemical composition of volatile oils of fresh and dry material, were obtained by hydrodistillation during 3 h and analyzed by GC and GC/MS. A spore suspension of *Cladosporium sphaerospermum* and *C. cladosporioides* over TLC plates containing samples of the volatile oils was sprayed. The microbial activity was evaluated by the dilution method against *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus* and *Candida albicans*. The allelopathic potential of the volatile oils was also tested in lettuce seed germination. It was observed that the decrease of temperature and precipitation in areas where the plants occurred could be associated with the increasing yield of the volatile oils. Carquejol was the major compound in all samples. The growth of the tested fungi was more inhibited in the presence of the volatile oils from plants of the Atlantic Forest area. *S. aureus* and *C. albicans* were the microorganisms more susceptible to the volatile oils, with 100% of inhibition depending on the area of collection and material used for extraction (fresh or dry). The inhibition of lettuce seed germination was dose-dependent. The production and activity of the volatile oils of *B. trimera* of the two populations analysed seem to be dependent of climatic alterations and may, therefore, show variations in their biological activity.

RESUMO – [Variação sazonal da composição química e da atividade biológica de óleos voláteis de duas populações de *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae) ocorrentes no

estado de São Paulo)]. *B. trimera* é utilizada popularmente nas desordens gastrointestinais. Estudos têm demonstrado suas propriedades analgésicas, antiinflamatórias e antimicrobianas. O objetivo deste estudo foi verificar se a composição química e a atividade biológica dos seus óleos voláteis poderiam variar sazonalmente, em populações de plantas em áreas de Cerrado e de Mata Atlântica. Órgãos aéreos foram coletados no meio de cada estação, por dois anos consecutivos. O material vegetal fresco e seco foi submetido à extração por hidrodestilação (3 h) e a composição química dos óleos voláteis foi analisada por CG e CG/MS. Placas de TLC com amostras dos óleos voláteis foram nebulizadas com suspensão de esporos de *C. sphaerospermum* e *C. cladosporioides*. A atividade antimicrobiana foi avaliada pelo método de diluição em microplacas frente a *E. coli*, *P. aeruginosa*, *S. aureus* e *C. albicans*. O potencial alelopático do óleo foi testado na germinação de sementes de alface. Nas duas áreas, foi observado que a diminuição da temperatura e da precipitação está associada ao aumento no rendimento dos óleos voláteis. O carquejol foi o composto majoritário presente em todas as amostras dos óleos voláteis. O crescimento dos fungos foi mais inibido na presença de óleos voláteis de plantas da Mata Atlântica. *S. aureus* e *C. albicans* foram os microorganismos mais suscetíveis aos óleos voláteis, com 100% de inibição do crescimento, dependendo da área de coleta e do tipo do material vegetal utilizado na extração. A inibição da germinação das sementes de alface foi dose-dependente. Os resultados permitem concluir que a produção e a atividade dos óleos voláteis em plantas de *B. trimera*, das populações analisadas, estão sujeitas às alterações climáticas e podem, portanto, causar variações nas respostas das atividades biológicas testadas.

Introdução

O Brasil detém uma diversidade estimada entre 350 mil e 550 mil espécies de plantas e microorganismos, com apenas 55.000 espécies conhecidas (Nodari & Guerra 1999), muitas

das quais apresentam atividades biológicas (Moraes *et al.* 2002). Com exceção da Floresta Amazônica, poucos estudos em plantas com uso medicinal têm sido realizados utilizando a flora de outras formações vegetais brasileiras como a Mata Atlântica, a Caatinga, o Pantanal e o Cerrado (Di Stasi *et al.* 2002).

Baccharis trimera (Less.) DC. (Asteraceae), popularmente conhecida como carqueja-amargosa, é nativa do sul e sudeste do Brasil (Lorenzi 2000) e ocorre espontaneamente em áreas de Cerrado e de Mata Atlântica do estado de São Paulo. É amplamente utilizada na medicina caseira, na forma de infusões, contra problemas hepáticos, disfunções estomacais e intestinais (Soicke & Leng-Peschlow 1987, Pedrazzi *et al.* 1997, Ladeira 2002) e age como coadjuvante contra anemia, diabetes, obesidade, gota, úlceras e afecções cutâneas (Martins *et al.* 1995, Mors *et al.* 2000, Dickel *et al.* 2007). Ensaio biológicos revelaram algumas atividades farmacológicas, evidenciando ações antiinflamatória e analgésica (Gené *et al.* 1996), antimutagênica (Nakasugi & Komai 1998), vasorelaxante da musculatura lisa (Torres *et al.* 2000, Hnatyszyn *et al.* 2003), hipoglicemiante (Barbosa Filho *et al.* 2005, Oliveira *et al.* 2005), antiviral (Abad *et al.* 1999), antioxidante (Melo *et al.* 2001), antirreumática (Coelho *et al.* 2004), gastroprotetora (González *et al.* 2000), hepatoprotetora (Soicke & Leng-Peschlow 1987) e bactericida (Avancini *et al.* 2000).

Por sua grande utilização medicinal, *B. trimera* foi incluída na primeira e na quarta edições da Farmacopéia Brasileira (Brandão *et al.* 2006). Os constituintes químicos ativos isolados de órgãos aéreos de *B. trimera*, até o presente, foram os óleos voláteis (Naves 1959), flavonóides (Soicke & Leng-Peschlow 1987, Gené *et al.* 1996), saponinas (Gené *et al.* 1996, Chicourel *et al.* 1998) e diterpenóides (Torres *et al.* 2000).

Estudos com óleos voláteis de *Baccharis trimera* mostraram variações em termos quantitativos, bem como em sua composição química (Siqueira *et al.* 1985, 1986, Chialva & Doglia 1986, Pocá 2005, Simões-Pires *et al.* 2005, Silva *et al.* 2006). A variabilidade química em plantas pode ocorrer naturalmente devido à influência de fatores abióticos, tais como

temperatura, precipitação, umidade relativa do ar, radiação, regime de ventos, altitude, tipo de solo, disponibilidade hídrica e nutricional (Lima *et al.* 2003, Akroun *et al.* 2003), e depende parcialmente do estágio fenológico e do sexo da planta (Lago *et al.* 2006). Ainda, em populações de plantas silvestres, podem ocorrer variações genéticas devido principalmente à fecundação cruzada, resultando em plantas com a morfologia externa idêntica, mas que diferem, às vezes consideravelmente, em sua composição química, e podem ser denominadas quimiotipos (Simões & Spitzer 2003). As variações na composição química dos óleos voláteis também podem alterar a atividade biológica que lhes é atribuída (Cimanga *et al.* 2002).

Considerando a escassez de informações sobre a atividade biológica de seus óleos voláteis e o elevado potencial medicinal de *Baccharis trimera*, o objetivo deste trabalho foi verificar se a composição química e a atividade biológica dos seus óleos voláteis poderiam variar sazonalmente, em populações de plantas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica.

Material e Métodos

1. Coleta de material vegetal

A parte aérea de plantas de *Baccharis trimera* foi coletada na Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu (22°18'S e 47°11'W) em área de Cerrado e na Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba (23°46'S e 46°18'W) em área de Mata Atlântica no estado de São Paulo. As coletas foram realizadas no meio de cada estação, por dois anos consecutivos, iniciando-se no verão de 2004. Após a coleta, o material vegetal foi seccionado em porções menores, de aproximadamente 5 cm de comprimento, e em seguida determinou-se a massa de matéria fresca. Metade do material fresco foi submetida à extração de óleos voláteis e o restante do material foi colocado para secar em estufa a 40°C com circulação forçada de ar para se obter a massa de matéria seca (cerca de 10 dias).

2. Extração de óleos voláteis

O material vegetal fresco e seco de cada área de coleta e estação do ano foi submetido à extração do óleo volátil por hidrodestilação em aparelho do tipo Clevenger. Após 3 h foram recolhidos aproximadamente 300 mL de hidrolato (água + óleo). O óleo foi separado com pentano e foi adicionado sulfato de sódio anidro para remover o restante da água presente. Em seguida o pentano foi removido em evaporador rotatório. O rendimento de cada extração, em duas repetições, foi calculado com base nas massas de matéria fresca e seca.

3. Identificação dos compostos dos óleos voláteis

As amostras de óleos voláteis (1 μ L) diluídas em acetona (1:10) foram analisadas quali e quantitativamente em cromatografia a gás, em aparelho Hewlett-Packard, acoplado a espectrômetro de massas, com energia de ionização de 70 eV. As colunas capilares utilizadas foram HP 5-MS e Carbowax (30 m x 0,25 mm de diâmetro interno, com 0,25 μ m de espessura), nas seguintes condições: injetor a 250°C, temperatura de aquecimento da coluna de 40 a 260°C (3°C min⁻¹) tendo hélio como gás de arraste (1 mL min⁻¹). O índice de retenção (IR) foi calculado em coluna em coluna HP 5-MS, utilizando uma série homóloga de *n*-alcanos (C₅ – C₃₀) submetidas às mesmas condições da análise cromatográfica. A identificação dos compostos foi feita por comparação entre seus espectros de massas com aqueles registrados na base de dados da biblioteca Willey 275 e entre os índices de retenção calculados com valores da literatura especializada (Adams 2001).

4. Estudo da Atividade Biológica

4.1- Atividade Antifúngica

Amostras de 10 μ L de óleos voláteis, correspondente a 400 μ g, foram aplicadas em placas prontas de sílica Gel, suportadas em alumínio F₂₅₄ Merck® e eluídas com diclorometano. Após a evaporação completa do solvente, as placas foram nebulizadas com

uma suspensão de esporos de *Cladosporium sphaerospermum* Penz. (SPC 491) ou *C. cladosporioides* (Fres.) Devries (SPC 140) em uma solução de glicose e sais (Homans & Fuchs 1970, Rahalison *et al.* 1994) e incubadas por 48 h a 28°C, no escuro. Decorrido o tempo de incubação, zonas claras corresponderam a áreas de inibição de crescimento dos fungos pela ação dos óleos voláteis. Nistatina (1 µg) e Miconazol (0,5 µg) foram usados como controles positivos.

4.2- Atividade Antimicrobiana

A atividade antimicrobiana foi avaliada pelo método de diluição em microplacas (Willinger *et al.* 2000) frente a duas bactérias Gram-Negativas, *Escherichia coli* (ATCC, American Type Culture Collection, 8739) e *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 9027), uma bactéria Gram-Positiva, *Staphylococcus aureus* (ATCC 6538), e um fungo leveduriforme, *Candida albicans* (ATCC 10231).

Para cada ensaio, os microorganismos foram incubados previamente em tubos de ensaio inclinados com meio semi-sólido TSA (Tryptose Soya Agar, Difco) para as bactérias, a 37°C, e SDA (Sabouraud Dextrose Agar, Difco), a 25°C, para o fungo, ambos por 24 h. As culturas obtidas dos tubos inclinados foram re-suspendidas em solução salina 0,85%. As suspensões microbianas foram então diluídas em série e inoculadas em meio TSA e SDA, para determinação da concentração dos microorganismos. Para tanto, a suspensão microbiana foi diluída em meio TSB (Tryptose Soya Broth, Difco) e SDB (Sabouraud Dextrose Broth, Difco), de modo que a concentração final de microorganismos fosse 200 Unidades Formadoras de Colônias (UFC) em 200 µL (Willinger *et al.* 2000, Devienne & Raddi 2002).

Os óleos extraídos do material vegetal foram diluídos em DMSO:MeOH (1:1, v/v) e 10 µL da solução de óleo volátil diluídos em 190 µL das suspensões microbianas foram inoculados em microplacas, resultando na proporção final de 3,1 µL de óleo.mL⁻¹ de meio. Como controles positivos foram utilizados 10 µL de uma solução (1 mg.mL⁻¹) de

Cloranfenicol e Amicacina, para as bactérias e Nistatina para *C. albicans*. Como controle negativo foram utilizados 10 µL de solução DMSO:MeOH (1:1, v/v). As microplacas foram incubadas em estufa bacteriológica por 48 h, a 25°C para *C. albicans* e 24 h, a 35°C para os demais microorganismos. A porcentagem de inibição do crescimento dos microorganismos foi calculada a partir da absorbância obtida em leitor de microplacas UV/Visível a 630 nm (SLT Spectra) (Willinger *et al.* 2000, Devienne & Raddi 2002).

4.3- Atividade alelopática

Os óleos voláteis extraídos de plantas secas foram emulsionados com Tween 80, na proporção 1:1 e dissolvidos em água destilada para a obtenção de soluções nas proporções de 0,1:100, 1:100 e 2:100 (v/v). O controle consistiu de solução de Tween 80: água destilada (1:1, v/v) e água destilada. O potencial alelopático do óleo foi testado na germinação de sementes de alface (*Lactuca sativa* L. var. Grand Rapids), em quatro repetições de 50 sementes cada, em placas de Petri, com duas folhas de papel de filtro umedecidas com 2 mL de água destilada. Após a semeadura, 1 mL da solução de cada proporção do óleo foi distribuída em duas folhas de papel de filtro fixados na tampa da placa. Posteriormente, as placas foram envolvidas em filme de PVC transparente e colocadas em germinador, a 25°C, sob luz constante (Koitabashi *et al.* 1997). Considerou-se germinada a semente que apresentou protrusão da radícula maior que 0,2 mm, após 48 h.

Os dados de germinabilidade foram transformados em arco seno, antes de se proceder à análise estatística. O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado e os resultados foram comparados por análise de variância (Teste F, a 5% de probabilidade); contrastes entre as médias dos tratamentos foram analisados pelo Teste de Tukey (5%).

Resultados

As temperaturas máxima e mínima, umidade relativa do ar e precipitação, registradas na RBEE de Mogi Guaçu e na RBAS de Paranapiacaba entre setembro de 2004 e dezembro de 2006 são mostradas na figura 1. As temperaturas máximas na RBEE de Mogi Guaçu ficaram em torno de 33°C (figura 1 A), entre os meses de setembro e janeiro, coincidente com os maiores índices de precipitação (figura 1 B), o que comprova a ocorrência de uma estação quente e chuvosa e outra estação mais fria e seca. Na RBAS de Paranapiacaba, também ocorreram oscilações nas temperaturas máximas e mínimas ao longo do período das coletas (figura 1 C), com precipitação superior às registradas da RBEE de Mogi Guaçu e com menor amplitude de variação na umidade relativa do ar (figura 1 D). Dados médios de temperatura, umidade relativa do ar, precipitação, pH e tipo de solo das duas áreas de coleta são mostrados na tabela 1. Na área de Cerrado, foram encontradas as temperaturas mais elevadas. Índices maiores na precipitação anual e na umidade relativa do ar foram obtidos na região da Mata Atlântica, que contém o solo mais acidificado (tabela 1).

A figura 2 mostra a relação entre os rendimentos dos óleos voláteis de plantas coletadas em área do Cerrado e Mata Atlântica e os dados de temperatura e precipitação registrados durante o período das coletas. No Cerrado, observou-se que a diminuição da temperatura (figura 2A) e da precipitação (figura 2B), entre os meses de março e agosto, está associada ao aumento no rendimento dos óleos voláteis. Já na região de Mata Atlântica, embora não sendo observada uma estação fria e seca marcante, também foi registrada uma diminuição da temperatura entre março e agosto (figura 2C) e uma oscilação nos índices pluviométricos nesse mesmo período (figura 2D).

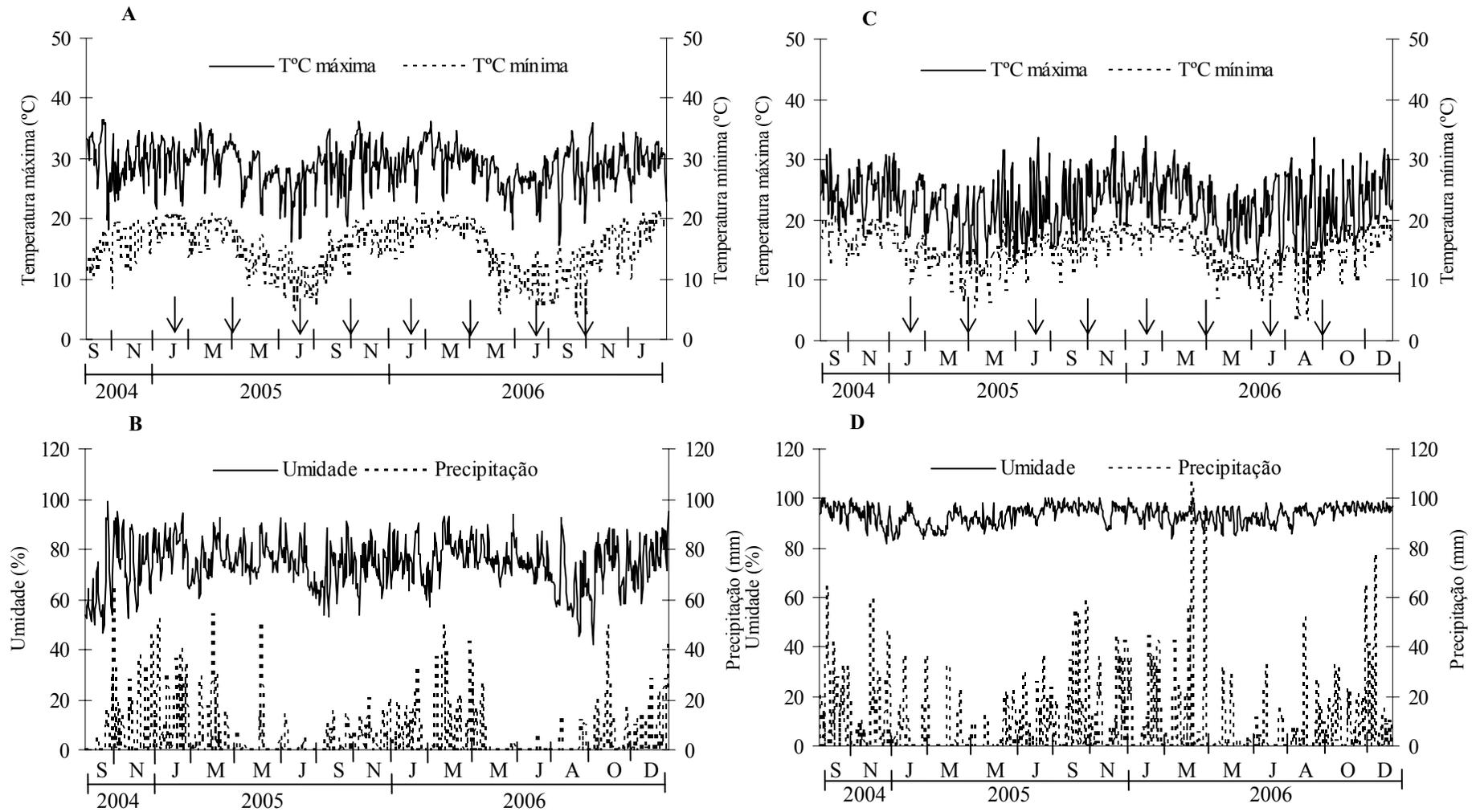


Figura 1. Temperaturas máxima e mínima, umidade relativa do ar e precipitação, registradas diariamente pela Estação Meteorológica da RBEE de Mogi Guaçu, SP (A e B) e Estação Meteorológica da Indústria Solvay Indupa do Brasil S.A., localizada próxima a RBAS de Paranapiacaba, SP (C e D), no período de setembro 2004 a dezembro de 2006. Setas indicam os meses de coleta de plantas de *Baccharis trimera*.

Tabela 1. Dados médios de temperatura, precipitação, umidade relativa do ar, pH do solo e tipo de solo da Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu (Cerrado) e da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba (Mata Atlântica). Período de setembro de 2004 a dezembro de 2006.

Dados	RBEE de Mogi Guaçu (Cerrado)	RBAS de Paranapiacaba (Mata Atlântica)
temperatura máxima*	28,8°C	22,7°C
temperatura mínima*	14,9°C	14,9°C
precipitação anual*	2953,9 mm	4687,4 mm
umidade relativa do ar*	74,7%	93,7%
pH do solo**	4,9	3,6
tipo de solo**	limo, arenoso, barrento	limo, fino, arenoso

* médias das medidas diárias do período de setembro de 2004 a dezembro de 2006

** de acordo com o Laboratório Agrônomo S/C Ltda (LAGRO)

Para cada local de coleta, nos dois anos em que as plantas foram coletadas, os rendimentos dos óleos voláteis extraídos foram sempre superiores nas amostras de plantas secas (figura 2). Os menores rendimentos dos óleos voláteis (figura 2) foram obtidos no verão de 2005, nas duas áreas de coleta. Na ocasião dessa coleta, as plantas estavam no final do estágio reprodutivo, na fase de dispersão dos aquênios. Nas demais coletas, as plantas estavam em estágio vegetativo.

De modo geral, o rendimento dos óleos voláteis foi menor no primeiro ano de coleta das plantas, nas duas áreas, período em que as plantas da população de Cerrado possuíam maior teor de umidade. No período entre o outono e o inverno de 2006, a diminuição do teor de umidade das plantas foi concomitante ao aumento no rendimento do óleo volátil (figura 3).

A composição química das amostras de óleos voláteis de plantas frescas e secas de *B. trimera*, coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, no ano de 2005, pode ser visualizada nas tabelas 2 e 3. Foram identificados acima de 97% dos compostos de cada amostra. O número de compostos caracterizados variou de oito, nas amostras de Mata Atlântica (tabela 2) e de Cerrado (tabela 3) a 35 compostos em área de Mata Atlântica (tabela 3) e de Cerrado (tabela 5).

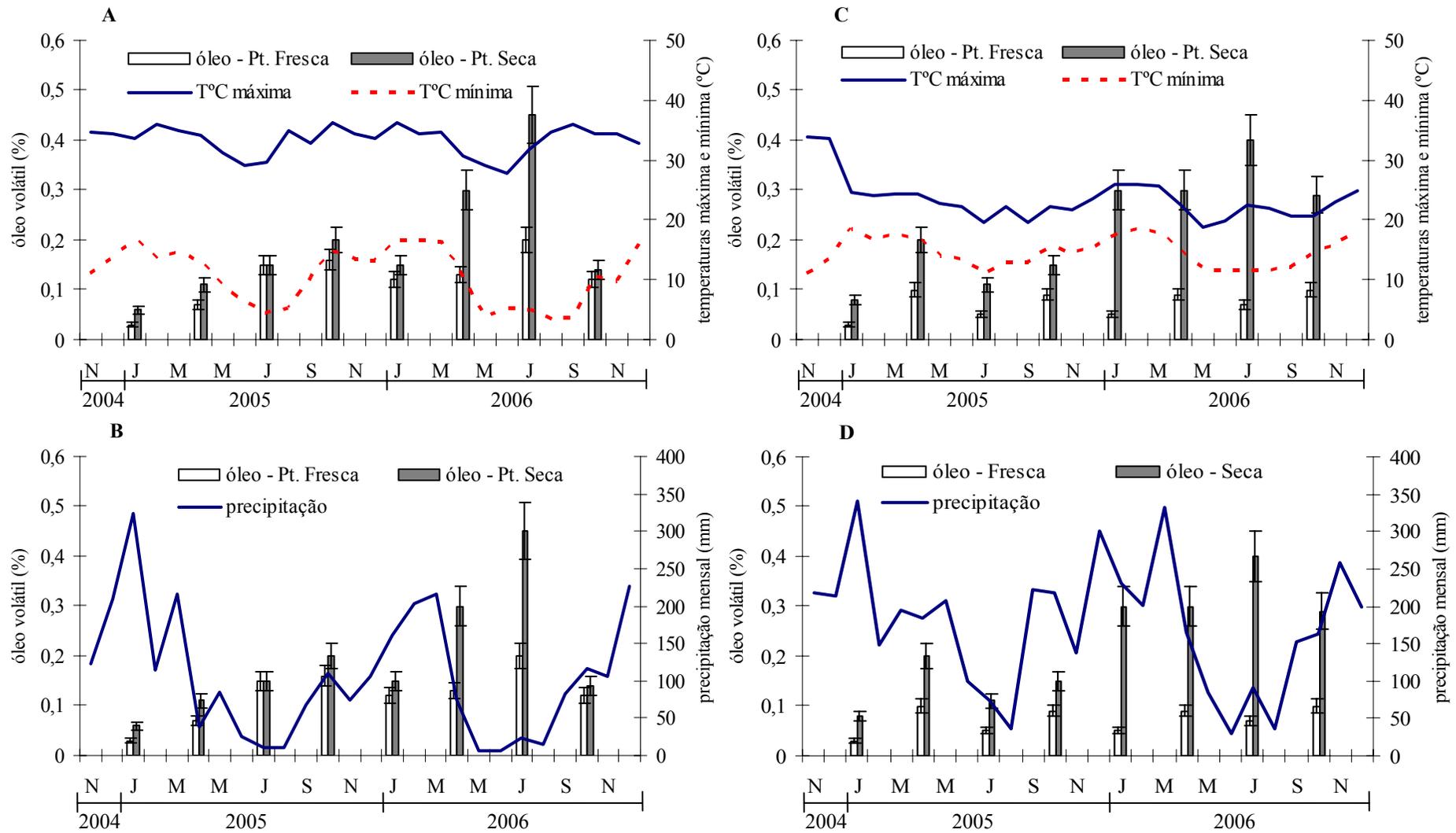


Figura 2. Rendimento (%) de óleo volátil em função da massa fresca e seca de plantas de *Baccharis trimera* coletadas em áreas de Cerrado (A e B) e de Mata Atlântica (C e D), em relação às temperaturas máxima, mínima e precipitação no período de novembro de 2004 a novembro de 2006.

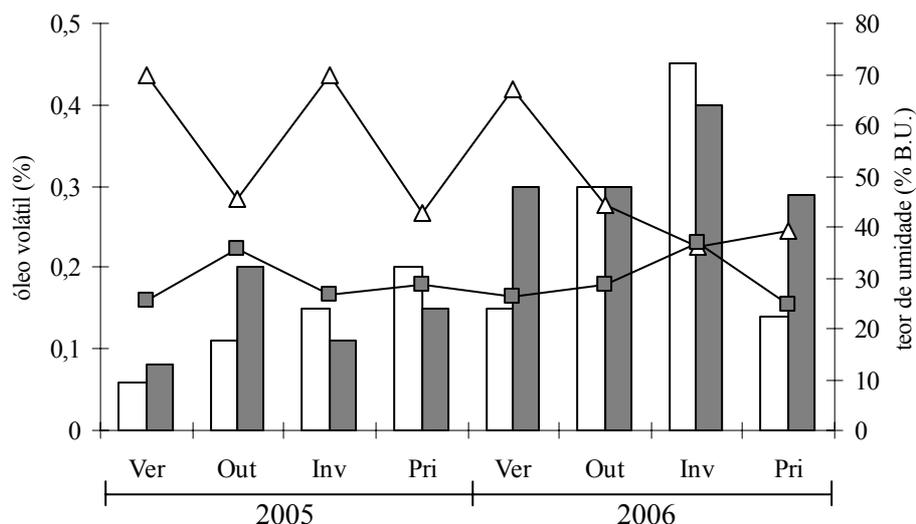


Figura 3. Rendimento (%; barras) de óleo volátil em função da umidade (% de Base Úmida, símbolos) de plantas de *Baccharis trimera* coletadas no Cerrado (barras e símbolos vazios) e na Mata Atlântica (barras e símbolos cheios), do verão de 2005 a primavera de 2006.

Nas amostras de plantas frescas de *B. trimera*, nas duas áreas de coleta, os hidrocarbonetos sesquiterpênicos apareceram em porcentagem mais alta (tabelas 2 e 4), exceto na amostra de óleo de plantas coletadas na Mata Atlântica, no inverno (tabela 4). Em relação à extração de óleo volátil de plantas secas de *B. trimera*, os monoterpenos oxigenados foram obtidos em maior quantidade no ano de 2005 (tabela 3).

As estruturas químicas dos compostos majoritários (área do pico $\geq 10\%$) caracterizados nos óleos voláteis de plantas frescas e secas de *B. trimera* podem ser visualizadas na figura 4. Em todas as amostras o carquejol (1) foi o componente majoritário, variando entre 15,45% (tabela 2) e 31,17% (tabela 3). Os compostos α -pineno (2), germacreno-D (3), biciclogermacreno (4) e germacreno-B (5) também ocorreram em maior quantidade nas amostras de plantas frescas de 2005. Nas amostras de óleos voláteis de plantas secas de *B. trimera*, ainda no ano de 2005 (tabela 3), acetato de carquejila (6), β -cariofileno (7), aromadendreno (8) e espatulenol (9) apresentaram áreas de pico maiores que 10%. Carquejol, acetato de carquejila, germacreno-D, germacreno-B e espatulenol também foram

caracterizados como compostos majoritários nas amostras de óleos voláteis extraídos de plantas coletadas em 2006 (tabelas 4 e 5).

Tabela 2. Composição química de óleos voláteis de plantas frescas de *Baccharis trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, durante o ano de 2005, nas diferentes estações do ano.

Composto	IR	Verão		Outono		Inverno		Primavera	
		Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
α -pineno	916	0,94	2,35	0,30	0,90	-	12,70	-	2,39
sabineno	955	-	2,91	-	2,60	-	-	-	-
β -pineno	972	6,01	1,80	2,64	1,30	8,41	-	0,70	1,07
mirceno	981	2,68	2,31	1,34	-	5,05	8,50	-	1,87
limoneno	1020	0,20	2,28	-	-	-	-	-	-
trans- β -ocimeno	1038	0,38	2,54	-	1,10	-	-	-	-
γ - terpineno	1062	-	-	-	0,30	-	-	0,10	-
caquejol	1149	22,87	21,80	15,45	17,50	23,7	20,10	28,20	28,43
naftaleno	1172	0,40	0,73	1,10	0,70	-	-	3,80	0,30
α -terpineol	1184	-	-	-	-	-	-	0,31	-
acetato de carquejila	1294	4,10	1,61	0,50	7,80	6,80	3,90	0,35	2,63
Monoterpenos (%)		37,58	38,33	21,33	32,20	43,96	45,20	33,46	36,69
α -cubebeno	1351	0,40	1,84	0,33	-	-	-	0,20	0,10
α -copaeno	1370	1,52	-	0,95	0,30	-	-	0,80	0,13
β -cubebeno	1375	0,74	-	0,33	-	-	-	-	-
β -elemeno	1385	1,85	2,46	7,50	9,20	-	-	2,80	3,50
α -gurjuneno	1409	2,10	1,35	2,90	-	-	-	-	0,40
β -cariofileno	1420	9,27	3,49	8,66	3,10	7,82	10,30	3,30	4,05
β - gurjuneno	1431	-	-	-	1,60	-	-	-	-
aromadendreno	1438	-	2,67	5,70	3,20	4,22	12,00	9,80	14,20
α -guaiano	1440	1,21	-	0,80	-	-	-	0,30	2,07
α -humuleno	1454	1,91	2,14	2,27	7,90	-	13,80	-	6,70
allo-aromadendreno	1461	2,05	2,38	-	10,70	-	-	2,17	-
γ -gurjuneno	1470	-	6,49	-	0,30	-	-	0,30	-
γ -muuroleno	1473	-	-	-	-	-	-	0,45	-
γ -himacheleno	1476	-	1,45	-	-	-	-	-	-
germacreno-D	1480	6,75	7,37	15,40	10,0	21,10	18,10	0,30	6,00
biciclogermacreno	1490	-	1,39	10,64	3,20	11,96	-	2,40	2,41
β - selineno	1493	0,80	1,13	2,90	2,10	-	-	0,30	1,76
valenceno	1488	2,50	-	3,70	1,60	-	-	2,20	-
viridifloreno	1493	0,50	0,84	0,40	-	-	-	-	-
α -selineno	1495	-	-	-	-	-	-	-	0,45
germacreno-B	1498	12,32	-	-	2,30	-	-	0,15	-
α -longipineno	1500	-	2,16	-	-	-	-	1,84	-
α -muuroleno	1501	3,01	2,46	1,35	0,80	-	-	4,10	1,96
α -farneseno	1504	1,00	1,08	1,00	-	-	-	1,10	0,30

continua

α -bisaboleno	1504	-	-	-	0,30	-	-	-	0,30
γ -cadineno	1516	-	3,88	-	-	-	-	0,60	-
δ -cadineno	1526	9,55	5,87	6,70	3,10	7,57	-	3,60	5,10
α -calacoreno	1542	0,20	0,85	0,83	-	-	-	2,60	0,45
γ -elemeno	1554	-	0,60	0,65	-	-	-	-	-
ledol	1562	-	1,00	-	2,90	-	-	-	-
espatulenol	1571	-	-	-	-	-	-	22,0	3,64
óxido de cariofileno	1576	-	-	-	-	-	-	-	0,50
guaien-4-ol	1610	-	1,42	-	-	-	-	-	1,30
1- <i>epi</i> -cubenol	1616	-	-	-	-	-	-	-	-
γ -eudesmol	1635	-	-	-	2,90	-	-	-	-
τ -cadinol	1636	0,75	-	-	-	-	-	-	1,94
τ -muurolol	1638	1,11	-	-	-	-	-	-	0,19
torreiol	1641	0,40	-	4,70	-	-	-	3,20	-
β -eudesmol	1644	-	1,77	-	1,0	3,00	-	-	-
α -eudesmol	1653	0,90	-	-	-	-	-	-	-
α -cadinol	1654	0,10	1,73	-	0,20	-	-	-	-
oplopanona	1733	-	-	-	-	-	-	-	2,79
fitol	1745	-	-	0,81	-	-	-	0,10	1,79
palustrol	1758	-	1,74	-	-	-	-	-	-
Sesquiterpenos (%)		60,94	59,56	78,52	66,70	55,67	54,20	64,61	62,03
Total (%)		98,52	97,89	99,85	98,90	99,63	99,40	98,07	98,72
Hidrocarbonetos									
Monoterpênicos		10,61	14,92	5,38	6,90	13,46	21,20	4,60	5,63
Monoterpenos Oxigenados		26,97	23,41	15,95	25,30	30,50	24,00	28,86	31,06
Hidrocarbonetos									
Sesquiterpênicos		57,68	51,90	73,01	59,70	52,67	54,20	39,31	49,88
Sesquiterpenos Oxigenados		3,26	7,66	5,51	7,00	3,00	-	25,30	12,50

Tabela 3. Composição química de óleos voláteis de plantas secas de *Baccharis trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, durante o ano de 2005, nas diferentes estações do ano.

Composto	IR	Verão		Outono		Inverno		Primavera	
		Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
α -pineno	916	-	-	-	1,00	-	2,32	-	1,30
sabineno	955	-	-	-	-	-	-	-	0,41
β -pineno	972	6,93	2,86	-	0,40	4,77	-	3,10	0,35
mirreno	981	-	-	-	-	-	1,70	-	-
β -felandreno	1026	-	-	-	-	-	-	-	1,00
trans- β -ocimeno	1038	-	-	-	-	-	1,08	-	-
γ - terpineno	1062	-	-	-	-	-	-	-	0,25
terpinoleno	1088	-	-	-	-	-	-	-	1,16
caquejol	1149	29,87	25,71	29,59	26,50	22,34	27,73	31,17	28,32
naftaleno	1172	-	-	4,10	2,40	-	-	0,90	-
acetato de carquejila	1294	17,80	15,76	18,57	21,30	18,67	18,95	20,70	19,90

continua

Monoterpenos (%)		54,60	44,33	52,26	51,60	45,78	51,78	55,87	52,69
α -cubebeno	1351	-	5,41	-	-	-	-	-	0,13
α -copaeno	1370	2,53	-	1,20	-	-	-	0,60	1,53
β -cubebeno	1375	-	-	-	0,40	-	-	-	-
β -elemeno	1385	2,77	3,16	3,20	2,70	-	1,21	1,30	2,00
α -gurjuneno	1409	-	-	-	0,70	-	-	-	0,40
β -cariofileno	1420	14,37	9,71	6,10	4,50	12,73	7,01	6,00	3,62
β -gurjuneno	1431	-	-	-	0,70	-	-	-	-
aromadendreno	1438	-	-	1,90	7,80	12,53	8,48	6,60	3,43
α -guaiano	1440	-	6,59	4,80	-	-	-	-	3,70
α -humuleno	1454	3,36	5,08	2,30	5,90	-	8,07	-	4,84
allo-aromadendreno	1461	-	-	-	-	-	-	-	3,25
γ -gurjuneno	1470	-	-	-	0,30	-	1,50	-	0,31
γ -muuroloeno	1473	-	-	-	-	-	-	-	1,40
germacreno-D	1480	-	5,59	3,98	-	10,83	11,71	2,02	1,91
biciclogermacreno	1490	-	6,14	3,65	-	10,90	-	1,60	-
β -selineno	1493	-	-	1,30	1,90	-	-	1,10	1,50
valenceno	1488	-	5,64	3,90	4,90	-	-	2,40	2,50
α -selineno	1495	7,28	-	3,90	-	-	1,15	-	4,85
germacreno-B	1498	-	-	-	-	-	1,36	-	0,25
α -longipineno	1500	-	-	-	-	-	-	0,80	0,10
α -muuroloeno	1501	-	-	1,80	2,40	-	-	-	0,72
α -farneseno	1504	-	-	1,10	-	-	-	-	0,50
α -bisaboleno	1504	-	-	-	0,22	-	-	-	-
γ -cadineno	1516	-	2,54	-	-	-	-	-	-
δ -cadineno	1526	6,23	4,19	3,60	1,60	6,76	4,16	2,50	1,28
α -calacoreno	1542	3,91	-	0,70	-	-	-	-	0,80
ledol	1562	-	-	1,10	6,90	-	-	-	1,12
espatulenol	1571	-	-	-	-	-	-	16,50	-
óxido de cariofileno	1576	-	-	-	-	-	-	-	1,08
γ -eudesmol	1635	-	-	-	1,70	-	-	-	-
τ -cadinol	1636	-	-	-	-	-	-	-	1,37
τ -muurolol	1638	-	-	-	-	-	-	-	4,08
torreiol	1641	0,98	-	2,80	4,10	-	3,69	1,60	2,92
β -eudesmol	1644	0,77	-	-	-	-	-	-	0,64
α -eudesmol	1653	0,32	-	-	-	-	-	-	-
germacrona	1691	0,15	-	-	-	-	-	-	-
oplopanona	1733	-	-	-	-	-	-	-	-
palustrol	1758	1,32	-	-	-	-	-	-	-
Sesquiterpenos (%)		43,99	54,05	47,33	46,72	53,75	48,34	43,02	48,23
Total (%)		98,59	98,38	99,59	97,32	99,53	97,80	98,89	99,21
Hidrocarbonetos Monoterpênicos		6,93	2,86	4,10	3,80	4,77	5,10	4,0	4,47
Monoterpenos Oxigenados		47,67	41,47	48,16	47,80	41,01	46,68	51,87	48,22
Hidrocarbonetos Sesquiterpênicos		40,45	54,05	43,43	34,02	53,75	44,65	24,92	37,02
Sesquiterpenos Oxigenados		3,54	-	3,90	5,80	-	3,69	18,10	11,21

Tabela 4. Composição química de óleos voláteis de plantas frescas de *Baccharis trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, durante o ano de 2006, nas diferentes estações do ano.

Composto	Verão		Outono		Inverno		Primavera		
	IR	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
α -pineno	916	-	-	0,48	6,10	0,45	1,53	0,29	2,54
sabineno	955	-	-	-	-	-	1,03	2,04	-
β -pineno	972	5,62	0,88	6,00	1,13	3,98	0,63	3,06	0,65
mirceno	981	2,26	-	-	5,14	2,35	-	-	2,48
limoneno	1020	-	-	-	-	0,10	-	-	-
trans- β -ocimeno	1038	-	-	-	-	-	-	0,48	3,04
γ - terpineno	1062	-	-	-	0,70	-	-	-	0,17
caquejol	1149	20,35	20,70	21,18	23,79	21,86	25,88	23,12	20,35
naftaleno	1172	-	0,80	0,97	-	0,52	0,29	0,26	0,17
acetato de carquejila	1294	14,18	12,03	15,21	14,01	17,22	13,70	15,89	14,67
Monoterpenos (%)		42,41	34,41	43,84	50,87	46,48	43,06	45,14	44,07
α -cubebeno	1351	-	-	0,49	-	0,42	-	0,31	0,10
α -copaeno	1370	1,15	0,48	0,87	0,65	0,86	0,27	0,69	0,31
β -cubebeno	1375	2,20	-	-	0,54	1,54	-	-	0,18
β -elemeno	1385	1,34	0,87	1,99	1,40	2,56	-	2,21	2,23
α -gurjuneno	1409	1,10	-	1,89	1,85	1,97	-	3,81	2,14
β -cariofileno	1420	5,63	3,23	3,62	4,35	-	-	-	4,56
β - gurjuneno	1431	-	-	-	-	-	4,21	-	-
aromadendreno	1438	6,91	2,64	1,71	1,67	7,41	5,51	8,43	8,21
α -guaieno	1440	-	-	-	0,15	-	-	-	-
α -cadineno	1447	-	-	0,42	-	0,28	-	0,29	-
α -humuleno	1454	1,42	0,89	2,54	2,76	2,35	4,21	2,04	6,20
allo-aromadendreno	1461	-	0,42	2,89	2,93	-	1,65	1,88	0,95
γ -gurjuneno	1470	-	-	-	-	-	-	-	0,19
γ -muuroleno	1473	-	1,29	-	-	-	-	-	-
germacreno-D	1480	1,19	3,29	5,88	3,44	16,50	4,55	21,62	7,65
β - selineno	1493	2,1	-	2,74	3,91	2,13	1,81	0,71	1,76
valenceno	1488	-	1,79	1,78	1,15	3,47	2,20	0,16	0,28
viridifloreno	1493	-	-	-	0,32	-	-	-	-
α -selineno	1495	-	-	-	0,32	-	-	-	-
germacreno-B	1498	10,07	13,09	10,39	10,00	0,68	-	0,58	3,75
α -longipineno	1500	-	-	-	0,94	-	-	-	-
α -muuroleno	1501	0,85	1,53	1,55	3,19	1,20	1,28	5,98	1,38
α -farneseno	1504	1,68	0,80	-	-	0,75	-	1,09	-
α -bisaboleno	1504	-	-	-	-	-	-	-	0,36
γ -cadineno	1516	-	-	0,16	2,08	-	-	-	-
δ -cadineno	1526	7,32	2,76	7,85	4,18	6,41	1,98	6,52	2,95
α -calacoreno	1542	-	-	0,35	1,14	0,30	0,42	-	0,37
γ -elemeno	1554	0,67	0,95	0,75	0,85	-	1,40	-	-
ledol	1562	3,02	1,29	-	-	-	2,34	-	-
espatulenol	1571	-	18,51	-	-	-	10,60	-	8,56

continua

óxido de cariofileno	1576	-	-	-	-	-	0,64	-	-
guaien-4-ol	1610	-	1,24	-	-	-	-	-	-
1- <i>epi</i> -cubenol	1616	-	0,44	-	1,05	-	1,72	-	-
γ -eudesmol	1635	-	0,67	-	-	-	0,19	-	-
τ -cadinol	1636	5,58	-	3,38	-	-	0,57	-	4,17
τ -muurolol	1638	-	1,10	-	-	-	0,77	-	-
torreiol	1641	4,76	1,22	3,15	4,19	3,89	3,33	-	-
β -eudesmol	1644	-	0,86	-	0,44	-	0,61	-	0,29
α -eudesmol	1653	-	2,46	0,22	-	-	0,43	-	-
α -cadinol	1654	-	0,58	-	-	-	2,13	-	-
germacrona	1691	-	0,36	-	-	-	2,68	-	-
oplopanona	1733	-	-	-	0,21	-	1,36	-	-
fitol	1745	0,34	-	0,13	0,34	0,20	-	0,18	-
palustrol	1758	-	-	-	-	-	3,68	-	-
Sesquiterpenos (%)		57,33	62,76	54,75	54,05	52,92	58,54	56,50	56,59
Total (%)		99,74	97,17	98,12	98,82	98,95	99,04	99,31	98,12
Hidrocarbonetos									
Monoterpênicos		7,88	1,68	7,45	13,07	7,40	3,48	3,07	9,05
Monoterpenos Oxigenados		34,56	32,73	36,39	37,80	39,08	39,58	39,01	35,02
Hidrocarbonetos									
Sesquiterpênicos		43,63	34,03	47,87	47,82	48,83	27,49	56,32	43,57
Sesquiterpenos Oxigenados		13,70	28,73	6,88	6,23	4,09	31,05	0,18	13,02

Tabela 5. Composição química de óleos voláteis de plantas secas de *Baccharis trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, durante o ano de 2006, nas diferentes estações do ano.

Composto	IR	Verão		Outono		Inverno		Primavera	
		Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
α -pineno	916	1,27	3,45	0,34	-	-	0,48	0,18	1,18
sabineno	955	-	3,97	0,28	-	-	0,22	-	1,03
β -pineno	972	-	1,88	1,32	-	0,74	0,33	1,16	0,22
limoneno	1020	-	-	-	-	-	-	0,22	-
γ -terpineno	1062	-	-	-	0,19	-	-	0,15	0,11
caquejol	1149	29,71	21,04	20,26	21,37	21,53	20,34	25,39	25,36
naftaleno	1172	-	1,21	2,69	-	0,86	-	-	-
acetato de carquejila	1294	21,84	14,30	14,04	11,38	15,65	12,61	18,24	19,46
Monoterpenos (%)		52,82	45,85	38,93	32,94	38,78	33,98	45,34	47,36
α -cubebeno	1351	-	-	0,25	0,71	0,20	-	0,19	-
α -copaeno	1370	-	-	1,08	-	1,00	-	1,05	0,23
β -cubebeno	1375	-	0,42	-	-	0,16	-	-	-
β -elemeno	1385	0,81	2,01	1,39	1,97	1,15	1,73	1,49	1,66
α -gurjuneno	1409	-	-	0,20	1,57	1,76	3,12	5,33	2,28
β -cariofileno	1420	3,38	7,72	5,20	5,82	3,54	5,26	6,35	4,83
aromadendreno	1438	5,23	8,12	8,05	9,44	9,67	9,29	1,16	7,78

continua

α -guaieno	1440	-	-	0,23	-	-	-	-	-
α -humuleno	1454	4,60	5,43	2,32	5,90	3,95	6,40	2,52	1,22
allo-aromadendreno	1461	2,07	-	-	5,94	4,40	7,50	4,14	1,73
γ -gurjuneno	1470	1,08	-	-	0,65	2,43	4,30	-	0,70
γ -muuroleno	1473	-	-	2,17	-	-	-	-	-
germacreno-D	1480	-	-	1,50	-	3,61	6,68	4,03	2,14
biciclogermacreno	1490	-	-	5,26	-	-	-	-	-
β -selineno	1493	2,05	1,66	1,54	3,52	3,25	2,24	2,16	2,69
valenceno	1488	0,75	0,28	3,67	1,52	3,10	0,21	3,20	-
viridifloreno	1493	-	-	-	-	1,49	0,28	0,42	0,49
α -selineno	1495	-	-	1,82	-	-	-	-	0,76
germacreno-B	1498	11,39	5,62	5,00	6,45	0,16	2,93	3,28	3,37
α -longipineno	1500	-	-	-	3,91	1,28	-	0,71	0,37
α -muuroleno	1501	1,93	0,93	3,43	8,02	3,33	2,77	2,25	-
α -farneseno	1504	-	-	-	-	0,71	-	1,29	-
γ -cadineno	1516	-	-	-	0,76	-	-	1,42	-
δ -cadineno	1526	1,49	3,32	3,22	-	-	-	-	-
α -calacoreno	1542	-	-	0,64	0,95	3,55	1,08	2,13	7,42
γ -elemeno	1554	-	-	-	0,93	-	0,72	-	-
espatulenol	1571	1,46	-	5,74	10,95	26,40	8,01	22,94	5,07
óxido de cariofileno	1576	-	-	-	-	1,36	-	-	2,0
guaien-4-ol	1610	-	4,11	0,71	-	1,16	1,83	0,65	-
1- <i>epi</i> -cubenol	1616	-	1,38	1,53	0,23	-	-	-	-
γ -eudesmol	1635	-	1,99	-	1,29	-	-	0,96	0,95
τ -cadinol	1636	3,0	0,53	-	0,61	-	-	0,49	0,24
τ -muurolol	1638	4,01	0,94	-	1,45	-	3,01	0,72	0,19
torreiol	1641	2,28	0,46	1,47	2,73	1,47	1,90	1,75	3,95
β -eudesmol	1644	-	2,76	1,31	0,64	0,96	1,41	1,34	0,19
α -eudesmol	1653	-	0,34	1,06	0,55	0,35	0,91	1,78	2,64
α -cadinol	1654	-	0,72	-	0,42	0,26	0,36	1,10	1,98
germacrona	1691	-	-	-	0,45	0,19	1,52	1,42	0,48
oplopanona	1733	-	-	-	-	0,24	-	1,07	0,77
fitol	1745	0,44	-	0,60	-	0,12	-	-	0,30
palustrol	1758	-	-	-	1,33	-	-	-	0,90
Sesquiterpenos (%)	45,97	53,27	50,34	67,76	60,37	65,45	54,40	52,26	
Total (%)	98,79	99,12	98,32	99,37	99,15	99,43	99,74	98,72	
Hidrocarbonetos									
Monoterpênicos		1,27	10,51	4,63	0,19	1,60	1,03	1,71	2,54
Monoterpenos Oxigenados		51,55	35,34	34,30	32,75	37,18	32,95	43,63	44,82
Hidrocarbonetos									
Sesquiterpênicos		34,78	27,51	46,97	58,06	54,26	54,51	43,12	37,67
Sesquiterpenos Oxigenados		11,19	25,76	12,42	9,70	6,11	10,94	11,28	14,59

Todas as amostras revelaram os mesmos constituintes, com exceção dos hidrocarbonetos monoterpênicos β -felandreno e terpinoleno, que foram os compostos exclusivos dos óleos voláteis de plantas de *B. trimera* coletadas na vegetação da Mata Atlântica. Nas plantas da área de Cerrado, não foi encontrado nenhum composto exclusivo.

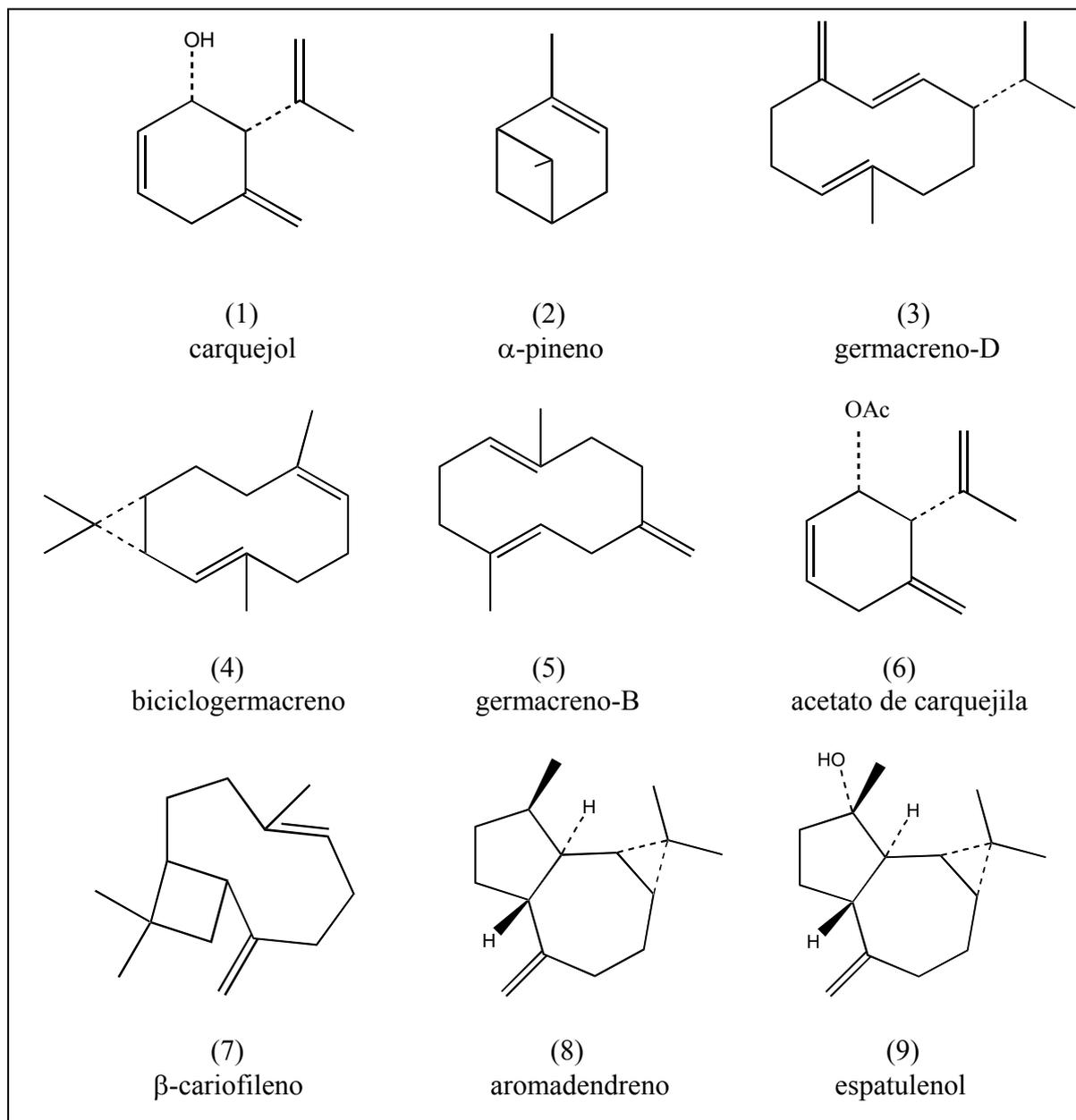


Figura 4. Estruturas químicas de compostos voláteis com área de pico $\geq 10\%$, caracterizados nos óleos voláteis de plantas de *Baccharis trimera*, coletadas em regiões de Cerrado e Mata Atlântica, sazonalmente, nos anos de 2005 e 2006.

Os compostos com áreas de picos maiores que 5%, obtidos sazonalmente de plantas frescas e secas de *B. trimera* coletadas nas duas áreas, nos dois anos consecutivos, são mostrados na figura 5. Biciclogermacreno foi encontrado em maior concentração nas amostras de plantas frescas e secas coletadas em 2005 em área de Cerrado. Nas amostras de plantas secas de *B. trimera* coletadas em 2005, o composto β -cariofileno foi caracterizado em

todas as amostras de óleo volátil. Em 2006, em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, o composto germacreno-B ocorreu na maioria das coletas (figura 5).

Os resultados da atividade antifúngica dos óleos voláteis extraídos de material fresco e seco de plantas de *B. trimera*, coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, estão mostrados na tabela 6 e figura 6. Óleos voláteis extraídos de plantas frescas de áreas de Cerrado apresentaram no inverno (Rf: 0,31) e na primavera (Rf: 0,29), atividade fraca contra o fungo *Cladosporium sphaerospermum* e, no outono e inverno (Rf: 0,39), contra *C. cladosporioides*. Amostras de óleos voláteis extraídos de material coletado na área de Mata Atlântica, no verão e primavera (Rf: 0,5) e no inverno (Rf: 0,7) apresentaram atividade antifúngica forte contra as duas espécies de fungos testados. As amostras de óleos voláteis extraídos de plantas secas das duas áreas de coleta não apresentaram atividade antifúngica forte. No entanto, óleos voláteis obtidos de plantas da Mata Atlântica apresentaram atividade inibitória média contra *C. sphaerospermum* e *C. cladosporioides*, no outono (Rf: 0,04) e no inverno (Rf: 0,45 para *C. sphaerospermum* e 0,05 para *C. cladosporioides*) (tabela 6).

A atividade antimicrobiana de óleos voláteis de plantas de *B. trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica pode ser visualizada na tabela 7. *Staphylococcus aureus* e *Candida albicans* foram os microorganismos mais suscetíveis aos óleos voláteis, com 100% de inibição do crescimento em todas as estações do ano, dependendo da área de coleta e do tipo de material vegetal utilizado na extração (fresco ou seco). Somente os óleos voláteis de plantas secas de área de Cerrado inibiram 100% o crescimento de *Pseudomonas aeruginosa*. A porcentagem maior de inibição de crescimento de *Escherichia coli* foi de 27,3%, na presença de óleos voláteis de plantas frescas de *B. trimera* da população de Mata Atlântica. Esse microorganismo mostrou-se resistente aos óleos voláteis testados (tabela 7).

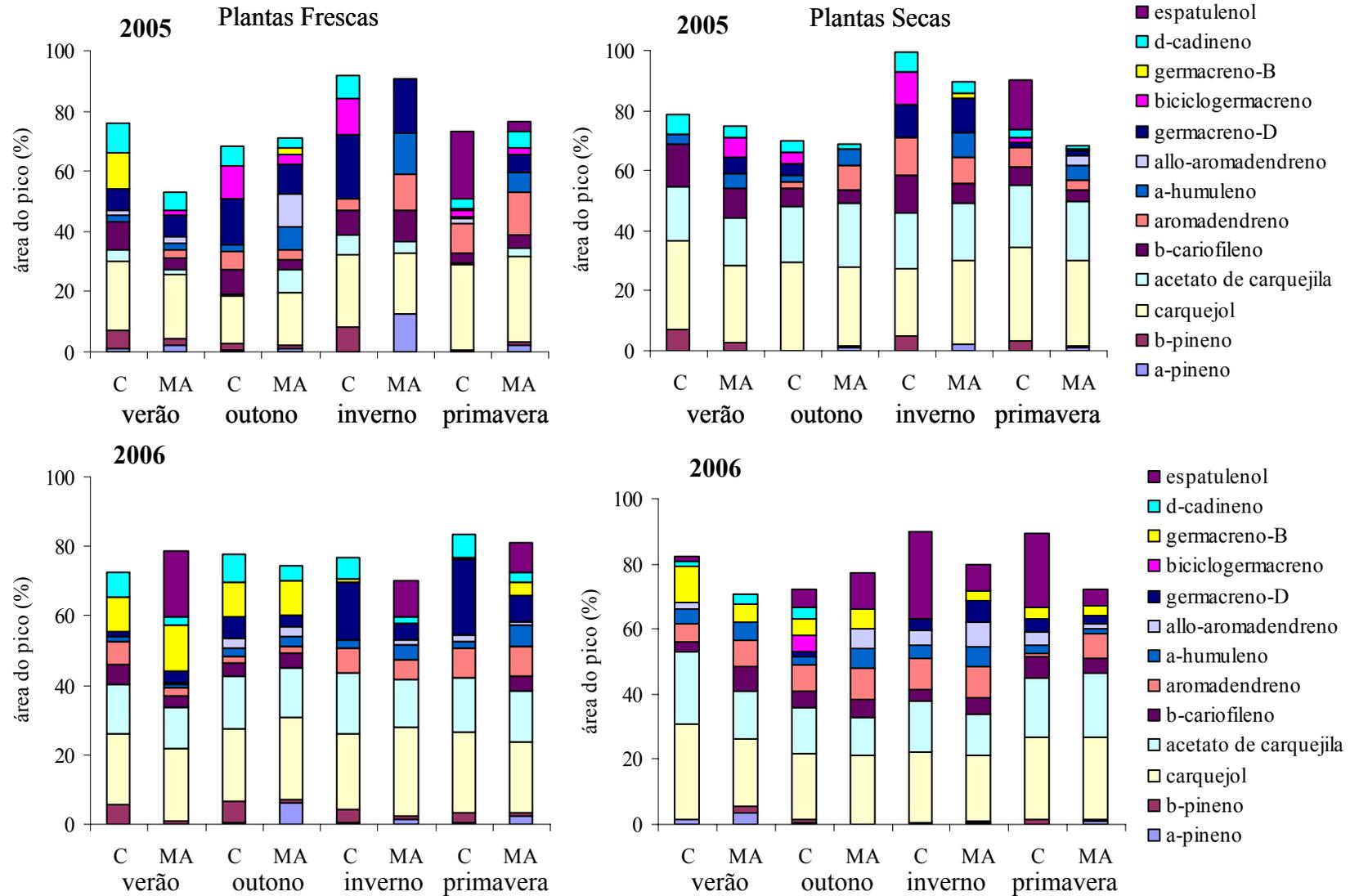


Figura 5. Compostos voláteis com áreas de pico superiores a 5%, caracterizados nas amostras de óleos voláteis de plantas frescas e secas de *Baccharis trimera* coletadas em vegetação de Cerrado (C) e Mata Atlântica (MA), nos anos de 2005 e 2006.

Tabela 6. Atividade antifúngica sobre *Cladosporium sphaerospermum* e *C. cladosporioides* de óleos voláteis (400 µg) de plantas frescas e secas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em vegetação de Cerrado e Mata Atlântica.

Plantas Frescas								
Estação do ano	<i>C. sphaerospermum</i>				<i>C. cladosporioides</i>			
	Cerrado		Mata Atlântica		Cerrado		Mata Atlântica	
	Rf	Atividade	Rf	Atividade	Rf	Atividade	Rf	Atividade
verão	-	-	0,5	***	-	-	0,5	***
			0,17	**			0,19	**
			0,32	*			0,49	*
			0,47	**				
outono	-	-	0	**	0,39	*	0,03	**
							0,39	*
inverno	0,31	*	0,7	***	0,39	*	0,7	***
			0,23	**			0,22	**
			0,4	*			0,39	*
primavera	0,29	*	0,5	***	-	-	0,5	***
			0,22	*			0,22	**
			0,39	*			0,39	*
Plantas Secas								
verão	-	-	0,02	*	-	-	0,02	*
outono	0,07	*	0,04	**	0,39	*	0,04	**
	0,37	*					0,39	*
inverno	0,37	*	0,45	**	0,39	*	0,05	**
			0,39	*			0,39	*
primavera	nr	nr	nr	nr	nr	nr	nr	nr

***: atividade forte; **: atividade média; *: atividade fraca; -: sem atividade; nr: não realizado

A tabela 8 mostra a germinabilidade de sementes de alface na presença de óleos voláteis de plantas secas de *B. trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, em 2005. A inibição da germinação foi dose-dependente nas estações do ano, variando em função da proporção do óleo volátil utilizado em relação ao tratamento controle. Diferenças significativas foram observadas entre áreas de coleta x estação do ano x proporção do óleo. Na primavera, outono e inverno ocorreram diferenças entre as áreas de coleta na proporção de 0,1:100 do óleo volátil; quando se utilizou 1:100 do óleo, diferenças na germinabilidade das sementes de alface foram verificadas no verão, outono e inverno; ainda,

no outono e inverno, a 2:100, os óleos voláteis extraídos de plantas coletadas na Mata Atlântica inibiram significativamente a germinação das sementes.

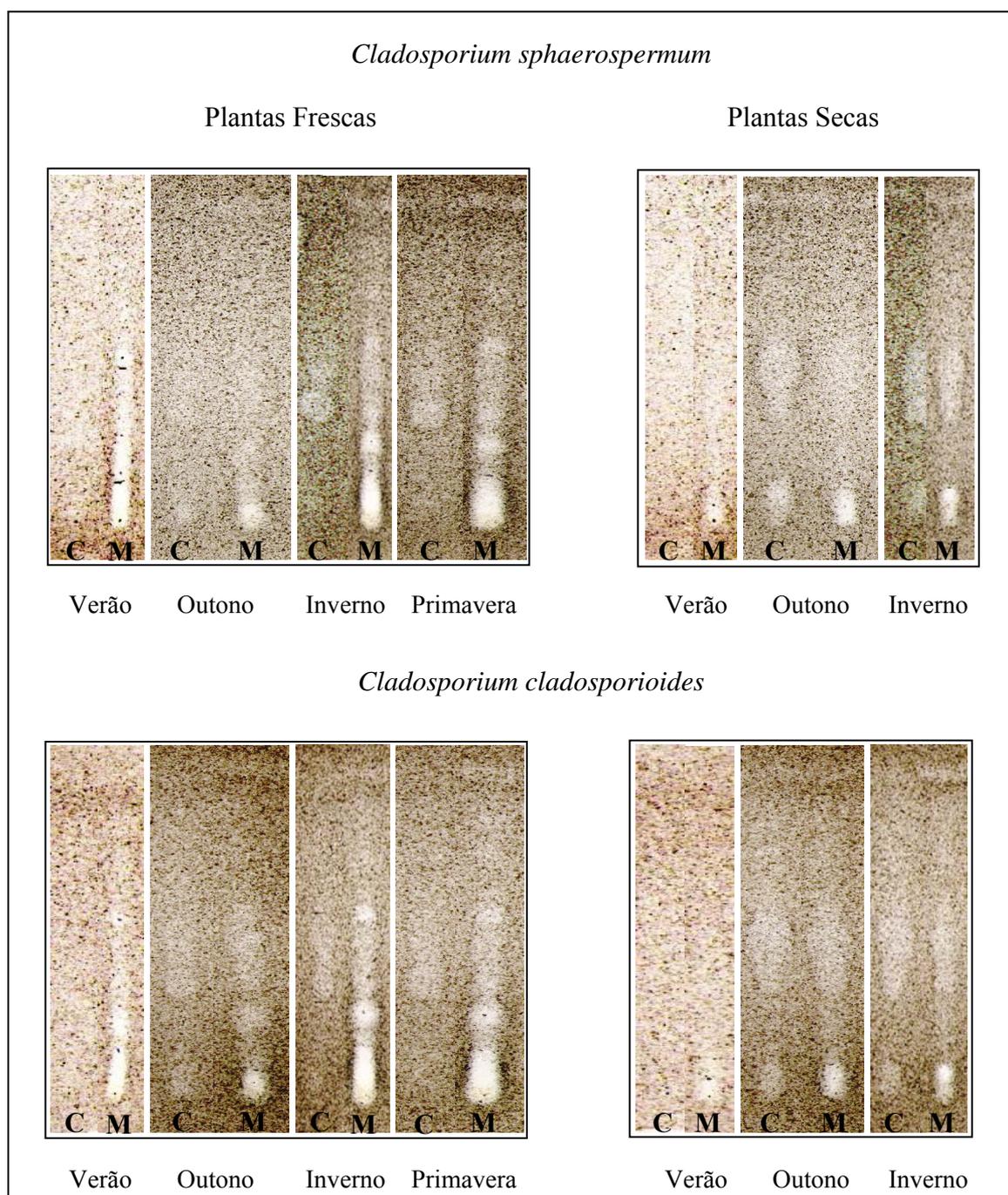


Figura 6. Bioautografia de óleos voláteis de plantas frescas e secas com atividade antifúngica de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado (C) e Mata Atlântica (M), no ano de 2005.

Tabela 7. Atividade antimicrobiana (% de inibição de crescimento) de óleos voláteis de plantas de *Baccharis trimera*, coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica.

microorganismo	Plantas Frescas							
	Verão		Outono		Inverno		Primavera	
	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
<i>E. coli</i>	21,0	27,3	21,0	21,5	10,9	13,0	14,1	22,8
<i>S. aureus</i>	100,0	80,0	100,0	79,0	100,0	80,0	96,5	74,8
<i>P. aeruginosa</i>	40,0	39,4	43,1	95,0	46,0	18,3	60,7	92,0
<i>C. albicans</i>	65,0	17,0	50,2	100,0	85,0	8,6	69,7	98,0
microorganismo	Plantas Secas							
	Verão		Outono		Inverno		Primavera	
	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
<i>E. coli</i>	24,3	25,0	24,0	25,6	23,8	17,1	20,7	10,3
<i>S. aureus</i>	91,0	98,0	100,0	94,5	91,4	100,0	92,6	74,5
<i>P. aeruginosa</i>	49,5	42,5	50,0	74,0	43,2	42,6	100,0	58,4
<i>C. albicans</i>	99,0	100,0	100,0	99,3	100,0	100,0	97,8	90,2

Tabela 8. Germinabilidade (%) de sementes de alface (*Lactuca sativa*) na presença de óleos voláteis de plantas secas de *Baccharis trimera*, coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância. Letras maiúsculas para comparação nas colunas, dentro de locais de coleta; minúsculas, nas linhas entre os locais de coleta, dentro de cada estação do ano.

tratamentos	Primavera		Verão		Outono		Inverno	
	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
H ₂ O	93,5 Aa	93,5 Aa	94,5 Aa	94,5 Aa	90,5 Aa	90,5 Aa	91,0 Aa	91,0 Aa
Tween	89,5 Aa	89,5 Aa	92,5 Aa	92,5 Aa	91,0 Aa	91,0 Aa	90,5 Aa	90,5 Aa
0,1:100	89,5 Aa	80,5 Bb	83,5 Ba	86,5 Ba	93,0 Aa	76,5 Bb	93,0 Aa	72,5 Bb
1:100	73,0 Ba	73,5 Ca	81,0 Ba	86,0 Bb	86,5 Ba	35,0 Cb	90,5 Aa	57,5 Cb
2:100	54,5 Ca	56,0 Da	79,0 Ba	78,5 Ca	80,5 Ca	16,0 Db	81,0 Ba	57,0 Cb

Discussão

As variações na composição do óleo volátil e na atividade biológica têm sido observadas. Como variam de acordo com a origem geográfica do material, foi levantada a hipótese de que seriam conseqüências da influência de fatores ambientais (Zoghbi *et al.* 1998). Dentre estes, temperatura e luminosidade afetam os níveis e a composição dos óleos voláteis (Dudai *et al.* 1992).

A diminuição da temperatura e dos índices pluviométricos entre os meses de março e agosto, nas áreas de Cerrado e Mata Atlântica, pode estar associada ao aumento no rendimento dos óleos voláteis em plantas de *B. trimera*. Os terpenos, constituintes majoritários dos óleos voláteis, podem ser volatilizados para a atmosfera ou lixiviados para o solo. Este fato poderia explicar o motivo pelo qual as plantas de *B. trimera* coletadas na região de Mata Atlântica renderam teores menores de óleos voláteis, visto que ocorreu pouca oscilação de precipitação no período (figura 2).

Os teores de óleo volátil de *Lippia alba*, uma Verbenaceae de Cerrado, foram superiores na estação seca em relação à estação chuvosa (Santos & Innecco 2003). Os autores também atribuíram este fato à diminuição da temperatura e da intensidade luminosa durante a estação seca. Entre outras espécies de Cerrado, *Ocotea odorifera* (canela-sassafrás), *Casearia sylvestris* (guaçatonga) (Castellani *et al.* 2006a) e *Elyonorus muticus* (espartilho) (Hess *et al.* 2007), o rendimento do óleo volátil foi maior no outono. No entanto, em plantas de *Cymbopogon citratus* (capim-limão), o teor de óleo volátil mais elevado foi obtido no inverno (Figueiredo *et al.* 2006). Por outro lado, a produção dos óleos voláteis das plantas medicinais catuaba (*Trilichia catigua*) e negramina (*Siparuna guianensis*) ocorrentes na Mata Atlântica secundária em Minas Gerais não variou com a época de coleta (estações do ano) (Castellani *et al.* 2006b). Assim, de acordo com os dados disponíveis, pode-se concluir que as espécies

respondem diferentemente às condições ambientais que lhe são impostas e, conseqüentemente, podem produzir quantidades distintas de óleos voláteis.

Fatores ambientais, especialmente temperatura e luminosidade, atuam diretamente em processos como a fotossíntese e a respiração, podendo influenciar indiretamente a produção de metabólitos secundários, cuja síntese depende dos mesmos precursores do metabolismo primário. Além disso, a intensidade luminosa pode afetar a produção de óleos voláteis pela ativação de enzimas fotossensíveis envolvidas na sua rota biossintética (Bell 1981).

As aplicações fitoterápicas e industriais dos óleos voláteis e conseqüentemente, a importância econômica de sua produção, têm direcionado os estudos sobre secagem de plantas para a obtenção de compostos que atendam as exigências do mercado consumidor (Santos & Innecco 2003). Os constituintes voláteis aromáticos presentes nas plantas medicinais são os componentes mais sensíveis ao processo de secagem (Venskutonis 1997), pelo fato de que essas substâncias são rapidamente volatilizadas (Hertwig 1998).

O processo de secagem dos órgãos aéreos de plantas de *B. trimera* levou a um maior rendimento de óleos voláteis, quando comparado ao rendimento de plantas frescas. Além da secagem, a umidade das plantas na ocasião da coleta, deve ser levada em consideração. O material que apresentou maior umidade, de modo geral, foi o que rendeu uma menor quantidade de óleo volátil (figura 3).

No estudo de Caujolle *et al.* (1960) também com plantas de *B. trimera*, o carquejol apareceu como o composto majoritário; outros compostos também foram obtidos em quantidades elevadas: acetato de carquejila, ledol e β -pineno. Para Martins *et al.* (2005) e Simões-Pires *et al.* (2005), o óleo volátil de *B. trimera* constitui-se de α - e β -pinenos, canfeno, carquejol (9%), acetato de carquejila (45%) e sesquiterpenos. Os resultados obtidos no presente estudo permitem afirmar que os óleos voláteis das plantas de *B. trimera*, apresentaram caracterização química muito semelhante, variando-se apenas a quantidade de compostos identificados. Parece que o composto monoterpênico oxigenado carquejol deva ser

usado como marcador taxonômico para a espécie, visto que aparece em todas as amostras de óleos e em grande quantidade, como sugerido por Simões-Pires *et al.* (2005).

No material vegetal fresco e seco de *B. trimera*, os monoterpenos oxigenados e hidrocarbonetos sesquiterpênicos foram obtidos em maior quantidade nas amostras de óleos voláteis (tabelas 3-6). Para outras espécies de *Baccharis*, Simões-Pires *et al.* (2005), registraram a predominância de sesquiterpenos nas amostras do óleo de *B. crispa*, especialmente os da via do germacreno (globulol, epiglobulol, α -selineno, germacreno-D e espatulenol). Resultados semelhantes foram obtidos em *B. myriocephala* (epiglobulol e globulol), *B. milleflora* (γ -gurjuneno e α -selineno) e *B. usterii* (espatulenol e globulol). No entanto, nos óleos voláteis de *B. articulata* e *B. stenocephala* houve predominância de hidrocarbonetos monoterpênicos, principalmente β -pineno (Simões-Pires *et al.* 2005). Assim, verifica-se que não existe um padrão definido na proporção entre mono e sesquiterpenos, sejam hidrocarbonetos ou oxigenados.

Os óleos voláteis de *B. trimera*, obtidos de material coletado na primavera e no verão, nas duas áreas, de maneira geral, mostraram menor eficácia na inibição do crescimento de fungos e bactérias (tabelas 6 e 7). Essas variações na atividade biológica podem ser devidas às diferenças quantitativas dos compostos majoritários, visto que a caracterização química dos óleos voláteis foi semelhante nas estações do ano.

Em relação a outras espécies de *Baccharis*, os autores concluíram que a atividade biológica encontrada é devida aos compostos majoritários, embora não eliminem a possibilidade de efeito sinérgico de todos os componentes (Cobos *et al.* 2001, Salcedo *et al.* 2003, Albuquerque *et al.* 2004, Demo *et al.* 2005). Isoladamente, alguns compostos voláteis testados, predominantemente os monoterpenos, têm demonstrado uma forte atividade antimalárica (van Zyl *et al.* 2006), antimicrobiana e antifúngica (Dorman & Deans 2000, Dellacassa *et al.* 2003, Hammer *et al.* 2004), e inseticida (Chantraine *et al.* 1998, García *et al.* 2005).

As diferenças na inibição da germinação das sementes de alface também podem ter sido provocadas pelos fatores citados anteriormente com relação à atividade antifúngica e antimicrobiana: quantidade relativa de compostos majoritários, relação mono-sesquiterpenos e sazonalidade.

Asplund (1968) e Vaughn & Spencer (1993, 1996) ressaltaram que monoterpenos, sesquiterpenos e diterpenos possuem ação tóxica sobre sementes de espécies cultivadas. Os monoterpenos cânfora, 1,8-cineol, β -pineno, α -pineno e canfeno, produzidos por plantas de *Salvia leucophylla*, inibiram o crescimento das raízes da espécie-teste *Brassica campestris* (Nishida *et al.* 2005). O tratamento das plântulas de *B. campestris* com 1,8-cineol provocou a diminuição do índice de mitoses no meristema apical radicular (Koitabashi *et al.* 1997).

Robles & Garzino (1998) e Flamini *et al.* (2004) mostraram que certos terpenos de algumas espécies da região do Mediterrâneo variam de acordo com o tipo de solo. Geralmente, os terpenos são compostos que atuam como atrativos, podendo favorecer a polinização e a dispersão de sementes (Caissard *et al.* 2004). Além disso, podem ser dissuadores de herbívoros e patógenos (Holopainen 2004) e participam na comunicação planta-planta (Bradow & Connick 1990, Barney *et al.* 2005, Gniazdowska & Bogatek 2005).

A atividade biológica do óleo de uma mesma planta pode ser, às vezes, bem diferente, conforme comentaram Nascimento *et al.* (2007). Fatores edafo-climáticos, tipo do material vegetal utilizado para a extração (fresco ou seco), método de extração e padrões de variação geográfica (latitudes e longitudes) podem afetar a composição química dos óleos voláteis, além de causar alterações em sua atividade antimicrobiana (Apel *et al.* 2006, Asekun *et al.* 2006, Potzernheim *et al.* 2006, Telci *et al.* 2006, Sefidkon *et al.* 2007).

Os resultados obtidos neste trabalho permitem concluir que os óleos voláteis extraídos de plantas de *Baccharis trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica estão sujeitos às alterações nos índices de precipitação, e conseqüentemente apresentaram variações nas respostas das atividades biológicas testadas. O rendimento dos óleos voláteis foi maior no

segundo ano de coleta (2006), não havendo diferenças significativas de rendimento entre as duas áreas analisadas. De maneira geral, a diminuição da precipitação nos dois anos de estudo na RBEE de Mogi Guaçu e na RBAS de Paranapiacaba, elevou a produção de óleos voláteis. Qualitativamente, os óleos voláteis nas duas áreas de coleta são semelhantes, variando apenas a proporção entre mono e sesquiterpenos (oxigenados ou não) e a quantidade de compostos majoritários.

Literatura Citada

- Abad, M.J., Bermejo, P., Gonzáles, E., Iglesias, I., Irurzum, A. & Carrasco L.** 1999. Antiviral activity of Bolivian plant extracts. *Genetic Pharmacology* 32: 499.
- Adams, R.P.** 2001. Identification of essential oils components by gas chromatography/Quadrupole mass spectroscopy, Allured: Carol Stream.
- Albuquerque, M.R.J.R., Souza, E.B., Lins, M.U.D.S., Nogueira, N.A.P., Lemos, T.L.G., Silveira, E.R. & Pessoa, O.D.L.** 2004. Composition and microbial activity of the essential oil from aerial parts of *Baccharis trinervis* (Lam.) Pers. *Arkivoc* 6: 59-65.
- Akrout, A.A., Chemil, R., Simmonds, M., Kite, G., Hammani, M. & Chreif, I.** 2003. Seasonal variation of the essential oil of *Atemisia campestris* L. *Journal of Essential Oil Research* 15: 333-336.
- Alves, Medeiros Filho, S., Innecco, R. & Torres, S.B.** 2004. Alelopatia de extratos voláteis na germinação de sementes e no comprimento da raiz de alface. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 39: 1083-1086.
- Apel, M.A., Sobral, M., Henriques, A.T.** 2006. Composição química do óleo volátil de *Myrcianthes* nativas da região sul do Brasil. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 16: 402-407.

- Asekun, O.T., Grierson, D.S. & Afolayan, A.J.** 2006. Effects of drying methods on the quality and quantity of the essential oil of *Mentha longifolia* L. subsp. *capensis*. Food Chemistry 101: 995-998.
- Asplund, R.O.** 1967. Monoterpenes: relationship between structure and inhibition of germination. Phytochemistry 7: 1995-1997.
- Avancini, C.A.M., Wiest, J.M. & Munstock, E.** 2000. Atividade bacteriostática do decocto de *Baccharis trimera* (Less.) D.C., Compisitae, carqueja, como desinfetante ou anti-séptico. Arquivo Brasileira de Medicina Veterinária e Zootecnia 52: 230-234.
- Barbosa-Filho, J.M., Vaconcelos, T.H.C., Alencar, A.A., Batista, L.M., Oliveira, R.A.G., Guedes, D.N., Falcão, H.S., Moura, M.D., Diniz, M.F.F.M. & Modesto-Filho, J.** 2005. Plants and their active constituents from South, Central, and North América with hypoglycemic activity. Revista Brasileira de Farmacognosia 15: 392-413.
- Barney, J., Hays, A. & Weston, L.A.** 2005. Isolation and characterization of allelopathic volatiles from mugwort (*Artemisia vulgaris*). Journal of Chemical Ecology 31: 247-265.
- Bell, E.A.** 1981. The physiological role(s) of secondary (natural) products. In: Conn, E.E. (ed.) Biochemistry of Plants. New York: Academic Press, p. 1-18.
- Bradow, J.M. & Connick, W.J.** 1990. Volatile seed germination inhibitors from plant residues. Journal of Chemical Ecology 16: 645-666.
- Brandão, M.G.L., Cosenza, G.P., Moreira, R.A., Monte-Mor, R.L.M.** 2006. Medicinal plants and other botanical products from the Brazilian Official Pharmacopeia. Revista Brasileira de Farmacognosia 16: 408-420.
- Caissard, J.C., Meekijjironroj, A., Baudino, S. & Anstett, M. C.** 2004. Localization of production and emission of pollinator attractant on whole leaves of *Chamaerops humilis* (Arecaceae). American Journal of Botany 91: 1190-1199.
- Castellani, D.C., Casali, V.W.D., Souza, A.L., Cecon, P.R., Cardoso, C.A. & Marques, V.B.** 2006a. Produção de óleo essencial em canela (*Ocotea odorifera* Vell.) e guaçatonga

(*Casearia sylvestris* Swartz) em função da época de coleta. Revista Brasileira de Plantas Mediciniais 8: 104-107.

Castellani, D.C., Casali, V.W.D., Souza, A.L., Cecon, P.R., Cardoso, C.A. & Marques, V.B. 2006b. Produção de óleo essencial de catuaba (*Trichilia catigua* A. Juss) e negramina (*Siparuna guianensis* Aubl.) em função da época de coleta. Revista Brasileira de Plantas Mediciniais 8: 62-65.

Caujolle, F., Meynier, D. & Cros, J. 1960. Pharmacological study of carquejol and its derivatives. Therapie 15: 931-939.

Chantraine, J.M., Laurent, D., Ballivian, C., Saavedra, G., Ibañez, R. & Vilaseca, A. 1998. Inseticidal activity of essential oils on *Aedes aegypti* larvae. Phytotherapy Research 12: 350-354.

Chialva, F. & Doglia, G. 1990. Essential oil from Carqueja (*Baccharis genistelloides* Pers.). Journal of Essential Oil Research 2: 173-177.

Chicorel, E.L., Pimenta, D.L., Jorge, L.I.F. & Ferro, V.O. 1998. Contribuição ao conhecimento analítico de três compostas medicinais. Revista Brasileira de Farmacognosia 7/8: 59-66.

Cimanga, K., Kambu, K., Tona, L., Apers, S., de Bruyne, T., Hermans, N., Totlé, J. & Vlietinck, A.J. 2002. Correlation between chemical composition and antibacterial activity of essential oils of some aromatic medicinal plants growing in the Democratic Republic of Congo. Journal of Ethnopharmacology 79: 213-220.

Cobos, M.I., Rodríguez, J.L., Oliva, M. de las M., Demo, M., Faillaci, S.M. & Zygadlio, J.A. 2001. Composition and antimicrobial activity of the essential oil of *Baccharis notoserghila*. Planta Medica 67: 84-86.

Coelho, M.G.P., Reis, P.A., Gava, V.B., Marques, P.R., Gayer, C.R., Laranja, G.A.T., Felzenswalb, I. & Sabino, K.C.C. 2004. Anti-arthritic effect and subacute toxicological evaluation of *Baccharis genistelloides* aqueous extract. Toxicology Letters 154: 69-80.

- Dellacassa, A.D., Bailac, P.N., Ponzi, M., Ruffinengo, S.R. & Eguaras, M.J.** 2003. In vitro activity of essential oils from San Luis-Argentina against *Ascosphaera apis*. *Journal of Essential Oil Research* 15: 282-285.
- Demo, M., Oliva, M. de las M., López, M.L., Zunino, M.P. & Zygadlo, J.A.** 2005. Antimicrobial activity of essential oils obtained from aromatic plants of Argentina. *Pharmaceutical Biology* 43: 129-134.
- Devienne, K.F. & Raddi, M.S.G.** 2002. Screening for antimicrobial activity of natural products using a microplate photometer. *Brazilian Journal of Microbiology* 33: 166-168.
- Dickel, M.L., Rates, S.M.K. & Ritter, M.R.** 2007. plants popularly used for losing weight purposes in Porto Alegre, South Brazil. *Journal of Ethnopharmacology* 109: 60-71.
- Di Stasi, L.C., Oliveira, G.C. & Carvalhães, M.A.** 2002. Medicinal plants popularly used in the Brazilian Tropical Atlantic Forest. *Fitoterapia* 73: 69-91.
- Dorman, H.J.D. & Deans, S.G.** 2000. Antimicrobial agents from plants: antibacterial activity of plant volatile oils. *Journal of Applied Microbiology* 88: 308-316.
- Dudai, N., Putievsky, E., Ravid, V., Palevitch, D. & Halevy, A.H.** 1992. Monoterpene content in *Origanum syriacum* as affect by environmental conditions and flowering. *Physiol. Plant.* 84: 453-459.
- Figueiredo, R.O., Delachiave, M.E.A. & Ming, L.C.** 2006. Reguladores vegetais na produção de biomassa e teor de óleos essenciais em *Cymbopogon citratus* (DC.) Stapf, em diferentes épocas do ano. *Revista Brasileira de Plantas Medicinai*s 8: 31-35.
- Flamini, G., Cioni, P. L., Morelli, I., Maccioni, S. & Baldini, R.** 2004. Phytochemical typologies in some populations of *Myrtus communis* L. on caprione promontory (East Liguria, Italy). *Food Chemistry* 85: 599-604.
- García, M., Donadle, O.J., Ardanaz, C.E., Tonn, C.E. & Sosa, M.E.** 2005. Toxic and repellent effects of *Baccharis salicifolia* essential oil on *Tribolium cataneum*. *Pest Management Science* 61: 612-618.

- Gené, R.M., Cartañá, C., Adzet, T., Marín, E., Parella, T. & Cañigüeral, S.** 1996. Anti-inflammatory and analgesic activity of *Baccharis trimera*: identification of its active constituents. *Planta Medica* 62: 232-235.
- Gniazdowska, A. & Bogatek, R.** 2005. Allelopathic interactions between plants. Multi site action of allelochemicals. *Acta Physiologica Plantarum* 27: 395-407.
- Gonzales, E., Iglesias, I., Carretero, E. & Villar, A.** 2000. Gastric cytoprotection of Bolivian medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology* 70: 329-333.
- Hammer, K.A., Carson, C.F. & Riley, T.V.** 2004. Antifungal effects of *Melaleuca alternifolia* (tea tree) oil and its components on *Candida albicans*, *Candida glabrata* and *Saccharomyces cerevisiae*. *Journal of Antimicrobial Chemotheraph* 53: 1081-1085.
- Hertwig, I.F.** 1998. Plantas aromáticas e medicinais: plantio, colheita, secagem e comercialização. Viçosa: UFV.
- Hess, S.C., Peres, M.T.L.P., Batista, A.L., Rodrigues, J.P., Tiviroli, S.C., Oliveira, L.G.L., Santos, C.W.C., Fedel, L.E.S., Crispim, S.M.A., Smania Júnior, S., Smania, E.F.A., Flach, A. & Pantaroto, S.** 2007. Evaluation of seasonal changes in chemical composition and antibacterial activity of *Elyonurus muticus* (Sprengel) O. Kuntze (Graminae). *Química Nova* 30: 370-373.
- Hnatysyn, O., Moscatelli, V., Garcia, J., Rondina, R., Costa, M., Arranz, C., Balaszczuk, A., Ferraro, G. & Coussio, J.D.** 2003. Argentinian plant extracts with relaxant effect on the smooth muscle of the *corpus cavernosum* of Guinea pig. *Phytomedicine* 10: 669-674.
- Holopainen, J. K.** 2004. Multiple functions of inducible plant volatiles. *Trends Plant Science* 9: 529-533.
- Homans, A.L. & Funchs, A.** 1970. Direct bioautography on thin-layer chromatograms as a method for detecting fungitoxic substances. *Journal of Chromatography* 51: 327-329.

- Koitabashi, R., Suzuki, T., Kawazu, T., Sakai, A., Kuroiwa, H. & Kuroiwa, T.** 1997. 1,8-Cineole inhibits root growth and DNA synthesis in the root apical meristem of *Brassica campestris* L. *Journal of Plant Research* 110: 1-6.
- Ladeira, A.M.** 2002. Plantas medicinais com óleos essenciais. Governo do Estado de São Paulo, Secretaria do Estado do Meio Ambiente, Instituto de Botânica.
- Lago, J.H.G., Fávero, O.A. & Romoff, P.** 2006. Microclimatic factors and phenology influences in the chemical composition of the essential oils from *Pittosporum undulatum* Vent. leaves. *Journal of Brazilian Chemical Society* 17: 1334-1338.
- Lima, H.R.P., Kaplan, M.A.C. & Cruz, A.V.M.** 2003. Influência dos fatores abióticos na produção e variabilidade de terpenóides em plantas. *Floresta e Ambiente* 10: 71-77.
- Lorenzi, H.** 2000. Plantas Daninhas do Brasil - terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas. 3ª edição, Instituto Plantarum, Nova Odessa.
- Macias, F.A., Castellano, D. & Molinillo, J. M. G.** 2000. Search for a standard bioassay for allelochemicals. Selection of standard target species. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 48: 2512-2521.
- Martins, E.R., Castro, D.M., Castellani, D.C. & Dias, J.E.** 1995. Plantas Medicinais. Viçosa: UFV, Minas Gerais.
- Melo, S.F., Soares, S.F., Costa, R.F., Silva, C.R., Oliveira, M.B., Bezerra, R.J., Caldeira-de-Araújo, A. & Bernardo Filho, M.** 2001. Effect of the *Cymbopogon citratus*, *Maytenus ilicifolia* and *Baccharis genistelloides* extracts against the stannous chloride oxidative damage in *Escherichia coli*. *Mutation Research* 496: 33-38.
- Moraes, L.A.S., Facanali, R., Marques, M.O.M., Ming, L.C.M. & Meirelles, M.A.A.** 2002. Phytochemical characterization of essential oil from *Ocimum selloi*. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 74: 183-186.
- Mors, W.B., Rizzini, C.A. & Pereira, N.A.** 2000. Medicinal plants of Brazil, 1ed. Portland, USA: Book News, Inc.

- Nakasugi, T. & Komai K.** 1998. Antimutagens in the Brazilian folk medicinal plant carqueja (*Baccharis trimera* Less.). *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 46: 2560-2564.
- Nascimento, P.F.C., Nascimento, A.C., Rodrigues, C.S., Antonioli, A.R., Santos, P.O., Barbosa Júnior, A.M. & Trindade, R.C.** 2007. Atividade antimicrobiana dos óleos essenciais: uma abordagem multifatorial dos métodos. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 17: 108-113.
- Naves, Y.R.** 1959. Études sur les matières végétales volatiles CLIX (I). Sur huile essentielle de carqueja de l'État de Santa Catarina (Brasil). *Bulletin de la Societe Chimie France* 11: 1871-1879.
- Nishida, N., Tamotsu, S., Nagata, N., Saito, C. & Sakai, A.** 2005. Allelopathic effects of volatile monoterpenoids produced by *Salvia leucophylla*: inhibition of cell proliferation and DNA synthesis in the root apical meristem of *Brassica campestris* seedlings. *Journal of Chemical Ecology* 31: 1187-1203.
- Nodari, R.O. & Guerra, M.P.** 1999. Biodiversidade: aspectos biológicos, geográficos, legais e éticos. In: C.M.O. Simões, E.P., Schenkel, G., Gosmann, J.C.P., Mello, L.A., Mentz, P.R. & Petrovik (orgs.). *Farmacognosia: da planta ao medicamento*. Porto Alegre: Editora da UFSC, pp. 11-24.
- Oliveira, A.C.P., Endringer, D.C., Amorim, L.A.S., Brandão, M.G.L. & Coelho, M.M.** 2005. Effect of the extracts and fractions of *Baccharis trimera* and *Syzygium cumini* on glycaemia of diabetic and non-diabetic mice. *Journal of Ethnopharmacology* 102: 465-469.
- Pedrazzi, A.H.P., Rodrigues, E.R., Zanardo-Filho, A. & Franco, J.J.** 1998. Hematological evaluation of carqueja (*Baccharis trimera*) infusion. *Fitoterapia* 68: 26-29.
- Potzernheim, M.C.L., Bizzo, H.R. & Vieira, R.F.** 2006. Análise dos óleos essenciais de três espécies de *Piper* coletadas na região do Distrito Federal (Cerrado) e comparação com

óleos de plantas procedentes da região de Paraty, RJ (Mata Atlântica). *Revista Brasileira de Farmacognosia* 16: 246-251.

Rahalison, L., Hamburger, M., Monod, M., Frenk, E. & Hostettmann, K. 1995.

Antifungal tests in phytochemical investigations comparison of bioautographic methods using phytopatogenic and human pathogenic fungi. *Planta Medica* 60: 41-44.

Robles, C. & Garzino, S. 1998. Essential oil composition of *Cistus albidus* leaves.

Phytochemistry 48: 1341-1345.

Salcedo, L., Pillco, A., Rodrigo, G., Sterner, O. & Almanza, G.R. 2003. Isolation of

flavonoids and study of the toxic and antibacterial activity of *Baccharis latilifolia* extracts. *Revista Boiviana de Quimica* 20: 43-48.

Santos, M.R.A. & Innecco, R. 2003. Influência de períodos de secagem de folhas no óleo

essencial de erva-cidreira (quimiotipo limoneno-carvona). *Revista Ciência Agronômica* 34: 5-11.

Sefidkon, F., Abbasi, K., Jamzad, Z. & Ahmadi, S. 2007. The effect of distillation methods

at a stage of plant growth on the essential oil content and composition of *Satureja rechingeri* Jamzad. *Food Chemistry* 100: 1054-1058.

Silva, F.G., Pinto, J.E.B.P., Cardoso, M.G., Nascimento, E.A., Nelson, D.L., Sales, J.F. &

Mol, D.J.S. 2006. Influence of radiation level on plant growth, yield and quality of essential oil in carqueja. *Ciência Agrotécnica* 30: 52-57.

Simões, C.M.O. & Spitzer, V. 2003. Óleos Voláteis. *In*: C.M.O. Simões, E.P., Schenkel, G.,

Gosmann, J.C.P., Mello, L.A., Mentz, P.R. & Petrovik (orgs.). *Farmacognosia: da planta ao medicamento*. Porto Alegre: Editora da UFSC, pp. 467-495.

Simões-Pires, C.A., Debenedetti, S., Spegazzini, E., Metz, L.A., Matzenbacher, N.I.,

Limberger, R.P. & Henriques AT. 2005. Investigation of the essential oil from eight species of *Baccharis* belong to sect. *Caulopterae* (Asteraceae, Astereae): a taxonomic approach. *Plant Systematics and Evolutions* 253: 23-32.

- Siqueira, N.C.S., Silva, G.A.A.B. & Alice, C.B.** 1986. Análise dos óleos essenciais de algumas plantas aromáticas tradicionais ou nativas no Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Farmácia* 67: 118-128.
- Soicke, H. & Leng-Peschlow, E.** 1987. Characterization of flavonoids from *Baccharis trimera* and their antihepatotoxic properties. *Planta Medica* 53: 37-39.
- Telci, I., Bayram, E., Yilmaz, G. & Avci, B.** 2006. Variability in essential oil composition of Turkish basils (*Ocimum basilicum* L.). *Biochemistry Systematics and Ecology* 34: 489-497.
- Torres, L.M.B., Gamberini, M.T., Roque, N.F., Lima-Landman, M.T., Souccar, C. & Lapa, A.J.** 2000. Diterpene from *Baccharis trimera* with a relaxant effect on rat vascular smooth muscle. *Phytochemistry* 55: 617-619.
- Vaughn, S. F. & Spencer, G. F.** 1993. Volatile monoterpenes as potential parent structures for new herbicides. *Weed Science* 41: 114-119.
- Vaughn, S. F. & Spencer, G. F.** 1996. Synthesis and herbicidal activity of modified monoterpenes structurally similar to cimmethylin. *Weed Science* 44:7-11.
- Venskutonis, P.R.** 1997. Effect of drying on the volatile constituents of thyme (*Thymus vulgaris* L.) and sage (*Salvia officinalis* L.). *Food Chemistry* 59: 219-227.
- Willinger, B., Apfalder, P., Hirschl, A.M., Makristathis, A., Rotter, M. & Seibold, M.** 2000. Suceptibility testing of *Candida* species: comparison of NCCLS microdilution method with Fungitest? *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease* 38: 11-15.
- Zoghbi, M.G.B., Andrade, E.H.A., Santos, A.S., Silva, N.H.L. & Maia, J.G.S.** 1998. Essential oils of *Lippia alba* (Mill.) N.E.Br. growing wild in the brazilian amazon. *Flavor and Fragrance Journal* 13: 47-48.
- van Zyl, R.L., Seatlholo, S.T., van Vuuren, S.F. & Viljoen, A.M.** 2006. The biological activities of 20 nature identical essential oil constituents. *Journal of Essential Oil Research* 18: 129-133.

4. Capítulo 2

Potencial alelopático de extratos aquosos de duas populações de plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae)

ABSTRACT – [Allelopathic potencial of the extracts of two populations of *B. trimera* (Less.) DC. (Asteraceae)]. The aim of this work was to investigate the allelopathic activity of extracts of plants of *B. trimera*, collected seasonally in areas of Cerrado and Atlantic Forest on seed germination and initial growth of lettuce and tomato. Fresh and dry aerial organs were extracted, in the proportion of 1:10 and 1:20 (w/v), respectively, with distilled water, for three hours and filtered. This material, reputed as crude extract (100% concentration), was diluted for 50%, 25% and 12.5%. Distilled water was considered as control, for the bioassays. Seeds of lettuce and tomato were imbibed with the plants extracts or distilled water, at 25°C, under continuous light, and their germination was observed during 48 h (lettuce) or 96 h (tomato). Twenty nearly-germinated seeds of both species were maintained for 7 days (lettuce) and 9 days (tomato) in the presence of the extracts, and measurements of the seedlings were taken: aerial part and root length. Fresh and dry extracts of plants collected during spring and winter, in areas of Cerrado and Atlantic Forest showed high inhibitory potential on the germination of the test seeds. The higher extract concentrations (50% and 100%) were more effective in inhibiting the growth of the aerial part and roots of the seedlings of lettuce and tomato.

RESUMO – [Potencial alelopático de extratos aquosos de duas populações de plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae)]. O objetivo deste trabalho foi investigar a atividade alelopática de extratos de plantas de *B. trimera*, coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, sobre a germinação de sementes e o crescimento inicial de alface e tomate. Foram feitas extrações de material fresco e seco, na proporção de 1:10 e 1:20 (m/v), respectivamente, a quente, com água destilada, por três horas. Este material, após filtração, foi considerado o extrato bruto (concentração de 100%), e foi diluído para 50%, 25%, 12,5%, usando-se água destilada como controle (0%), para os testes de atividade alelopática. Foram usadas sementes-teste de alface e tomate, umedecidas com os extratos ou água destilada, a 25°C, sob luz contínua e a germinação foi observada por até 48 h (alface) e 96 h (tomate).

Vinte sementes recém-germinadas de cada espécie permaneceram na presença de extratos por 7 dias (alface) e 9 dias (tomate) e em seguida foram medidos o comprimento da parte aérea e da radícula. Extratos de plantas frescas e secas de *B. trimera* coletadas na primavera e no verão, em áreas de Cerrado e Mata Atlântica apresentaram maior potencial inibidor da germinação das sementes-teste. As concentrações de 100% e 50% foram mais eficazes em inibir o crescimento da parte aérea e das raízes das plântulas de alface e tomate.

Introdução

As plantas produzem compostos químicos secundários, freqüentemente, empregados no seu sistema de auto-defesa (Lovett *et al.* 1989). Muitos metabólitos secundários são ativos contra herbivoria, parasitismo, fungos e bactérias; podem ainda atuar como reguladores internos de crescimento e desenvolvimento, e como inibidores ou estimuladores da germinação de sementes (Seigler 1996). Vários compostos são associados à alelopatia, que pode ser definida como qualquer efeito causado, direta ou indiretamente por um organismo sobre outro, por meio da liberação de substâncias químicas no ambiente (Ferreira 2005). Esses compostos podem ser considerados como parte de uma rede de comunicação química entre os organismos (Gniazdowska & Bogatek 2005).

A alelopatia é considerada um mecanismo ecológico por afetar a formação, a dinâmica de sucessão e o equilíbrio de comunidades vegetais e, por influenciar a dominância de certas espécies de plantas, interfere na diversidade local (Reigosa *et al.* 1999). Segundo Nasir *et al.* (2005), espécies dominantes podem, por supressão alelopática, invadir comunidades vegetais e retardar sua substituição por outras espécies de plantas. Os modos de ação dos aleloquímicos estão envolvidos, de maneira geral, na inibição e na modificação do crescimento e desenvolvimento vegetal (Inderjit & Ducke 2003).

A natureza alelopática de um composto químico pode atuar diretamente na sua fitotoxicidade, liberação, concentração bioativa, persistência e destino no ambiente (Inderjit & Duke 2003). Condições ambientais, como temperatura, intensidade luminosa, disponibilidade de água e nutrientes, textura do solo e presença de microorganismos podem modificar diretamente a taxa de produção dos aleloquímicos (Einhelling 1996). Fatores relacionados ao estresse também podem aumentar a atividade biológica dos aleloquímicos (Kong *et al.* 2002). De fato, tem-se observado um aumento no número de estudos visando relacionar as variações ambientais, respostas químicas das plantas e função ecológica de aleloquímicos de origem vegetal (Kong *et al.* 2002).

Várias espécies de plantas da família Asteraceae são ruderais e/ou invasoras de pastagens, comportando-se como plantas agressivas durante sua instalação, especialmente na ocupação de áreas perturbadas (Gavilanes & Angieri Filho 1991). A agressividade de plantas pode se manifestar pela produção de substâncias químicas e sua liberação no meio, que inibem ou retardam a germinação e/ou o estabelecimento de suas competidoras (Cheng 1992).

Baccharis trimera (Less.) DC., conhecida popularmente como carqueja, nativa do sul e sudeste do Brasil (Lorenzi & Matos 2002), é uma espécie com elevada rusticidade, adaptada às condições de pleno sol típicas de lugares abertos ou de campos (Oliveira *et al.* 1999). Considerada invasora, ocorre em solos pobres, ácidos e pedregosos, margens de estradas, barrancos ou lugares úmidos nas ribanceiras de rios, espalhando-se rapidamente nessas áreas (Correa Júnior *et al.* 1994). É resistente a geadas (Vichnewski *et al.* 1990) e altamente tolerante à presença de cobre e arsênio no solo (Weber *et al.* 2001, Daus *et al.* 2005). A carqueja é largamente utilizada na medicina popular por produzir uma série de constituintes químicos farmacologicamente ativos, como terpenos (Torres *et al.* 2000), flavonóides (Soicke & Leng-Peschlow 1987, Gené *et al.* 1996), saponinas (Gené *et al.* 1996, Chicourel *et al.* 1998) e óleos voláteis (Siqueira *et al.* 1985).

Os compostos isolados de *B. trimera*, de várias classes de metabólitos secundários, demonstraram ter ação alelopática, como descrito em Wittaker & Feeny (1971), Wolf *et al.* (1984), Lovett *et al.* (1989), Fischer *et al.* (1994), Dietz *et al.* (1996), Inderjit (1996), Belz & Hurle (2004), Eom *et al.* (2006), Blair *et al.* (2006) e Melos *et al.* (2007).

Neste contexto, o objetivo deste trabalho foi investigar se o potencial alelopático de plantas de *Baccharis trimera*, coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, sobre a germinação de sementes e o crescimento inicial de alface e tomate é afetado pela sazonalidade.

Material e Métodos

Plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC. tiveram sua parte aérea coletada na Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu (22°18'S e 47°11'W) e na Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba (23°46'S e 46°18'W), em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, respectivamente, no estado de São Paulo. As coletas foram sazonais, no meio de cada estação do ano. Após cada coleta, a parte aérea das plantas foi seccionada em porções de aproximadamente 5 cm de comprimento e pesada em balança de precisão para a obtenção da massa de matéria fresca.

Metade do material fresco coletado foi submetida à extração a quente, por três horas, obedecendo-se a proporção de 1:10 (100 g de material fresco para 1000 mL de água destilada, denominado de extrato bruto). O restante do material fresco foi colocado para secar em estufa a 40°C com circulação forçada de ar por aproximadamente 10 dias, até massa constante, obtendo-se a massa de matéria seca. Para a obtenção do extrato bruto de plantas secas, 100 g de material seco foram extraídos em 2000 mL (1:20) de água destilada, a quente (cerca de 40°C), por três horas.

O material fresco e seco, macerado durante a extração, foi filtrado em duas camadas de papel de filtro Whatman nº 2, recolhido em frasco de vidro de coloração âmbar e mantido a 4°C, até o dia seguinte. A partir dos extratos concentrados de plantas frescas e secas, foram feitas diluições de 50%, 25% e 12,5% com água destilada. O efeito das quatro concentrações foi comparado com o tratamento controle (0% de extrato, água destilada) em bioensaios de germinação de sementes-teste de alface (*Lactuca sativa* L. cultivar Boston Branca) e tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill. cultivar Rasteiro).

Todos os testes foram feitos com quatro repetições, em placas de Petri de 5 cm de diâmetro, cada uma contendo 50 sementes, forradas com duas folhas de papel de filtro. As placas contendo as sementes de alface foram umedecidas com 2 mL e as de tomate com 3 mL dos extratos nas diferentes concentrações, ou com água destilada. A germinação das sementes foi conduzida em câmaras B.O.D. Fanem a 25°C ± 1°C, sob luz branca fluorescente contínua “luz do dia” com fluxo de energia de 437 μW.cm⁻² na altura das placas (Ruggiero & Zaidan 1997). As sementes foram observadas a cada 12 horas, até 48 horas para as sementes de alface e até 96 horas para as de tomate, registrando-se o número de sementes germinadas. Considerou-se germinada a semente que apresentava a radícula maior do que 2 mm.

A germinação das sementes foi avaliada pelos parâmetros citados por Labouriau & Agudo (1987): a) germinabilidade [$g = (n \times A^{-1}) \times 100$], onde n é o número total de sementes germinadas na placa e A é o número total de sementes colocadas para germinar; b) frequência relativa de germinação ($FR = n_i \cdot N_t^{-1}$), onde n_i é o número total de sementes germinadas entre dois tempos sucessivos de observações (t_i - 1) e (t_i) e NT é o número total de sementes germinadas na placa.

Nos experimentos de crescimento foram utilizadas sementes de alface e tomate, previamente germinadas em água destilada a 25°C, por 24 h e 60 h, respectivamente. Vinte sementes recém-germinadas de cada grupo foram distribuídas em placas de Petri de 10 cm de diâmetro, revestidas com duas camadas de papel de filtro, com quatro repetições. Nos ensaios

com sementes recém-germinadas de alface, foram adicionados 10 mL e com as de tomate, adicionaram-se 12 mL de cada concentração de extrato, ou água destilada (tratamento controle). As plântulas de alface cresceram por 7 dias e as de tomate, por 9 dias, em câmaras B.O.D. Fanem sob as mesmas condições dos testes de germinação. Após esses períodos, o comprimento da parte aérea e radicular foi medido com auxílio de paquímetro. Aspectos morfológicos, tais como presença de raízes secundárias, pêlos radiculares e necroses foram observados e anotados. As massas de matéria fresca e seca (após 72 h em estufa a 60°C) das plântulas também foram determinadas.

O delineamento experimental foi uma fatorial 2x4x5 (locais de coleta x estações do ano x concentrações do extrato). Os dados de germinabilidade foram transformados em arco seno (%)^{0.5} antes de serem submetidos à análise estatística. Os resultados foram analisados pelo teste F, a 5% de probabilidade e as médias comparadas entre si pelo Teste de Tukey (5%).

Resultados

O efeito inibidor dos extratos de plantas frescas na germinação das sementes de alface, de maneira geral, foi melhor observado quando fornecidas as concentrações de 25%, 50% e 100%, do extrato de plantas frescas coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica (tabela 1). Primavera e verão foram as estações que forneceram plantas com o maior poder de inibição da germinação dessas sementes e essa inibição foi crescente com o aumento da concentração do extrato. Entre as áreas de coleta, no outono, a inibição foi significativa apenas nas duas concentrações mais elevadas, 50% e 100%, e no inverno, somente na concentração de 100% (tabela 1).

Sementes de tomate tiveram a germinabilidade inibida já na concentração de 12,5% do extrato de plantas frescas de *B. trimera*, coletadas em todas as estações do ano. As sementes

de tomate mostraram-se mais sensíveis aos extratos de plantas frescas de *B. trimera* coletadas em áreas de Cerrado do que nas áreas de Mata Atlântica (tabela 1). Extratos feitos com plantas coletadas em área de Cerrado no inverno e com plantas coletadas em área de Mata Atlântica no outono e no inverno inibiram significativamente mais a germinação das sementes de tomate que as coletadas nas demais estações do ano (tabela 1).

Tabela 1. Germinabilidade (%) de sementes de alface (*Lactuca sativa* – cultivar Boston Branca) e tomate (*Lycopersicum esculentum* – cultivar Rasteiro), na presença de extratos aquosos de plantas frescas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância. Letras maiúsculas comparam os locais de coleta, na mesma estação do ano; letras minúsculas comparam as concentrações, dentro de cada área de coleta.

Alface								
concentração (%)	Primavera		Verão		Outono		Inverno	
	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
0	88,0 Aa	88,0 Aa	86,5 Aa	86,5 Aa	89,5 Aa	89,5 Ab	88,5 Aab	88,5 Ab
12,5	85,5 Aa	82,0 Ab	69,0 Ab	70,0 Ab	90,0 Aa	97,0 Ba	91,5 Aa	91,5 Aa
25	77,5 Ab	75,5 Ac	66,0 Ab	75,0 Ac	86,0 Aa	90,0 Ab	88,5 Aab	89,5 Ab
50	51,5 Ac	74,0 Bc	50,5 Ac	47,0 Ad	80,5 Ab	82,5 Ac	85,0 Ab	89,0 Ab
100	28,5 Ad	53,0 Bd	34,0 Ad	32,5 Ae	53,5 Ac	59,0 Ad	64,5 Ac	78,0 Bc
Tomate								
0	91,0 Aa	91,0 Aa	91,5 Aa	91,5 Aa	91,0 Aa	91,0 Aa	90,0 Aa	90,0 Aa
12,5	60,0 Ab	71,5 Bb	64,0 Ab	85,0 Ba	71,0 Ab	77,5 Ab	54,0 Ab	76,5 Bb
25	30,0 Ac	67,5 Bb	42,0 Ac	75,5 Bb	55,5 Ac	73,5 Bb	18,5 Ac	62,5 Bc
50	7,0 Ad	66,0 Bb	4,0 Ad	48,5 Bc	12,0 Ad	12,0 Bc	0,0 Ad	45,5 Bd
100	3,5 Ad	2,5 Ac	0,0 Ad	9,5 Bd	1,0 Ae	4,0 Ad	0,0 Ad	1,5 Ae

A tabela 2 mostra a germinação de sementes de alface e tomate na presença de extratos de plantas secas coletadas em áreas de Cerrado e de Mata Atlântica. Os extratos de plantas coletadas no inverno inibiram sinificativamente mais a germinação de sementes de alface e tomate. Já os extratos de plantas de *B. trimera* coletadas na primavera foram os que

menos inibiram a germinação (tabela 2). Os extratos mais diluídos (12,5%) não tiveram efeito inibidor de germinação das sementes de alface em relação ao tratamento controle. As demais concentrações foram significativamente diferentes entre si e em relação ao tratamento controle. Nas sementes de tomate, todas as concentrações testadas inibiram a germinação. Essa inibição foi maior no verão e no inverno (tabela 2).

Tabela 2. Germinabilidade (%) de sementes de alface (*Lactuca sativa* – cultivar Boston Branca) e tomate (*Lycopersicum esculentum* – cultivar Rasteiro), na presença de extratos aquosos de plantas secas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância. Letras maiúsculas comparam os locais de coleta, na mesma estação do ano; letras minúsculas comparam as concentrações, dentro de cada área de coleta.

Alface								
concentração (%)	Primavera		Verão		Outono		Inverno	
	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
0	88,0 Aa	88,0 Aa	86,5 Aab	86,5 Aab	89,5 Aa	89,5 Aa	88,5 Aa	88,5 Aa
12,5	83,5 Aa	84,5 Aa	90,0 Aa	90,5 Aa	90,0 Aa	91,0 Aa	69,5 Ab	68,5 Ab
25	72,0 Ab	75,5 Ab	79,5 Ab	86,0 Ab	86,5 Aa	72,5 Bb	55,5 Ac	51,5 Ac
50	65,5 Ac	61,5 Ac	57,0 Ac	84,0 Bb	52,0 Ab	32,5 Bc	35,5 Ad	39,0 Ad
100	9,0 Ad	12,0 Ad	28,5 Ad	20,0 Ac	4,0 Ac	0,0 Ad	16,5 Ae	7,5 Be
Tomate								
0	91,0 Aa	91,0 Aa	91,5 Aa	91,5 Aa	91,0 Aa	91,0 Aa	90,0 Aa	90,0 Aa
12,5	70,0 Ab	50,5 Bb	16,0 Ab	31,0 Bb	56,0 Ab	71,5 Bb	15,0 Ab	26,0 Bb
25	47,5 Ac	44,5 Ab	8,0 Ac	19,5 Bc	15,0 Ac	19,5 Ac	2,0 Ac	5,5 Ac
50	22,5 Ad	3,5 Bc	1,0 Ad	2,5 Ad	0,0 Ad	0,0 Ad	0,0 Ac	0,0 Ad
100	0,5 Ae	0,0 Ad	0,0 Ad	0,0 Ad	0,0 Ad	0,0 Ad	0,0 Ac	0,0 Ad

As curvas de frequência relativa de germinação de sementes de alface e tomate ao longo dos bioensaios estão mostradas nas figuras 1 e 2. Em alface, há um pico de germinação 24 horas após o início da embebição na maioria das épocas de coleta. Na primavera, verão e outono, a frequência relativa de germinação foi semelhante nas duas áreas de coleta. No

entanto, no inverno, sementes de alface na presença de extratos mais concentrados (50% e 100%) de plantas provenientes da área de Mata Atlântica, tiveram a germinação atrasada (figura 1). A germinação das sementes de tomate ocorreu, na maioria das coletas sazonais, 84 horas após o início da embebição, na presença de extratos de plantas coletadas nas duas áreas. Na primavera e outono, nos extratos de plantas coletadas na área de Mata Atlântica, o pico de germinação foi antecipado para 60 horas (figura 2).

A frequência relativa da germinação das sementes de alface mostra que sua distribuição no tempo foi semelhante, com picos entre 12 e 36 horas, na presença dos extratos de plantas secas. Essa distribuição da germinação foi mais irregular na presença de extratos de plantas coletadas no inverno, nas duas áreas (figura 3). Nas sementes de tomate em presença de extratos de plantas coletadas na primavera, a germinação foi irregular tanto nas plantas secas provenientes do Cerrado como da Mata Atlântica. Essas sementes, nas concentrações mais elevadas, germinaram pouco e apresentam atraso na germinação, nas duas áreas de coleta (figura 4).

Não houve interação significativa entre locais de coleta das plantas e comprimento da parte aérea e radicular das plântulas de alface e tomate ($F = 0,12$ e $F = 0,18$, respectivamente). Os extratos aquosos de plantas frescas de *Baccharis trimera* coletadas no Cerrado e na Mata Atlântica inibiram significativamente o crescimento da parte aérea e das raízes das plântulas de alface (figura 5). De maneira geral, as concentrações de 100% e 50% causaram maior inibição do crescimento da parte aérea e das raízes das plântulas (figura 5). A inibição do crescimento das plântulas de tomate foi maior nas concentrações mais elevadas. Diferenças significativas foram encontradas entre as estações do ano, nas duas áreas de coleta (figura 6).

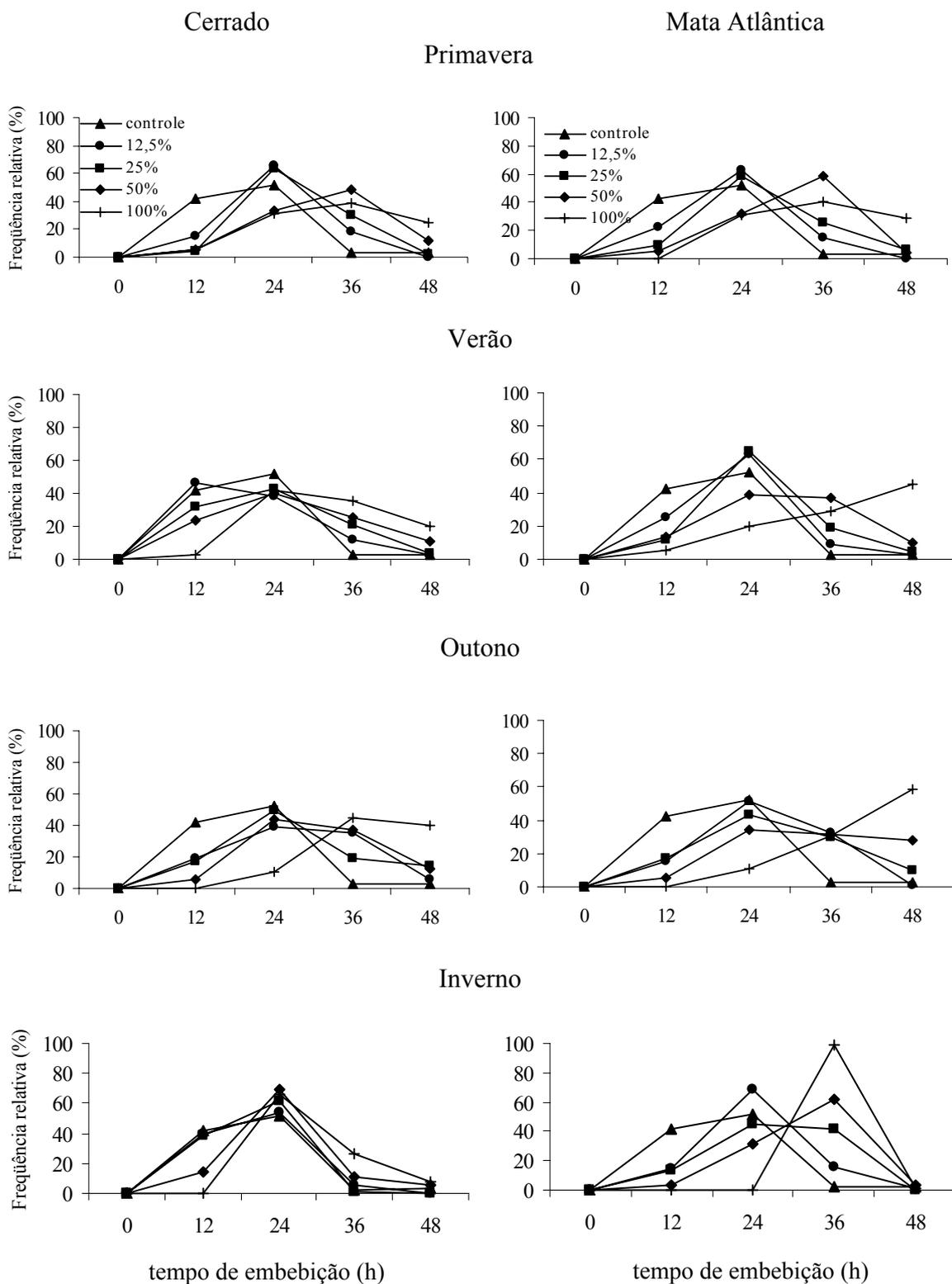
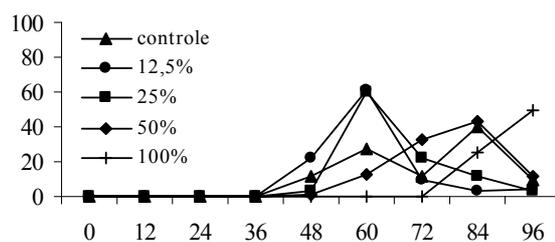
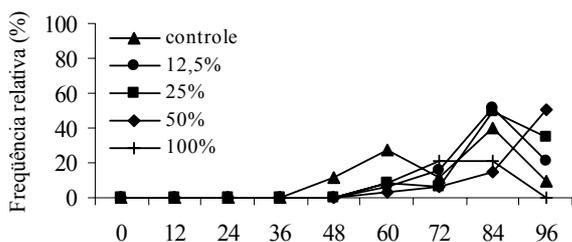
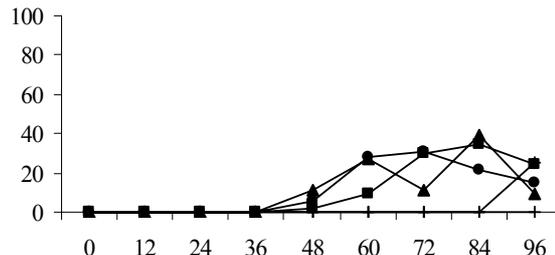
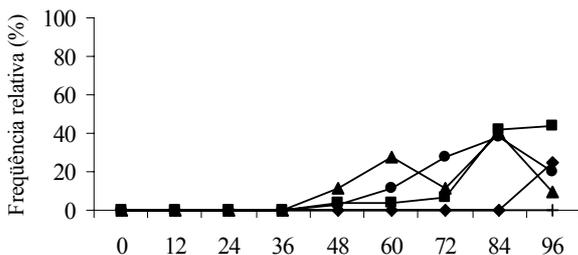


Figura 1. Frequência relativa de germinação (%) de sementes de alface (*Lactuca sativa* – cultivar Boston Branca), na presença de extratos aquosos de plantas frescas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica.

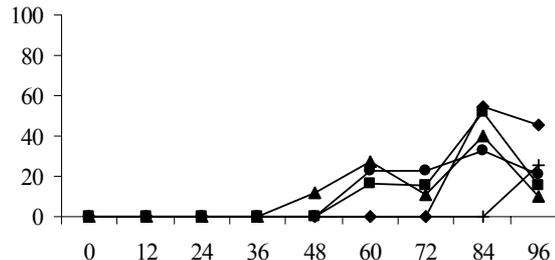
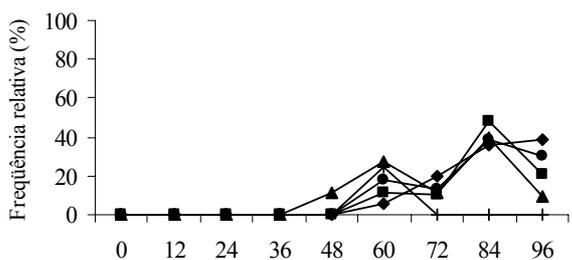
Primavera



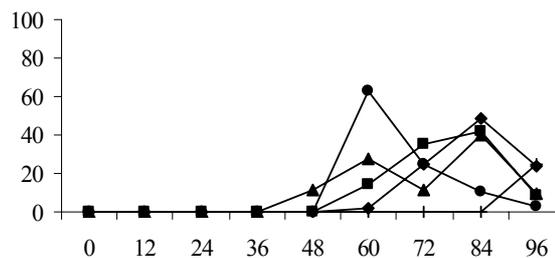
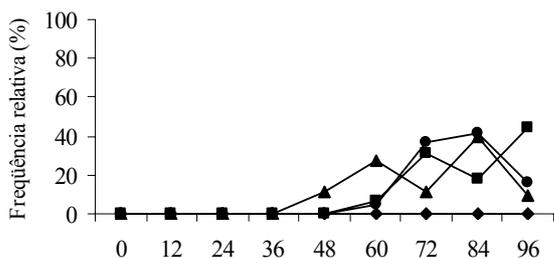
Verão



Outono



Inverno



tempo de embebição (h)

tempo de embebição (h)

Figura 2. Frequência relativa de germinação (%) de sementes de tomate (*Lycopersicon esculentum* – cultivar Rasteiro), na presença de extratos aquosos de plantas frescas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica.

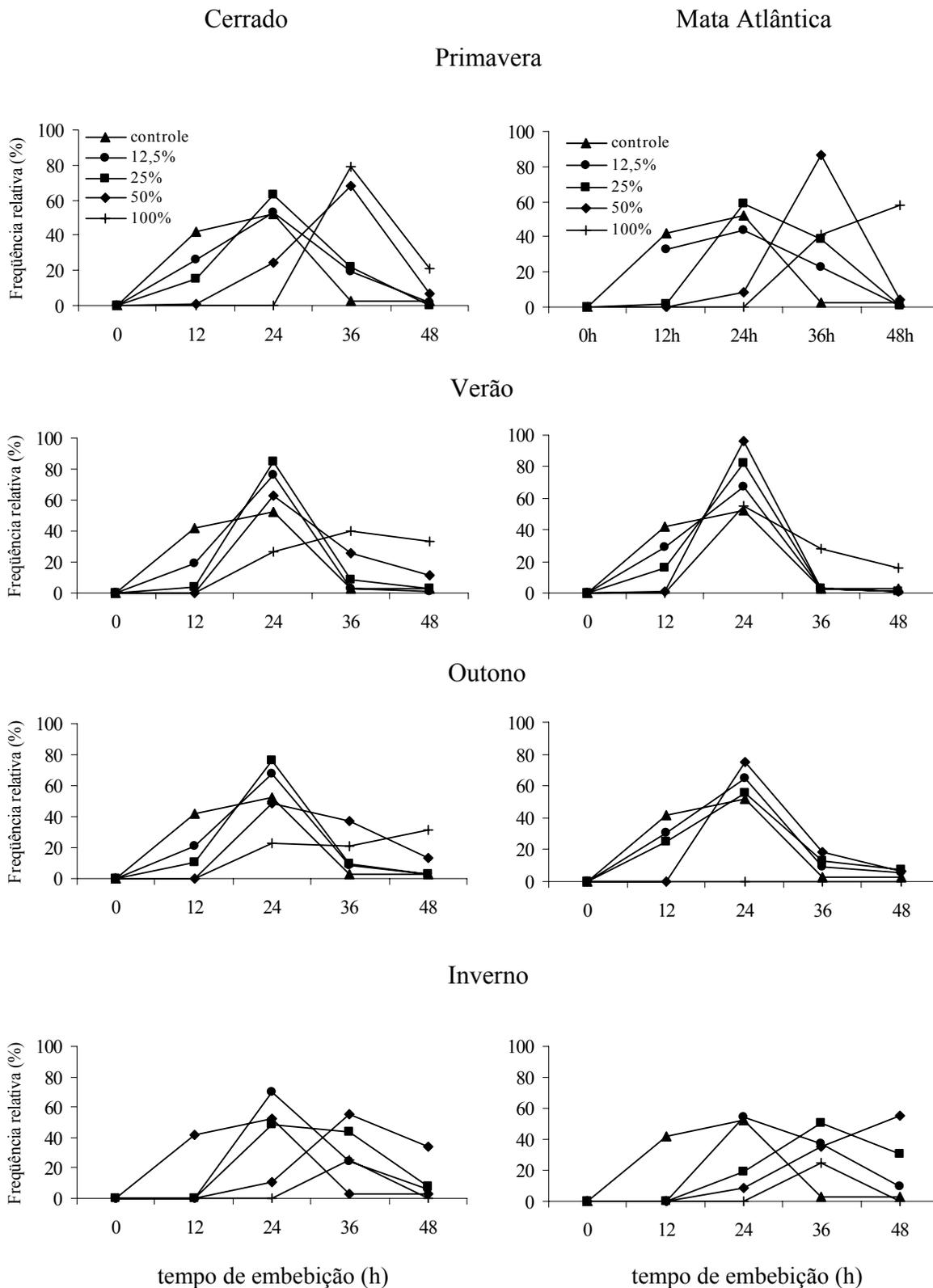


Figura 3. Frequência relativa de germinação (%) de sementes de alface (*Lactuca sativa* – cultivar Boston Branca), na presença de extratos aquosos de plantas secas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica.

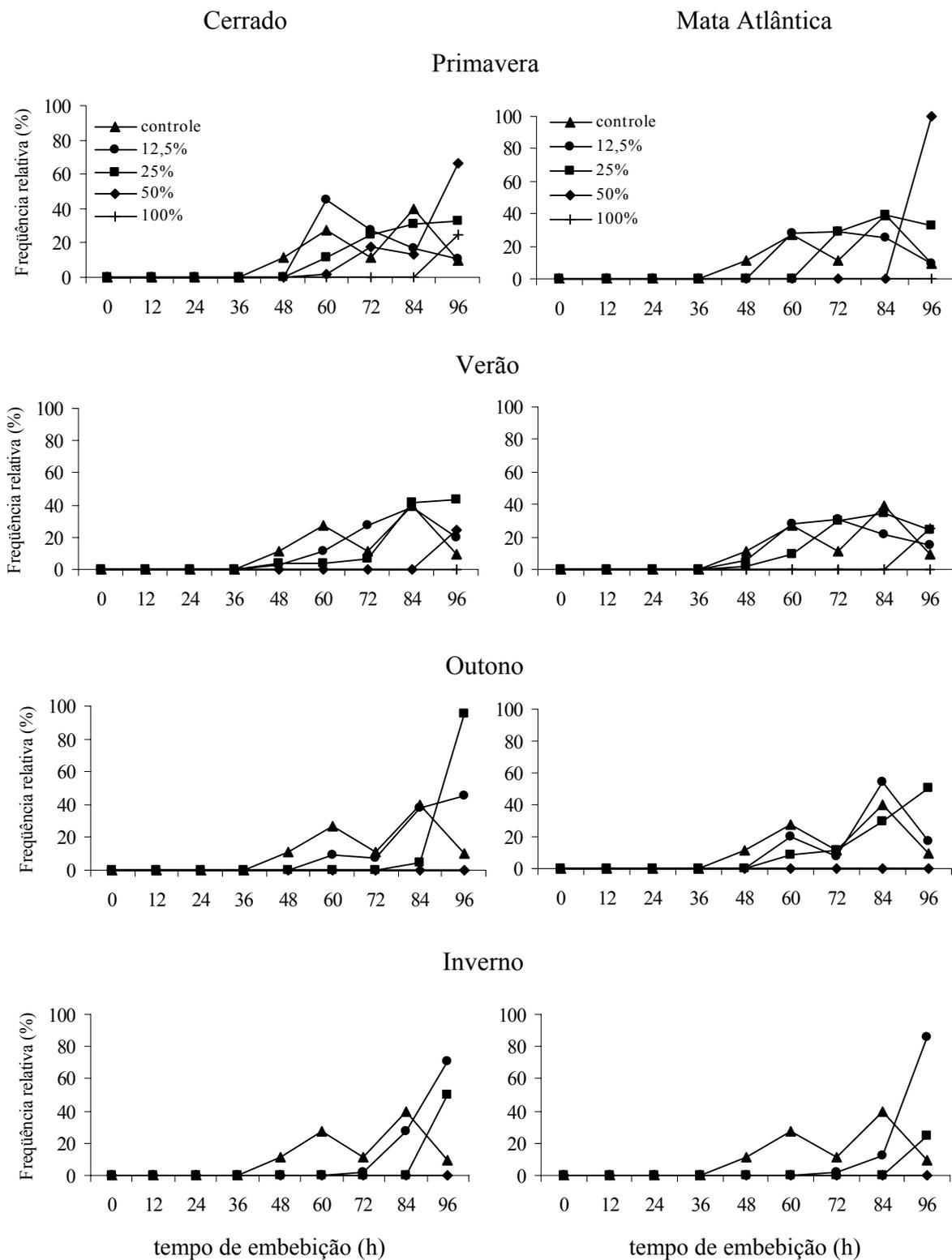


Figura 4. Freqüência relativa de germinação (%) de sementes de tomate (*Lycopersicon esculentum* – cultivar Rasteiro), na presença de extratos aquosos de plantas secas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica.

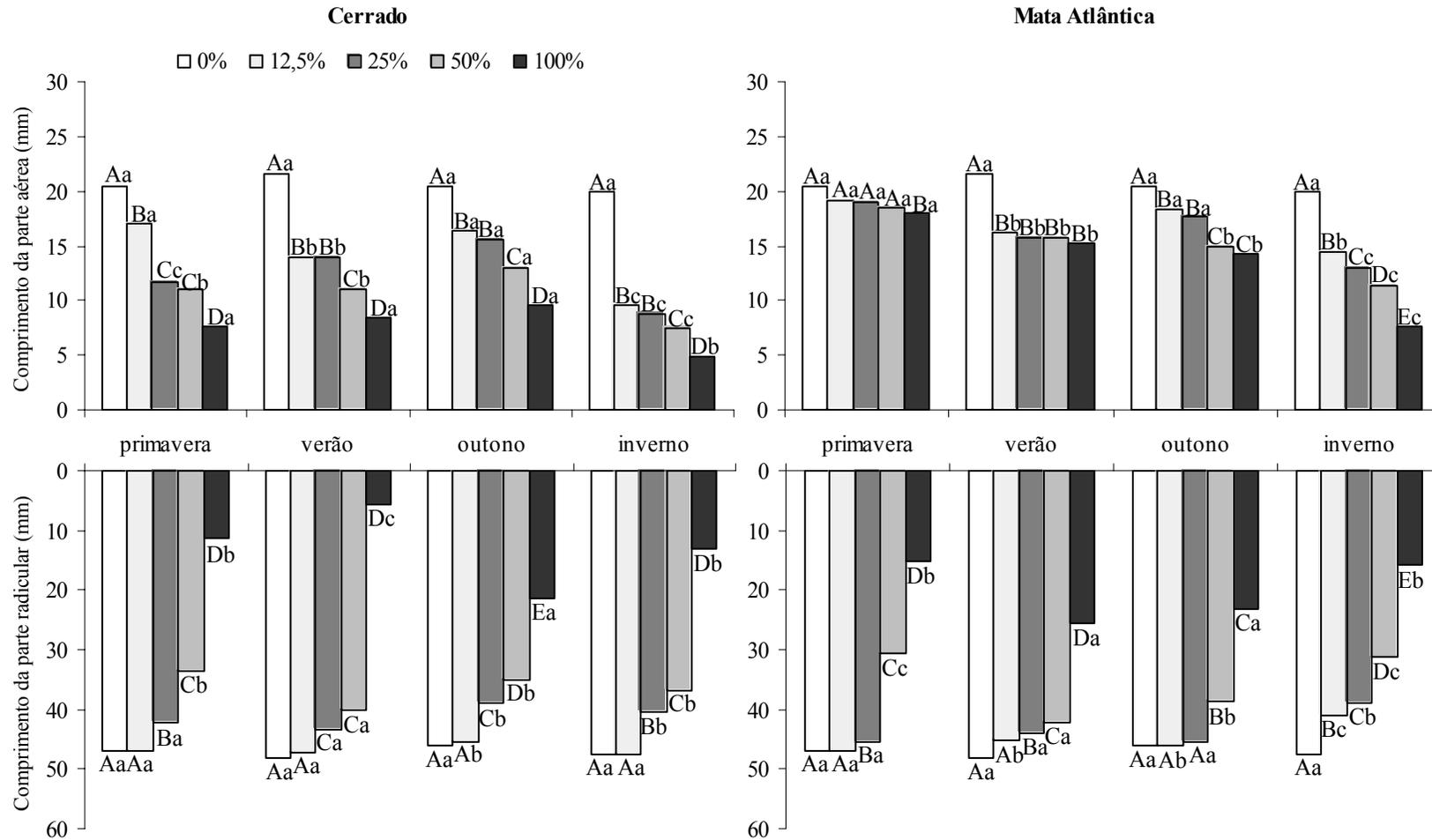


Figura 5. Comprimento das partes aérea e radicular de plântulas de alface (*Lactuca sativa* – cultivar Boston Branca) crescidas durante sete dias na presença de extratos de plantas frescas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Letras maiúsculas comparam as concentrações em cada estação; minúsculas comparam cada concentração entre as estações do ano.

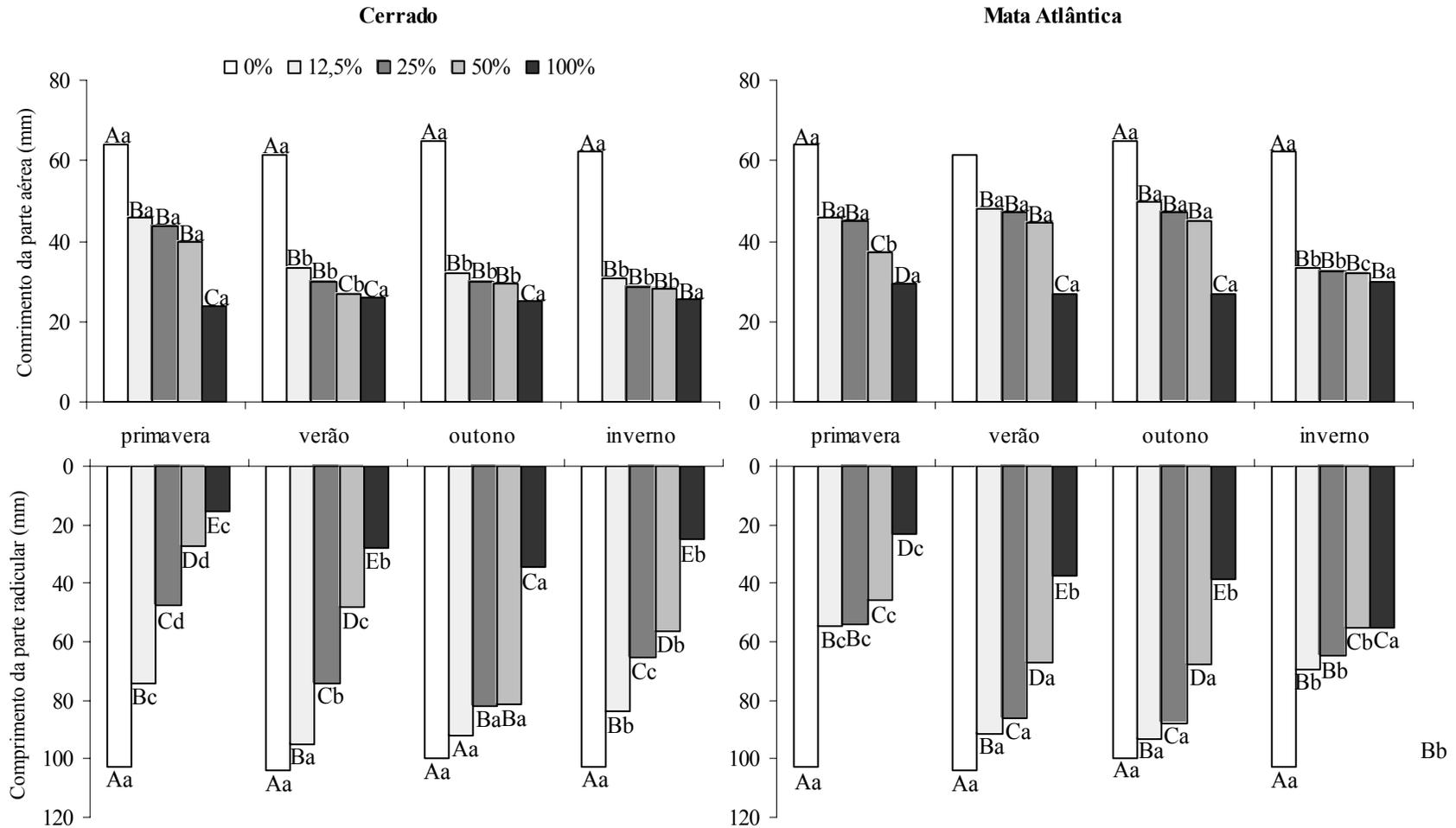


Figura 6. Comprimento das partes aérea e radicular de plântulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* – cultivar Rasteiro) crescidas durante nove dias na presença de extratos de plantas frescas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Letras maiúsculas comparam as concentrações em cada estação; minúsculas comparam cada concentração entre as estações do ano.

Extratos de plantas secas do Cerrado e Mata Atlântica, nas concentrações mais elevadas, independente das estações do ano, inibiram o crescimento da parte aérea e radicular de plântulas de alface (figura 7). Nas coletas do outono e inverno, os extratos de plantas de área de Cerrado e Mata Atlântica, na concentração de 12,5% não inibiram o crescimento das raízes. Já nos extratos de plantas coletadas verão, a parte aérea das plântulas, na presença de extratos da Mata Atlântica não foi inibida (figura 8).

Foi observado que as plântulas de alface e tomate apresentaram anormalidades morfológicas principalmente no sistema radicular, com raízes primárias atrofiadas, defeituosas, retorcidas, espessas ou com pontos de necrose. Nas concentrações mais elevadas, as raízes eram curtas ou praticamente ausentes, e ocorreram perdas significativas de plântulas, por morte, nessas concentrações (dados não mostrados).

Os dados de massa de matéria seca das plântulas de alface e tomate, crescidas na presença de extratos de plantas de *B. trimera*, estão mostrados nas tabelas 5 e 6, respectivamente. As plântulas de alface, na presença de extratos de plantas frescas coletas no verão, outono e inverno tiveram diminuição significativa da massa seca nas concentrações mais elevadas. Somente os extratos de plantas coletadas no inverno afetaram o teor de matéria seca dessas plântulas nas duas áreas de coleta (tabela 5). As plântulas de alface crescidas na presença de extratos de plantas secas coletadas em áreas de Cerrado tiveram sua massa de matéria seca diminuída nas concentrações de 50% e 100% na primavera, e 25%, 50% e 100%, no inverno (tabela 5).

A massa seca das plântulas de tomate foi menor tanto na presença de extratos de plantas frescas, como de secas de *B. trimera*, nas quatro épocas e nas duas áreas de coleta (tabela 6), principalmente nas concentrações mais elevadas dos extratos. A massa seca de plântulas de tomate crescidas na presença de extratos de plantas frescas, coletadas na primavera e no outono, foi significativamente diferente entre Cerrado e Mata Atlântica. No inverno, na concentração de 100%, a massa seca das plântulas de tomate foi menor na

presença do extrato de plantas frescas coletadas na Mata Atlântica (tabela 6). Diferenças significativas na massa seca das plântulas crescidas nos extratos de plantas secas, entre as duas áreas de coleta, foram obtidas somente no inverno (tabela 6).

Em relação aos dados de temperaturas máxima e mínima, precipitação e umidade relativa do ar das áreas de coleta das plantas de *Baccharis trimera*, no período experimental, é observada na RBEE de Mogi Guaçu (Cerrado), a presença de uma estação seca bem definida concomitante à diminuição das temperaturas máxima e mínima entre abril e julho de 2006, bem como oscilações grandes na umidade relativa do ar durante todo o período (figura 9). Na RBAS de Paranapiacaba (Mata Atlântica), embora não tenham ocorrido alterações bruscas nas temperaturas máxima e mínima, precipitação e umidade, foi observada uma leve diminuição das temperaturas entre novembro e janeiro e entre junho e setembro. A quantidade de precipitação também diminuiu no período de dezembro-janeiro e julho-agosto, porém, a umidade relativa do ar permaneceu relativamente constante (figura 9).

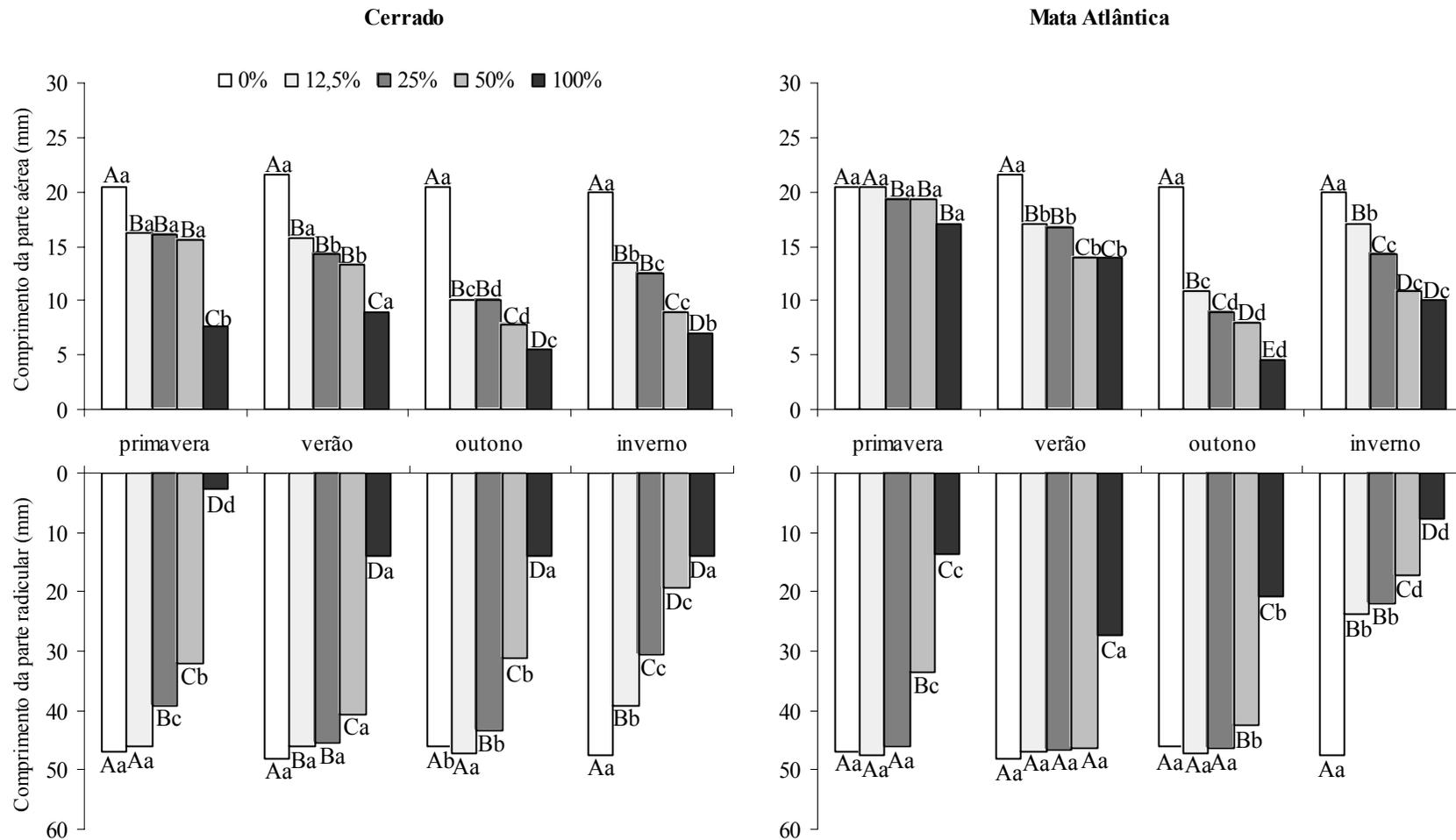


Figura 7. Comprimento das partes aérea e radicular de plântulas de alface (*Lactuca sativa* – cultivar Boston Branca) crescidas durante sete dias na presença de extratos de plantas secas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Letras maiúsculas comparam as concentrações em cada estação; minúsculas comparam cada concentração entre as estações do ano.

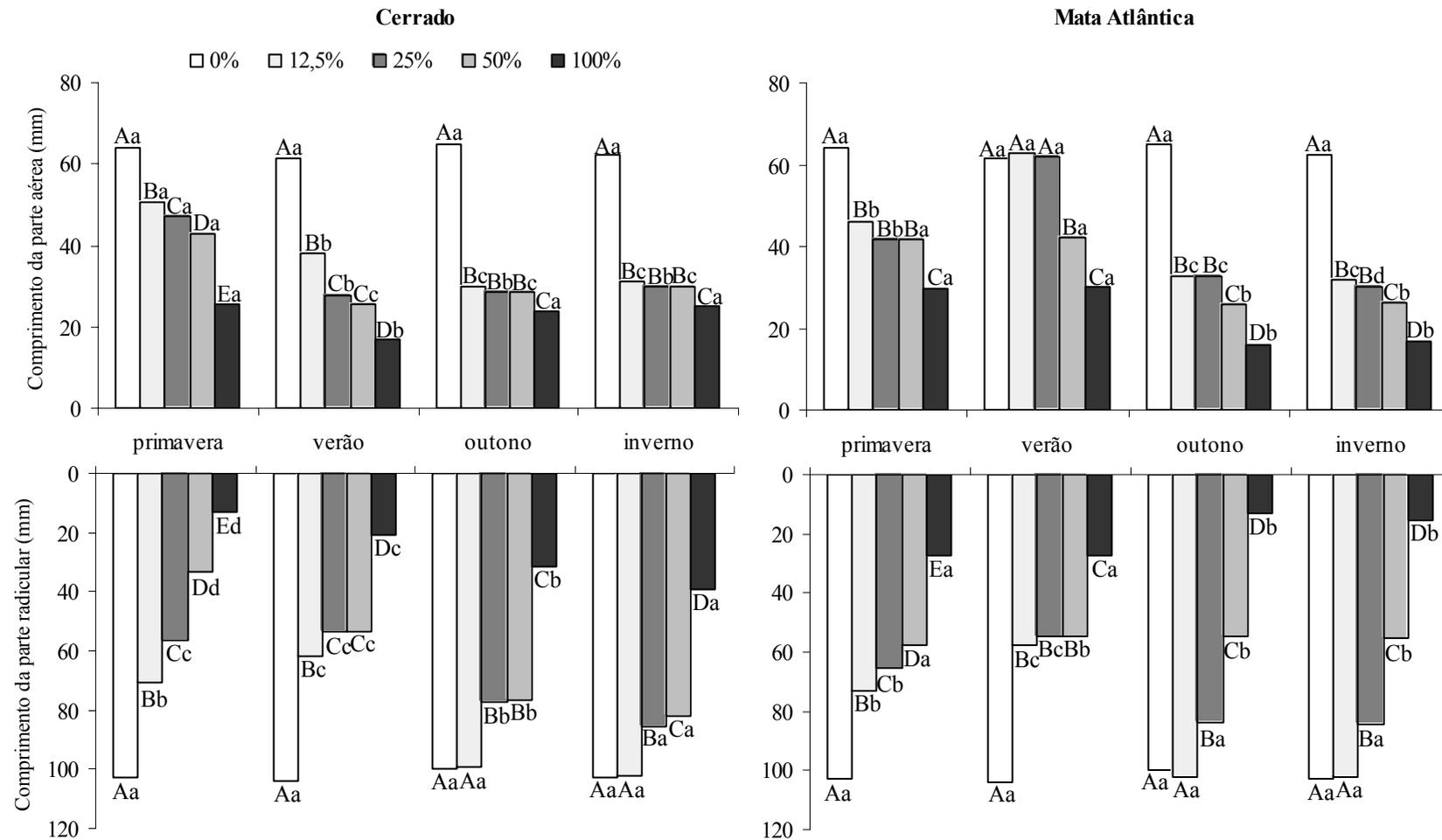


Figura 8. Comprimento das partes aérea e radicular de plântulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* – cultivar Rasteiro) crescidas durante nove dias na presença de extratos de plantas secas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Letras maiúsculas comparam as concentrações em cada estação; minúsculas comparam cada concentração entre as estações do ano.

Tabela 5. Massa seca de plântulas de alface (*Lactuca sativa* – cultivar Boston Branca) crescidas na presença de extratos aquosos de plantas frescas e secas de *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância. Letras maiúsculas comparam os locais de coleta, na mesma estação do ano; letras minúsculas comparam as concentrações, dentro de cada área de coleta.

extrato de plantas frescas								
concentração (%)	Primavera		Verão		Outono		Inverno	
	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
0	18,7 Aa	18,7 Aa	19,3 Aa	19,3 Aa	18,7 Aa	18,7 Aa	20,1 Aa	20,1 Aa
12,5	18,3 Aa	18,0 Aa	19,2 Aa	19,0 Aa	19,0 Aa	17,8 Aa	20,8 Aa	17,5 Ba
25	18,2 Aa	17,3 Aa	18,6 Aa	17,5 Aa	16,6 Aa	16,7 Aa	20,3 Aa	17,0 Bab
50	17,2 Aa	16,8 Aa	17,4 Aa	17,8 Aa	15,1 Aab	13,5 Ab	19,1 Aa	15,1 Bb
100	15,5 Aa	16,5 Aa	13,9 Ab	13,1 Ab	12,1 Ab	11,9 Ab	17,3 Aa	11,9 Bc
Extrato de plantas secas								
0	18,7 Aa	18,7 Aa	19,3 Aa	19,3 Aa	18,7 Aa	18,7 Aa	20,1 Aa	20,1 Aa
12,5	18,5 Aa	18,8 Aa	18,2 Aa	18,1 Aa	18,6 Aa	19,1 Aa	17,8 Aa	19,1 Aa
25	18,8 Aa	18,1 Aa	17,4 Aa	17,1 Aa	18,1 Aa	17,3 Aa	17,1 Aab	18,1 Aa
50	14,6 Ab	17,0 Aa	17,4 Aa	17,9 Aa	18,3 Aa	16,9 Aa	16,2 Ab	18,5 Aa
100	14,3 Ab	15,4 Aa	16,3 Aa	16,4 Aa	16,2 Aa	16,0 Aa	15,8 Ab	16,5 Aa

Tabela 6. Massa seca de plântulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* – cultivar Rasteira) crescidas na presença de extratos aquosos de plantas frescas e secas *Baccharis trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância. Letras maiúsculas comparam os locais de coleta, na mesma estação do ano; letras minúsculas comparam as concentrações, dentro de cada área de coleta.

extrato de plantas frescas								
concentração (%)	Primavera		Verão		Outono		Inverno	
	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
0	40,8 Aa	40,8 Aa	39,3 Aa	39,3 Aa	41,3 Aa	41,3 Aa	40,1 Aa	40,1 Aa
12,5	34,7 Ab	40,8 Ba	34,9 Ab	33,5 Ab	30,0 Ab	31,1 Ab	27,3 Ab	27,0 Ab
25	32,3 Ab	42,0 Ba	33,8 Ab	32,2 Ab	27,1 Ab	23,8 Ac	25,9 Ab	26,8 Ab
50	26,2 Ac	36,7 Bb	30,1 Ab	31,3 Ab	22,3 Ac	15,0 Bd	24,6 Ab	24,3 Ab
100	16,4 Ad	34,3 Bb	20,1 Ac	20,0 Ac	15,0 Ad	5,0 Be	17,9 Ac	8,6 Bc
Extrato de plantas secas								
0	40,8 Aa	40,8 Aa	39,3 Aa	39,3 Aa	41,3 Aa	41,3 Aa	40,1 Aa	40,1 Aa
12,5	32,0 Ab	31,6 Ab	36,8 Aa	33,9 Ab	29,0 Ab	30,3 Ab	24,8 Ab	23,9 Ab
25	31,6 Ab	29,5 Ab	36,6 Aa	33,9 Bb	28,5 Ab	23,6 Bc	20,9 Ab	23,7 Ab
50	29,1 Ab	28,0 Ab	30,3 Ab	27,7 Ac	28,4 Ab	13,9 Bd	20,0 Ab	18,3Ac
100	18,8 Ac	20,5 Ac	18,1 Ac	15,3 Ad	19,0 Ac	3,8 Be	13,4 Ac	14,0 Ad

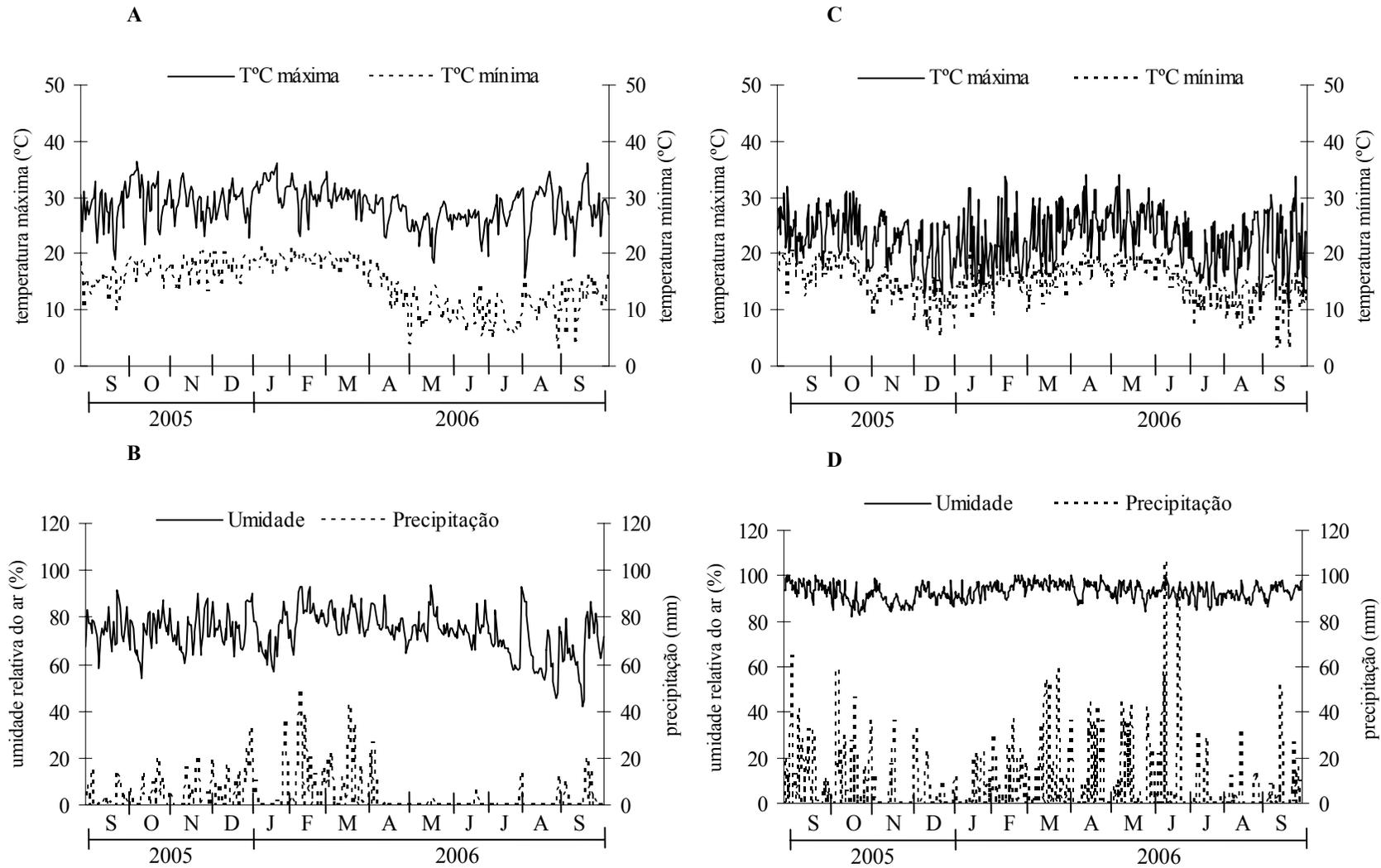


Figura 9. Temperaturas máxima e mínima, umidade relativa do ar e precipitação, registradas diariamente pela Estação Meteorológica da RBEE de Mogi Guaçu, SP (A e B) e Estação Meteorológica da Indústria Solvay Indupa do Brasil S.A., localizada próxima a RBAS de Paranapiacaba, SP (C e D), no período de setembro 2005 a dezembro de 2006. Setas indicam os meses de coleta de plantas de *Baccharis trimera*.

Discussão

O uso das respostas alelopáticas como alternativa para o controle de plantas daninhas tem aumentado consideravelmente (Kato-Noguchi 2003, Teixeira *et al.* 2004), apesar de White *et al.* (1989) terem comentado sobre a dificuldade de caracterizar a alelopatia e seus possíveis impactos no ambiente circunvizinho. Esses autores mencionaram que fatores intrínsecos à planta e ao solo e a presença de microorganismos devem ser levados em consideração ao se analisar uma reação alelopática. Outro fator que deve ser levado em conta é a falta de padronização dos bioensaios de alelopatia, pois para cada variante testada, há necessidade de um protocolo experimental pré-definido (Belz & Hurle 2004).

Neste estudo, a germinabilidade das sementes de alface e tomate foi inibida na presença dos extratos, sendo que os mais concentrados foram mais eficazes. A germinabilidade de sementes é um parâmetro muito utilizado nos bioensaios de alelopatia (Ferreira & Áquila 2000), embora não reflita outros aspectos envolvidos na germinação como, por exemplo, o tempo médio, a velocidade média e a frequência relativa de germinação (Chiapuso *et al.* 1997). Esses outros indicadores podem informar sobre o atraso no processo e mostrar a distribuição da germinação das sementes durante os bioensaios. A distribuição da germinação foi irregular na presença de extratos de plantas frescas e secas de *B. trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica (figuras 1-4). A inibição da germinação das sementes de tomate foi mais acentuada na presença de extratos de plantas frescas provenientes do Cerrado (tabelas 1).

Os efeitos alelopáticos são provocados pela combinação e interação de uma mistura complexa de compostos (Rizvi & Rizvi 1992). A maioria dos estudos utiliza extratos brutos e diluídos como substratos para a germinação de sementes-teste, na impossibilidade de caracterizar a composição fitoquímica do extrato. Embora tenha sido isolado um grande número de metabólitos secundários de extratos aquosos e orgânicos a partir de várias plantas, pouco se conhece dos efeitos tóxicos ou das estratégias das plantas na defesa contra esses produtos naturais (Baerson *et al.* 2005).

Os compostos fenólicos correspondem à classe de metabólitos secundários na qual se encontra a maior parte das substâncias com atividade alelopática, sendo desde fenóis simples até taninos com estruturas complexas (Rice 1984). Essa classe de substâncias tem um papel importante na interação das plantas com o ambiente em que vivem, como na atração de insetos, na sinalização entre plantas e organismos simbióticos ou patogênicos e na proteção contra estresses bióticos ou abióticos. Os compostos fenólicos têm também efeito sobre a inibição da germinação das sementes e do crescimento de plantas, além de atuarem sobre outros processos fisiológicos, que podem levar a alterações na composição florística de uma comunidade vegetal e à dominância de uma espécie sobre outra (Djurdjević *et al.* 2005).

Plantas de *B. trimera* são muito consumidas na medicina popular na forma de infusão e são comercializadas industrialmente na forma de sachês. Devido a sua indicação como medicinal, estudos da sua composição química já permitiram isolar e identificar vários metabólitos de seus órgãos aéreos. Entre esses, incluem-se vários compostos fenólicos, os flavonóides, como a eupatorina, eupatrina, cirsimaritina, circiliol, genkwanina, eriodictiol, canferol (Souza *et al.* 1991, Gené *et al.* 1996), quercetina, luteolina, nepetina, apigenina e hispidulina (Soicke & Leng-Peschow 1987), os diterpenóides (Herz *et al.* 1977, Torres *et al.* 2000), as saponinas (Chicourel *et al.* 1998, Gené *et al.* 1996) e os óleos voláteis (Naves 1959). É provável que os flavonóides já isolados e presentes em grande quantidade em plantas de *B. trimera* tenham sido os responsáveis pela ação alelopática observada, embora não se tenha realizado, neste estudo, uma análise quantitativa das substâncias presentes nos extratos aquosos.

Estudos feitos anteriormente já haviam demonstrado o potencial alelopático de *B. trimera*. Assim, extratos aquosos de órgãos aéreos inibiram a germinação de sementes de alface (Ferreira *et al.* 1992). Bioensaios com extratos aquoso e etanólico da parte aérea, na germinação de sementes de *Brachiaria decumbens*, uma espécie invasora de pastagens, mostraram haver maior inibição da germinabilidade na presença de extratos etanólicos do que em extratos aquosos (Souza *et al.* 2002).

Plantas de *Baccharis boliviensis*, também tiveram efeito alelopático após extração aquosa, *n*-hexânica, clorofórmica e em acetato de etila, na germinação de sementes de *Trichocereus pasacana*, uma Cactaceae de ocorrência freqüente nas regiões áridas do noroeste argentino (Cazón *et al.* 2000). Os compostos tricocenos roridinos e baccharinoides, isolados de *B. coridifolia* e *B. megapotamica*, causaram a inibição da germinação das sementes das próprias espécies que os produzem (Kuti *et al.* 1990). Os autores sugeriram que esses tricocenos têm função regulatória na reprodução e na germinação dessas plantas no seu habitat natural.

Bioensaios com substâncias isoladas têm comprovado o potencial alelopático de alguns compostos. A fração de alcalóides totais de *Solanum crinitum* e a substância isolada, solasonina causaram elevada inibição da germinação de sementes de alface (Alves *et al.* 2003). O extrato bruto e a fração hexânica de frondes de *Adiantum tetraphyllum* inibiram a germinação de sementes de alface e alho (Melos *et al.* 2007). O ácido 3,4,5-trimetoxibenzóico e o ácido 3,5-dimetilbenzóico, isolados de folhas de *Parkia pendula*, inibiram a germinação e o crescimento da raiz de *Mimosa pudica* e *Senna obtusifolia*, espécies consideradas daninhas (Souza Filho *et al.* 2005).

Com relação aos efeitos de alelopátia provocados por plantas de Cerrado, citam-se os trabalhos de Oliveira *et al.* (2004), Periotto *et al.* (2004) e Siva *et al.* (2006). No primeiro, os autores constataram que extratos aquosos de frutos *Solanum lycocarpum* (lobeira) não afetaram a germinabilidade das sementes de gergelim, mas aumentaram o tempo médio de germinação em uma relação próxima à dose-dependente. Extratos concentrados de folhas e ramos de *Andira humilis* inibiram a germinação de sementes de alface, mas não tiveram qualquer efeito nas sementes de rabanete (Periotto *et al.* 2004). Silva *et al.* (2006), estudando 15 espécies nativas do Cerrado, com elevado índice de importância na RBEE de Mogi Guaçu, mostraram que apenas os extratos de quatro espécies apresentaram efeito inibidor da germinação de sementes-teste: *Ouratea spectabilis*, *Pouteria ramiflora*, *Qualea grandiflora* e *Stryphnodendron adstringens*.

No estudo de Dionello-Basta & Basta (1984) foi demonstrado que extratos metanólicos e de éter de petróleo de dez espécies utilizadas na medicina popular, não inibiram a germinação de

sementes e o crescimento de plântulas de alface em relação ao tratamento controle. Resultados semelhantes foram obtidos com extratos das plantas nativas de Mata Atlântica: *Cecropia pachystachya*, *Peltophorum dubium*, *Psychotria leiocarpa*, *Sapium glandulatum* e *Sorocea bonplandii* (Maraschin-Silva & Áquila 2006).

Chou *et al.* (2003) verificaram o efeito de extratos aquosos de 16 espécies de Asteraceae no crescimento radicular de plântulas de alface. Extratos de *Lactuca sativa*, *Xanthium occidentale* e *Cirsium japonicum* inibiram completamente o crescimento das raízes de alface, enquanto o crescimento do hipocótilo foi menos suscetível à ação desses extratos. Extratos obtidos após a secagem de plantas de algumas espécies medicinais, como capim-limão (*Cymbopogon citratus*), arruda (*Ruta graveolens*) (Cruz *et al.* 2002a), mirra (*Tetradenia riparia*), cânfora (*Artemisia camphorata*), alecrim (*Rosmarinus officinalis*) e citronela (*Cymbopogon winterianus*) (Cruz *et al.* 2002b), inibiram a germinação de sementes de alface e de picão-preto.

As concentrações mais elevadas dos extratos de plantas frescas e secas de *B. trimera* causaram maior inibição do crescimento de órgãos aéreos e raízes das plântulas de alface e tomate (figuras 5-8). Para Ferreira & Áquila (2000), a germinação de sementes é menos sensível aos aleloquímicos do que o crescimento de plântulas. Conforme dados de literatura, na presença dos aleloquímicos, as raízes das plântulas apresentam os efeitos mais pronunciados, como visto por Chon *et al.* (2000), Batish *et al.* (2002), Alves *et al.* (2003), Gatti *et al.* (2004), Oliveira *et al.* (2004), Periotto *et al.* (2004), Dias *et al.* (2005), Grassi *et al.* (2005) e Fritz *et al.* (2007). As raízes são os órgãos mais comumente afetados pelos aleloquímicos por afetarem a absorção de nutrientes, a permeabilidade da membrana, a síntese protéica e a atividade enzimática (Ferreira & Áquila 2000). Alguns autores sugerem que esse efeito mais acentuado nas raízes deve ser provocado pelo contato mais íntimo destas com a solução de aleloquímicos (Chung *et al.* 2001).

Outro fator que deve ser considerado é a capacidade de translocação do aleloquímico da raiz para a parte aérea. O sítio de ação do fitoquímico pode não estar relacionado à inibição da divisão celular do eixo embrionário, resultando na ausência do efeito sobre a germinação de sementes.

Desta forma, a bioatividade de extratos estaria condicionada à capacidade de absorção, translocação e mecanismo de ação dos seus compostos potencialmente alelopáticos (Pires & Oliveira 2001, Correia *et al.* 2005).

Alterações morfológicas foram encontradas nas plântulas de alface e tomate, crescendo na presença de extratos de plantas frescas e secas de *B. trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Essas alterações foram mais pronunciadas nas concentrações mais elevadas dos extratos. Anormalidades em plântulas de alface são comuns quando são crescidas na presença de extratos, como relatado nos estudos de Medeiros & Luchesi (1993) com extratos aquosos de ervilhaça (*Vicia sativa*), Áquila (2000), com plantas de erva-mate (*Ilex paraguariensis*), Gatti *et al.* (2004) com extratos de papo-de-peru (*Aristolochia esperanzae*).

A massa seca das plântulas de alface e tomate, crescidas na presença de extratos de plantas frescas e secas de plantas de *B. trimera* foi menor nas concentrações mais elevadas (tabelas 5 e 6). Embora a massa de matéria seca seja um fator importante a ser considerado quando se estuda alelopatia (Ferreira & Áquila 2000), os resultados descritos na literatura são controversos. Por exemplo, nos extratos menos concentrados, se obtém valores de massa seca maiores do que no tratamento controle. Resultados semelhantes foram obtidos com extratos aquosos de *Iochroma australe* (Vacarini & Bonetto 2000) e *Aristolochia esperanzae*, no estudo de Gatti *et al.* (2004).

Silva & Casali (2000) afirmaram que a secagem das plantas diminui a velocidade de deterioração do material, por meio da redução no teor de água, atuando regressivamente na ação das enzimas e possibilitando a conservação das plantas por maior tempo. Além disso, esse processo evita a proliferação de microorganismos e permite manter as características físico-químicas da droga vegetal (Svoboda *et al.* 1990). Com a redução da quantidade de água, aumenta-se a quantidade de princípios ativos em relação à massa seca.

No entanto, em plantas com atividade medicinal, o processo de secagem pode aumentar o número de modificações físicas e químicas dos princípios ativos, alterando a qualidade da matéria-

prima para a sua comercialização tais como mudanças em aparência (coloração), odor e possíveis perdas de constituintes voláteis (Melo *et al.* 2004).

Os extratos de plantas secas de *Baccharis trimera* obtidos de plantas coletadas sazonalmente, tanto em área de Cerrado como de Mata Atlântica, tiveram maior efeito inibidor na germinação das sementes de alface e de tomate, em todas as concentrações testadas, do que extratos de plantas frescas. No entanto, essa não é uma regra geral, pois extratos de plantas frescas de *Mimosa caesalpiniaefolia* (sabiá), tiveram efeito tóxico sobre a germinação das sementes de *Tabebuia alba* (ipê-amarelo) (Gatti *et al.* 2004). Já no estudo de Piña-Rodrigues & Lopes (2001), os extratos de folhas secas de sabiá mostraram-se inativos.

O potencial osmótico dos extratos é um aspecto pouco considerado, mas que pode mascarar o efeito alelopático. Os efeitos do potencial osmótico podem ser observados no comportamento germinativo com conseqüentes atrasos na velocidade de germinação (Ferreira & Áquila 2000). No presente estudo, não foi possível medir o potencial osmótico dos extratos. Portanto, não se pode excluir a possibilidade do efeito osmótico dos extratos sobre a germinação das sementes.

Correa *et al.* (2000) afirmaram que não se pode extrapolar resultados encontrados em laboratório para o campo. Inderjit & Nilsen (2003) discutiram vários problemas relacionados à quantificação de aleloquímicos nos bioensaios e interação desses compostos com outras substâncias. Os aleloquímicos podem ser liberados das plantas para o ambiente por vários caminhos, que incluem a volatilização dos tecidos foliares, a lixiviação de não-voláteis da folhagem pela chuva, a exsudação de compostos pelas raízes ou a decomposição de resíduos pelos microorganismos presentes no solo (Shiraishi *et al.* 2002, Rai *et al.* 2003, Kobayashi 2004). De acordo com Reberg-Horton *et al.* (2005), a fertilidade do solo é outro fator que pode causar impacto na produção de aleloquímicos. A persistência e a atividade desses aleloquímicos sob condições naturais são influenciadas pelo ambiente, especificamente pelas condições edafo-climáticas, bem como a distância física da fonte de produção (Jose & Gillespie 1998, Romero-Romero *et al.* 2002).

Houve grande variação nos resultados de germinação das sementes e de crescimento inicial das plântulas de espécies-teste, quando se comparam a resposta alelopática e as variações sazonais nas áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Fischer *et al.* (1994) afirmaram que índices pluviométricos elevados podem ter papel fundamental no transporte dos aleloquímicos, causando intensa lixiviação desses compostos para o solo. No inverno, os índices pluviométricos elevados na RBAS de Paranapiacaba poderiam explicar o motivo pelo qual os extratos de plantas de *B. trimera* foram menos eficazes em inibir a germinação das sementes-teste do que extratos de plantas na RBEE de Mogi Guaçu.

Temperatura elevada e baixa umidade do solo podem aumentar os efeitos fitotóxicos de alguns compostos aleloquímicos, como mencionado por Einhellig & Eckrich (1984). Períodos de seca também podem elevar a quantidade desses compostos, como relata Gershenzon (1984). De fato, extratos de plantas frescas e secas de *B. trimera* coletadas tanto na primavera como no verão na RBAS de Paranapiacaba e na RBEE de Mogi Guaçu, apresentaram maior potencial inibidor da germinação das sementes (tabelas 1 e 2).

Estudos com espécies co-ocorrentes nos diferentes biomas brasileiros ainda são incipientes e não refletem o potencial ecológico e de utilização de plantas nativas. Neste trabalho, nas condições experimentais descritas, foi demonstrada a influência negativa de extratos aquosos de *Baccharis trimera* coletadas em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, na germinação de sementes e no crescimento inicial de espécies-teste. As sementes de tomate foram mais sensíveis aos efeitos alelopáticos de inibição dos extratos do que as sementes de alface. Em se tratando de alelopatia, o número de informações disponíveis está aumentando gradualmente. Outras abordagens experimentais, tais como a padronização da preparação dos extratos, a aplicação direta dos extratos no solo e o isolamento e a identificação de substâncias devem ser testados para melhor compreender os resultados obtidos, bem como para confirmar o potencial alelopático de *B. trimera*.

Literatura Citada

- Alves, C.C.F., Alves, J.M., Silva, T.M.S., Carvalho, M.G. & Jacob Neto, J.** 2003. Atividade alelopática de alcalóides glicosilados de *Solanum crinitum* Lam. Floresta e Ambiente 10: 93-97.
- Áquila, M.E.A.** 1993. Efeito alelopático de *Ilex paraguariensis* A. St.-Hil. na germinação e germinação e crescimento inicial de *Lactuca sativa* L. Iheringia 53: 51-66.
- Baerson, S.R., Sánchez-Moreiras, A., Pedrol-Bonjoch, N., Schulz, M., Kagan, I.A., Agarwal, A.K., Reigosa, M.J. & Duke, S.O.** 2005. Detoxification and transcriptome response in *Arabidopsis* seedlings exposed to the allelochemical benzoxazolin-2(3H)-one. The Journal of Biological Chemistry 260: 21867-21881.
- Batisch, D.R., Singh, H.P., Kolhi, R.K., Saxena, D.B. & Kaur, S.** 2002. Allelopathic effects of parthenin against two weedy species, *Avena fatua* and *Bidens pilosa*. Environmental and Experimental Botany 47: 149-155.
- Belz, R.G. & Hurle, K.** 2004. A novel laboratory screening bioassay for crop seedling allelopathy. Journal of Chemical Ecology 30: 175-198.
- Blair, A.C., Nissen, S.J., Brunk, G.R. & Hufbauer, R.A.** 2006. A lack of evidence for ecological role of putative allelochemical (+) catechin in spotted knapweed invasion success. Journal of Chemical Ecology 32: 2327-2331.
- Cazón, A., Viana, M. & Gianello, J.C.** 2000. Identificación de un compuesto alelopático de *Baccharis boliviensis* (Asteraceae) y su efecto en la germinación de *Trichocereus pasacana* (Cactaceae). Revista de Biología Tropical 48: 47-51.
- Cheng, H.H.** 1992. A conceptual framework for assessing allelochemicals in the soil environment. In: S.J.H. Rizvi & V. Rizvi (eds.). Allelopathy: basic and applied aspects. London: Chapman & Hall. PP. 115-128.
- Chiapuso, G., Sánchez, A.M., Reigosa, M.J., González, L. & Pellissier, F.** 1997. Do germination indices adequately reflect allelochemical effects on the germination process? Journal of Chemical Ecology 23: 2445-2453.

- Chicorel, E.L., Pimenta, D.L., Jorge, L.I.F. & Ferro, V.O.** 1998. Contribuição ao conhecimento analítico de três compostas medicinais. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 7/8: 59-66.
- Chon, S.U., Coutss, J.H. & Nelson, C.J.** 2000. Effects of light, growth media, and seedling orientation on bioassays of alfafa autotoxicity. *Agronomy Journal* 92: 715-720.
- Chou, S.U., Kim, Y.M. & Lee, J.C.** 2003. Herbicidal potential and quantification of causative allelochemicals from several Compositae weeds. *Weed Research* 43: 444-450.
- Chung, I.M., Ahn, J.K. & Yun, S.J.** 2001. Assesment of allelopathic potential of barnyard grass (*Echinochloa crus-gall*) on rice (*Oriza sativa* L.) cultivars. *Crop Protection* 20: 921-928.
- Correa, J.F., Souza, I.F., Ladeira, A.M., Young, M.C.M. & Aragushi, M.** 2000. Allelopathic potencial of *Eupatorium maximiliani* Schrad leaves. *Allelopathy Journal* 7: 225-234.
- Correa Júnior, C., Ming, L.C. & Scheffer, M.C.** 1994. Cultivo de plantas medicinais, condimentares e aromáticas. 2.ed., Jaboticabal: FUNEP.
- Correia, N.M., Centurion, M.A.P.C. & Alves, P.L.C.A.** 2005. Influência de extratos aquosos de sorgo sobre a germinação e o desenvolvimento de plântulas de soja. *Ciência Rural* 35: 498-503.
- Cruz, M.E.S., Schwan-Estrada, K.R.F., Nozaki, M.H., Batista, M.A. & Stangarlin, J.R.** 2002a. Efeito alelopático de *Cymbopogon citratus* e *Artemisia absinthium* sobre sementes de *Bidens pilosa*. *Acta Horticulturae* 569: 229-233.
- Cruz, M.E.S., Schwan-Estrada, K.R.F., Nozaki, M.H., Batista, M.A. & Stangarlin, J.R.** 2002b. Alelopatia do extrato aquoso de plantas medicinais na germinação de sementes de picão. *Acta Horticulturae* 569: 235-238.
- Daus, B., Wennrich, R., Morgenstern, P., Weib, H., Palmieri, H.E.L., Nalini, H.A., Leonel, L.V., Monteiro, R.P.G. & Moreira, R.M.** 2005. Arsenic speciation in plant samples from the Iron Quadrangle, Minas Gerais, Brazil. *Microchimica Acta* 151: 175-180.
- Dias, J.F.G., Círio, G.M., Miguel, M.D. & Miguel, O.G.** 2005. Contribuição ao estudo alelopático de *Maytenus ilicifolia* Mart. ex Reiss., Celastraceae. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 15: 220-223.

- Dietz, H., Steinlein, T., Winterhalter, P. & Ullmann, I.** 1996. Role of allelopathy as a possible factor associated with the rising dominance of *Bunias orientalis* L. (Brassicaceae) in some native plant assemblages. *Journal of Chemical Ecology* 22: 1797-1811.
- Dionello-Basta, S.B. & Basta, F.** 1984. Inibidores de germinação e de crescimento em plantas usadas na medicina popular. *Ciência e Cultura* 36: 1602-1606.
- Djurdjević, L., Mitrović, M., Dinić, A., Pavlović, P., Bojović, S., Gajić, G. & Kostić, O.** 2005. Allelopathic investigations of *Quercus conferta* and *Quercus cerris* domination in oak forest at Avala Mt. (Serbia). Fourth World Congress of Allelopathy. Wagga Wagga, Australia.
- Einhelling, F.A.** 1996. Interactions involving allelopathy in cropping systems. *Agronomy Journal* 88: 886-893.
- Einhelling, F.A. & Eckrich, P.** 1984. Interactions of temperature and ferulic acid stress on grain sorghum and soybeans. *Journal of Chemical Ecology* 10: 161-170.
- Ferreira, A.G.** 2005. Alelopatia: sinergismo e inibição. In: R.J.M.C. Nogueira, E.L. Araújo, L.G. Willadino, U.M.T. Cavalcante (eds.). *Estresses ambientais: danos e benefícios em plantas*. Imprensa Universitária, UFPE, Recife, pp. 433-440.
- Ferreira, A.G. & Aquila, M.E.A.** 2000. Alelopatia: uma área emergente da ecofisiologia. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal* 12(edição especial): 175-204.
- Ferreira, A.G., Áquila, M.E.A., Jacobi, U.S. & Rizvi, V.** 1992. Allelopathy in Brazil. In: S.J.H. Rizvi & Rizvi, H. (eds.). *Allelopathy: Basic and applied aspects*. London, Chapman & Hall, pp. 243-250.
- Fischer, N.H., Williamson, G.B., Weidhamer, J.D. & Richardson, D.R.** 1994. In search of allelopathy in the Florida scrub: the role of terpenoids. *Journal of Chemical Ecology* 20: 1355-1380.
- Fritz, Bernardi, A.P., Haas, J.S., Ascoli, B.M., Bordignon, S.A.L. & von Poser, G.** 2007. Germination and growth inhibitory effects of *Hypericum myrianthum* and *H. polyanthum* extracts on *Lactuca sativa*. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 17: 44-48.

- Gatti, A.B., Perez, S.C.J.G.A. & Lima, M.I.S.** 2004. Atividade alelopática de extratos aquosos de *Aristolochia esperanzae* O. Kuntze na germinação e no crescimento de *Lactuca sativa* L. e *Raphanus sativus* L. *Acta Botanica Brasilica* 18: 459-472.
- Gené, R.M., Cartañá, C., Adzet, T., Marín, E., Parella, T. & Cañigüeral, S.** 1996. Anti-inflammatory and analgesic activity of *Baccharis trimera*: identification of its active constituents. *Planta Medica* 62: 232-235.
- Gershenson, J.** 1984. Changes in the levels of plant secondary metabolites under water and nutrient stress. *Recent Advances in Phytochemistry* 18: 273-320.
- Gniazdowska, A. & Bogatek, R.** 2005. Allelopathic interactions between plants. Multi site action of allelochemicals. *Acta Physiologica Plantarum* 27: 395-407.
- Herz, W., Pilotti, A.M., Soderholm, A.C., Shuhanal, K. & Vichnewski, W.** 1977. New ent-clerodane-type diterpeneids from *Baccharis trimera*. *Journal of Organic Chemistry* 42: 3913-3917.
- Inderjit.** 1996. Plant phenolics in allelopathy. *Botanical Review* 62: 186-202.
- Inderjit & Ducke, S.O.** 2003. Ecophysiological aspects of allelopathy. *Planta* 217: 529-539.
- Inderjit & Nilsen, E.T.** 2003. Biossays and field studies for allelopathy in terrestrial plants: progress and problems. *Critical and Review Plant Science* 22: 221-238.
- Jose, S. & Gillespie, A.** 1998. Allelopathy in black walnut (*Juglans nigra* L.) alley cropping. I. Spatio-temporal variation in soil juglone in a black walnut-corn (*Zea mayz* L.) alley cropping system in the Midwestern USA. *Plant Soil* 203: 191-197.
- Kato-Noguchi, H.** 2003. Assessment of allelopathic potential of shoot powder of lemon balm. *Scientia Horticulturae* 97: 419-423.
- Kong, C., Hu, F. & Xu, X.** 2002. Allelopathic potential and chemical constituents of volatiles of *Ageratum conyzoides* under stress. *Journal of Chemical Ecology* 28: 1173-1182.
- Kobayashi, K.** 2004. Factors affecting phytotoxic activity of allelochemicals in soil. *Weed Biology Management* 4: 1-7.

- Kuti, J.O., Jarvis, B.B., Mokhtari-Rejali, N. & Bean, G.A.** 1990. Allelochemical regulation of reproduction and seed germination of two Brazilian *Baccharis* species by phytotoxic trichothecenes. *Journal of Chemical Ecology* 16: 3441-3453.
- Labouriau, L.G. & Agudo, M.** 1987. On the physiology of seed germination in *S. hispanica* L.I. Temperature effects. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 59: 37-56.
- Lorenzi, H. & Matos, F.J.A.** 2002. Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas cultivadas. Instituto Plantarum, Nova Odessa.
- Lovett, J.V., Ryuntyu, M.Y. & Liu, D.L.** 1989. Allelopathy, chemical communication, and plant defense. *Journal of Chemical Ecology* 15: 1193-1202.
- Maraschin-Silva, F. & Áquila, M.E.A.** 2006. Potencial aleopático de espécies nativas na germinação e crescimento inicial de *Lactuca sativa* L. (Asteraceae). *Acta Botanica Brasílica* 20: 61-69.
- Medeiros, A.R.M. & Lucchesi, A.A.** 1993. Efeitos alelopáticos da ervilhaca (*Vicia sativa* L.) sobre a alface em testes de laboratório. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 28: 9-14.
- Melo, E.C., Radünz, L.L. & Melo, R.C.A.** 2004. Influência do processo de secagem de plantas medicinais – revisão. *Engenharia na Agricultura* 12: 307-315.
- Melos, J.R.L., Silva, L.B., Pers, M.T.L.P., Mapeli, A.M., Faccenda, O., Anjos, H.H., Torres, T.G., Tiviroli, S.C., Batista, A.L., Almeida, F.G.M., Flaizino, N.S., Tibana, L.A., Hess, S.C. & Honda, N.K.** 2007. Constituintes químicos e avaliação do potencial alelopático de *Adiantum tetraphyllum* Humb. & Bonpl. ex Willd (Pteridaceae). *Química Nova* 30: 292-297.
- Nasir, H., Iqbal, Z., Hiradate, S. & Fujii, Y.** 2005. Allelopathic potential of *Robinia pseudo-acacia* L. *Journal of Chemical Ecology* 31: 2179-2192.
- Naves, Y.R.** 1959. Études sur les matières végétales volatiles CLIX (I). Sur huile essentielle de carquéja de l'État de Santa Catarina (Brasil). *Bulletin de la Societe Chimie France* 11: 1871-1879.

- Oliveira, S.C.C., Ferreira, A.G. & Borghetti, F.** 2004. Efeito alelopático de folhas de *Solanum lycocarpum* A. St.-Hil. (Solanaceae) na germinação e crescimento de *Sesamum indicum* L. (Pedaliaceae) sob diferentes temperaturas. *Acta Botanica Brasílica* 18: 401-406.
- Periotto, F., Pere, S.C.J.G.A. & Lima, M.I.S.** 2004. Efeito alelopático de *Andira humilis* Mart. ex. Benth. na germinação e no crescimento de *Lactuca sativa* L. e *Raphanus sativus* L. *Acta Botânica Brasílica* 18: 425-430.
- Piña-Rodrigues, F.C.M. & Lopes, B.M.** 2001. Potencial alelopático de *Mimosa casaelpiniaefolia* Benth. sobre sementes de *Tabebuia alba* (Cham.) Sandw. *Floresta e Ambiente* 8: 130-136.
- Pires, N.M. & Oliveira, V.R.** 2001. Alelopatia. In: R.S. Oliveira Júnior & J. Constantin (coords.). *Plantas Daninhas e seu manejo*. Agropecuária, Guaíba, Rio Grande do Sul, pp. 145-185.
- Rai, V.K., Gupta, S.C. & Singh, B.** 2003. Volatile monoterpenes from *Prinsepia utilis* L. leaves inhibit stomatal opening in *Vicia faba* L. *Biologia Plantarum* 46: 121-124.
- Reberg-Horton, S.C., Burton, J.D., Danehower, D.A., Ma, G., Monks, D.W., Murphy, J.P., Ranells, N.N., Williamson, J.D. & Creamer, N.G.** 2005. Changes over time in the allelochemical content of ten cultivars of rye (*Secale cereale* L.). *Journal of Chemical Ecology* 31: 179-193.
- Reigosa, M.J., Sánchez-Moreiras, A. & González, L.** 1999. Ecophysiological approach in allelopathy. *Critical Reviews in Plant Sciences* 18: 577-608.
- Rice, E.L.** 1984. *Allelopathy*. 2^a ed. Academic Press, Orlando.
- Rizvi, S.J.H. & Rizvi, V.** 1992. Exploration of allelochemicals in improving crop productivity. In: S.J.H. Rizvi & Rizvi, H. (eds.). *Allelopathy: Basic and applied aspects*. London, Chapman & Hall, pp. 443-472.
- Romero-Romero, T., Anaya, A.L. & Cruz-Ortega, R.** 2002. Screening for effects of phytochemical variability on cytoplasmic protein synthesis pattern of crop plants. *Journal of Chemical Ecology* 28: 617-629.

- Ruggiero, P.G.C. & Zaidan, L.B.P.** 1997. Estudos de desenvolvimento de *Viguiera robusta* Gardn. Uma Asteraceae do cerrado. Revista Brasileira de Botânica 20: 1-9.
- Seigler, D.S.** 1996. Chemistry and mechanisms of allelopathic interactions. Agronomic Journal 88: 876-885.
- Shiraishi, S., Watanabe, I., Kuno, K. & Fujii, Y.** 2002. Allelopathic activity of leaching from dry leaves and exudates from roots of groundcover plants assayed on agar. Weed Biology Management 2: 133-142.
- Silva, F. & Casali, V.W.D.** 2000. Plantas medicinais e aromáticas: pós-colheita e óleos essenciais. Viçosa: Arte e Livros.
- Silva, G.B., Martim, L., Silva, C.L., Young, M.C.M. & Ladeira, A.M.** 2006. Potencial alelopático de espécies arbóreas nativas do Cerrado. Hoehnea 33: 331-338.
- Siqueira, N.C.S., Silva, G.A.A.B., Alice, C.B. & Nitschke, M.** 1985. Análise comparativa dos óleos essenciais de *Baccharis articulata* (Lam.) Pers. e *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Compositae), espécies espontâneas no Rio Grande do Sul. Revista Brasileira de Farmácia 66: 36-39.
- Soicke, H. & Leng-Peschlow, E.** 1987. Characterization of flavonoids from *Baccharis trimera* and their antihepatotoxic properties. Planta Medica 53: 37-39.
- Sousa, M.P., Matos, N.E.O., Matos, M.F.J.A., Machado, M.I.L. & Craveiro AA.** 1991. *Constituintes Químicos Ativos de Plantas Mediciniais Brasileiras*. Fortaleza, Edições UFC.
- Souza, J.R.P., Vidal, L.H.I. & Viani, R.A.G.** 2002. Ação de extratos aquoso e etanólico de espécies vegetais na germinação de sementes de *Brachiaria decumbens* Stapf. Semina: Ciências Agrárias: 23: 197-202.
- Souza Filho, A.P.S., Fonseca, M.L. & Arruda, M.S.P.** 2005. Substâncias químicas com atividades alelopáticas presentes nas folhas de *Parkia pendula* (Leguminosae). Planta Daninha 23: 565-573.

- Svoboda, K.P., Hay, R.K.M. & Waterman, P.G.** 1990. The grow and volative oil yield of summer savory (*Satureja hortensis*) in cool wet environment. *Journal of Horticulture Science* 65: 659-665.
- Teixeira, C.M., Araújo, J.B.S. & Carvalho, G.J.** 2004. Potencial alelopático de plantas de cobertura no controle de picão-preto. *Ciência Agrotécnica* 28: 691-695.
- Torres, L.M.B., Gamberini, M.T., Roque, N.F., Lima-Landman, M.T., Souccar, C. & Lapa, A.J.** 2000. Diterpene from *Baccharis trimera* with a relaxant effect on rat vascular smooth muscle. *Phytochemistry* 55: 617-619.
- Webber, R.L.M., Termignoni, R.R. & Porto, M.L.** 2001. Comportamento in vitro de *Baccharis trimera* (carqueja) em diferentes níveis de sobrecarga por cobre. XII Salão de Iniciação Científica, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, p. 227.
- White, R.H., Worsham, A.D., & Blum, U.** 1989. Allelopathic potencial of legume debris and aqueous extracts. *Weed Science* 37: 674-679.
- Wittaker, R.H. & Feeny, P.P.** 1971. Allelochemicals: chemical interations between species. *Science* 171: 757-769.
- Wolf, R.B., Spencer, G.F & Kwolek, W.F.** 1984. Inhibition of velvetleaf (*Abutilon theophrasti*) and growth by benzyl isothiocyanate, a natural toxicant. *Weed Science* 32: 612-615.

5. Capítulo 3

**Desenvolvimento de estacas de plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae) e
composição química dos óleos voláteis, sob fotoperíodos controlados**

ABSTRACT – (Development of cuttings of *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae) and chemical composition of volatile oils under controlled photoperiods). *B. trimera* (“carqueja-amarga”) is extensively used in folk medicine and occurs naturally in areas of Cerrado and Atlantic Forest. The aim of this study was to evaluate the composition of volatile oils in cuttings of *B. trimera* collected from two populations growing in areas of Cerrado and Atlantic Forest and growing under controlled photoperiods. The cuttings were cultivated under 8, 12, 16 and 20 h photoperiods. After 120 days, fractionated dry mass was determined. The chemical composition of volatile oils were obtained by hydrodistillation during 3 h and analyzed by GC and GC/MS. Cuttings from the area of Cerrado responded to increasing in photoperiods and showed higher yield of volatile oils; although the growth of cuttings from Atlantic Forest were indifferent to photoperiod and the yields of the volatile oils were not altered by the photoperiodic treatments. Sesquiterpenes were predominant compounds of the volatile oils in cuttings cultivated in the different photoperiods and, among them, biciclogermacrene and spathulenol were the major compounds of the volatile oils of the two areas.

RESUMO – [Desenvolvimento de estacas de plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae) e composição química dos óleos voláteis, sob fotoperíodos controlados]. *B. trimera* (carqueja-amarga) é utilizada extensivamente na medicina popular e ocorre em áreas de Cerrado e Mata Atlântica. O objetivo deste estudo foi avaliar a composição química de óleos voláteis em plantas de *Baccharis trimera* de populações em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, crescendo sob condições fotoperiódicas controladas. Estacas caulinares de *B. trimera* foram plantadas em vasos e mantidas sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h. Após 120 dias, as estacas foram separadas em parte aérea e raiz e determinada a matéria seca particionada. A composição química dos óleos voláteis foi obtida por hidrodestilação (3 h) e analisada por CG e CG/MS. Estacas provenientes da região de Cerrado responderam ao aumento dos períodos de luz a que foram expostas e apresentaram maior rendimento nas extrações de óleos voláteis. Já as estacas coletadas em área de Mata Atlântica foram

indiferentes ao fotoperíodo e os teores de óleos voláteis, aparentemente, mantiveram-se constantes. Houve predominância de compostos sesquiterpênicos nas amostras de óleos voláteis das estacas cultivadas nos diferentes fotoperíodos e, nestes, os compostos biciclogermacreno e espatulenol foram identificados como majoritários nos óleos voláteis das plantas analisadas, das duas áreas.

Introdução

Plantas que ocorrem ao longo de um gradiente ambiental podem variar quanto à constituição genética e à atividade fisiológica, e respondem de modo diverso às variações do ambiente. Esses fatores, operando com processos fisiológicos, controlam e regulam o crescimento e o desenvolvimento das plantas (Castro *et al.* 2004). A luz, em termos da duração relativa do comprimento do dia e da noite, ou fotoperíodo, é um dos principais aspectos da interação das plantas com o ambiente, por influenciar processos fisiológicos como a floração (Thomas & Vince-Prue 1997), a germinação de sementes (Vaz *et al.* 2004), o crescimento de caules e folhas (Juntilla *et al.* 1990), a formação de órgãos de reservas (Faria 1998) e a partição de assimilados (Machácková *et al.* 1998).

A manipulação do fotoperíodo para induzir ou inibir a floração é amplamente empregada no cultivo de plantas de interesse agrônômico ou horticultural. No entanto, pouca atenção tem sido dada à manipulação do fotoperíodo em benefício do crescimento vegetal (Adams & Langton 2005). De modo geral, plantas submetidas a fotoperíodos mais longos apresentam promoção do crescimento (Juntilla *et al.* 1990), aumento da expansão foliar (Mosaad *et al.* 1995), do conteúdo de clorofila nas folhas e da fotossíntese líquida (Langton *et al.* 2003), resultando no incremento da massa de matéria seca (Solhaug 1991). Embora as regiões tropicais não apresentem variações consideráveis de fotoperíodo, algumas espécies nativas dessas áreas responderam diferentemente às condições fotoperiódicas a que foram submetidas (Zaidan & Felipe 1994, Klein *et al.* 1996,

Cesarino *et al.* 1998, Carreira & Zaidan 2003), apresentando respostas quali e quantitativas de floração, e crescimento diferencial.

Fatores edafoclimáticos também podem afetar a produção de metabólitos secundários (Gobbo-Neto & Lopes 2007). Estudos mostraram haver uma correlação positiva entre a intensidade de radiação solar e a concentração e/ou a composição e a produção de compostos fenólicos, tais como flavonóides (Markham *et al.* 1998, Tattini *et al.* 2004), taninos (Dudt & Shure 1994), antocianinas (Jeong *et al.* 2004), e compostos terpênicos (Karousou *et al.* 1998). Plantas crescidas em solos pobres em nutrientes têm maior concentração de metabólitos secundários, particularmente de derivados fenólicos, o que resulta em menor taxa de crescimento (Poorter & Remkes 1990). De acordo com Almeida-Cortez *et al.* (1999), a lógica desta hipótese é que qualquer aumento na taxa de crescimento resulta em uma re-alocação de recursos para esse processo, em detrimento daqueles utilizados para sua defesa.

Kutchan (2001) comentou que os metabólitos secundários representam uma interface química entre as plantas e o ambiente circundante e, portanto, sua síntese é freqüentemente afetada por condições ambientais. Altitude, disponibilidade de água e de macro e micronutrientes no solo, temperatura relativa do ar e pH do solo são fatores que afetam a produção de metabólitos secundários e, apesar da reconhecida influência dos fatores ambientais no desenvolvimento vegetal, são escassos os estudos que mostram as relações e adaptações fisiológicas das plantas ao ambiente. Segundo Gobbo-Neto & Lopes (2007), os estudos sobre influência de fatores ambientais na produção de metabólitos secundários geralmente têm se limitado a um grupo restrito de espécies, muitas das quais são comercialmente importantes, com características previamente selecionadas. Esses autores também ressaltam que, muitas vezes, as variações podem ser decorrentes de um maior desenvolvimento foliar e/ou surgimento de novos órgãos, simultâneo à produção constante de metabólitos secundários.

Baccharis trimera (Less.) DC. (Asteraceae) é uma espécie que ocorre de maneira espontânea em áreas de Cerrado e Mata Atlântica do estado de São Paulo. As variações das características

edafoclimáticas dessas áreas se devem, principalmente, à composição química e física do solo, à disponibilidade de nutrientes e às médias anuais de temperatura e pluviosidade. Popularmente conhecida como carqueja, é utilizada medicinalmente na solução de problemas hepáticos e disfunções estomacais e intestinais (Soicke & Leng-Peschlow 1987, Pedrazzi *et al.* 1997, Ladeira 2002). Algumas classes de compostos naturais, tais como diterpenóides (Torres *et al.* 2000), flavonóides (Gené *et al.* 1996, Borella *et al.* 2006), saponinas (Chicourel *et al.* 1998) e óleos voláteis (Simões-Pires *et al.* 2005) foram encontradas em *B. trimera*. Variações quali e quantitativas nos teores desses componentes em função dos locais de coleta e métodos utilizados para sua extração foram descritas nos estudos realizados.

O objetivo deste trabalho foi comparar a composição química de óleos voláteis em plantas de *Baccharis trimera* provenientes de populações de vegetação de Cerrado e Mata Atlântica, crescendo sob condições fotoperiódicas controladas, um dos fatores ambientais que podem afetar a síntese desses compostos.

Material e Métodos

Estacas caulinares de *Baccharis trimera* (Less.) DC., foram retiradas de plantas matrizes que ocorrem espontaneamente na Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu (22°18'S e 47°11'W) e na Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba (23°46'S e 46°18'W), áreas com vegetação de Cerrado e de Mata Atlântica, respectivamente, no estado de São Paulo. As plantas de *B. trimera* habitam locais abertos e úmidos nas duas áreas. Amostras de solo para análises química e física (tabelas 1 e 2, respectivamente), foram retiradas de até 15 cm de profundidade em três locais próximos às plantas e feitas pelo Laboratório Agrônomo LAGRO.

As estacas apicais caulinares, com cerca de 15 cm, foram coletadas e colocadas imediatamente em bandejas plásticas contendo areia umedecida com água, e transportadas para o Instituto de Botânica. Foram então transplantadas para vasos contendo solo coletado na área de

origem das estacas (Cerrado ou Mata) para enraizamento, em casa de vegetação. Nesta ocasião foi feita a primeira medida de crescimento das estacas.

Após um mês em casa de vegetação sob luminosidade e temperatura ambiente, os vasos contendo as estacas foram colocados sob condições fotoperiódicas controladas de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h (8 vasos por tratamento). Todas as plantas, independentemente do fotoperíodo, receberam diariamente 8 horas de luz natural em casa de vegetação e complementação com luz artificial, quando necessário, em câmaras individuais dotadas de uma lâmpada de luz incandescente e duas fluorescentes, com fluxo total de fótons de $3,5 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ na altura das plantas (Roncancio *et al.* 1996, Ruggiero & Zaidan 1997), até atingir o número de horas desejado.

O crescimento das estacas foi avaliado a intervalos regulares de dez dias, observando-se a altura, medida a partir do colo, até a região apical do caule mais longo com auxílio de uma régua milimetrada, e o número de ramos laterais em cada fotoperíodo. Diariamente foram anotados os valores de temperatura máxima e mínima registradas em termômetros de máxima e mínima, no interior da casa de vegetação. As plantas foram regadas com água de torneira de acordo com a necessidade.

Após 120 dias, as estacas foram separadas em parte aérea e radicular, registrando-se a massa de matéria fresca em balança analítica de precisão. Após a pesagem, as estacas foram levadas para secar em estufa a 40°C com circulação forçada de ar até a obtenção de massa constante.

O material da parte aérea seca de estacas provenientes de áreas de Cerrado e de Mata Atlântica, de cada tratamento fotoperiódico, foi submetido à extração de óleos voláteis por hidrodestilação em aparelho do tipo Clevenger, por três horas. As amostras de óleos voláteis ($1 \mu\text{L}$) diluídas em acetona (1:10) foram analisadas quali e quantitativamente em cromatografia a gás, em aparelho Hewlett-Packard, acoplado a espectrômetro de massas, com energia de ionização de 70 eV. As colunas capilares utilizadas foram HP 5-MS e Carbowax (30 m x 0,25 mm de diâmetro interno, com $0,25 \mu\text{m}$ de espessura), nas seguintes condições: injetor a 250°C , temperatura de aquecimento da coluna de 40 a 260°C ($3^{\circ}\text{C min}^{-1}$) tendo hélio como gás de arraste (1 mL min^{-1}). O

índice de retenção (IR) foi calculado em coluna em coluna HP 5-MS, utilizando uma série homóloga de *n*-alcanos (C₅ – C₃₀) submetidas às mesmas condições da análise cromatográfica. A identificação dos compostos foi feita por comparação entre seus espectros de massas com aqueles registrados na base de dados da biblioteca Willey 275 e entre os índices de retenção calculados com valores da literatura especializada (Adams 2001). O rendimento dos óleos voláteis foi expresso em porcentagem de massa seca.

O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado e os resultados de crescimento foram comparados por análise de variância (Teste F, a 5% de probabilidade); contrastes entre as médias dos tratamentos foram analisados pelo Teste de Tukey (5%).

Resultados e Discussão

As temperaturas máxima e mínima registradas no interior da casa de vegetação no período de agosto de 2005 a janeiro de 2006 são mostradas na figura 1. O crescimento das plantas de *Baccharis trimera* sob fotoperíodos controlados foi observado no período entre o inverno e o verão. As temperaturas máximas ficaram em torno de 33,5°C, porém registraram-se temperaturas entre 40°C e 44°C nos meses de outubro e janeiro, respectivamente. No início da primavera ocorreram temperaturas mais baixas, em torno de 18,5°C (figura 1).

As análises de solo de Cerrado da RBEE de Mogi Guaçu e da Mata Atlântica da RBAS de Paranapiacaba (tabela 1) mostraram que, nas duas áreas, as plantas crescem em solos ácidos e que o potencial de acidez (H + Al) do solo de Mata é superior ao do solo de Cerrado. É provável que na RBEE de Mogi Guaçu a acidez do solo seja resultado da sua origem geológica e da ação do intemperismo e da lixiviação, como relatado por Goodland & Ferri (1979). Mazzoni-Viveiros & Trufem (2004) atribuíram a acidez do solo da RBAS de Paranapiacaba à poluição atmosférica, além do fato do intenso processo de intemperização do solo, pela ação de ácidos e de substâncias acidificantes, como SO₄ e F. Os solos, de maneira geral, apresentaram quantidades semelhantes de

matéria orgânica, P e K e quantidades distintas de Ca e Mg, superiores no solo do Cerrado (tabela 1).

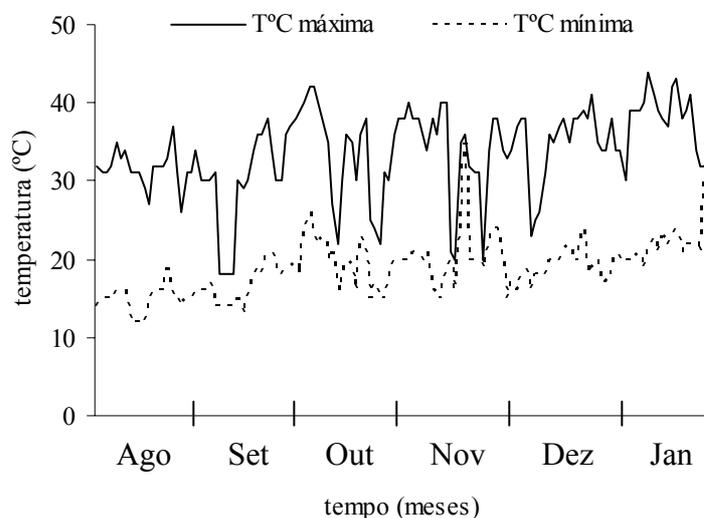


Figura 1. Temperaturas máxima e mínima diárias registradas na casa de vegetação da Seção de Fisiologia e Bioquímica de Plantas do Instituto de Botânica no período de agosto de 2005 a janeiro de 2006.

Tabela 1. Análise química de amostras de solo do Cerrado da Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu e da Mata Atlântica da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, de acordo com o Laboratório Agrônomo S/C Ltda (LAGRO).

local de coleta	pH	M.O.	P _{resina}	K	Ca	Mg	H+Al	SB	CTC	V
	CaCl ₂	g.dm ⁻³	mg.dm ⁻³							
cerrado	4,9	17	1,1	0,05	2,6	0,8	2,8	3,5	6,3	55,2
mata	3,6	23	1,3	0,05	0,8	0,4	5,8	1,3	7,0	17,7

M.O. = matéria orgânica; H + Al = potencial de acidez; SB = soma das bases; CTC: capacidade de troca catiônica [SB = (H + Al)]; V = saturação de bases (SB.CTC⁻¹) x 100.

Em relação à análise física dos solos, observa-se a quantidade de areia grossa no solo de Cerrado é quase o dobro que o da Mata Atlântica, ao passo que a quantidade de areia fina em Mata

é cerca de quatro vezes maior (tabela 2). Os solos são porosos e a quantidade de limo no solo da Mata Atlântica é superior à do Cerrado (tabela 2).

Tabela 2. Análise física de amostras de solo do Cerrado da Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu e da Mata Atlântica da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, de acordo com o Laboratório Agrônomo S/C Ltda (LAGRO).

local de coleta	Composição Granulométrica (%)					Densidades		Porosidade (%)
	Areias					Aparente	Real	
	Grossa	Fina	Limo	Argila	Cascalho			
cerrado	67,0	11,0	8,0	14,0	0,0	1,16	2,53	54,36
mata	35,0	40,0	15,0	10,0	0,0	1,06	2,35	55,05

Não ocorreu interação estatística significativa entre plantas de áreas de coleta (Cerrado e Mata Atlântica) e fotoperíodos para as diferentes medidas de crescimento (comprimento da planta: $F = 0,12$; número de ramos laterais: $F = 0,17$; massa seca: $F = 0,15$). Porém, os dados de crescimento analisados separadamente (Tukey, 5%), mostraram diferenças significativas entre os tratamentos fotoperiódicos aplicados e os locais de coleta. As estacas de plantas de *B. trimera*, coletadas em Cerrado e mantidas sob fotoperíodo de 20 h, tiveram aumento significativo em altura quando comparado com as estacas dos tratamentos fotoperiódicos de 8 h, 12 h e 16 h (figura 2). No entanto, as estacas coletadas em Mata Atlântica cresceram de maneira semelhante nos fotoperíodos fornecidos, em média, 44 cm de altura (figura 2). O número de brotações laterais nas estacas provenientes do Cerrado foi maior sob fotoperíodos de 12 h e 20 h (figura 3). Diferenças significativas no número de brotações laterais de estacas da Mata Atlântica foram encontradas apenas entre os fotoperíodos de 8 h e 20 h (figura 3).

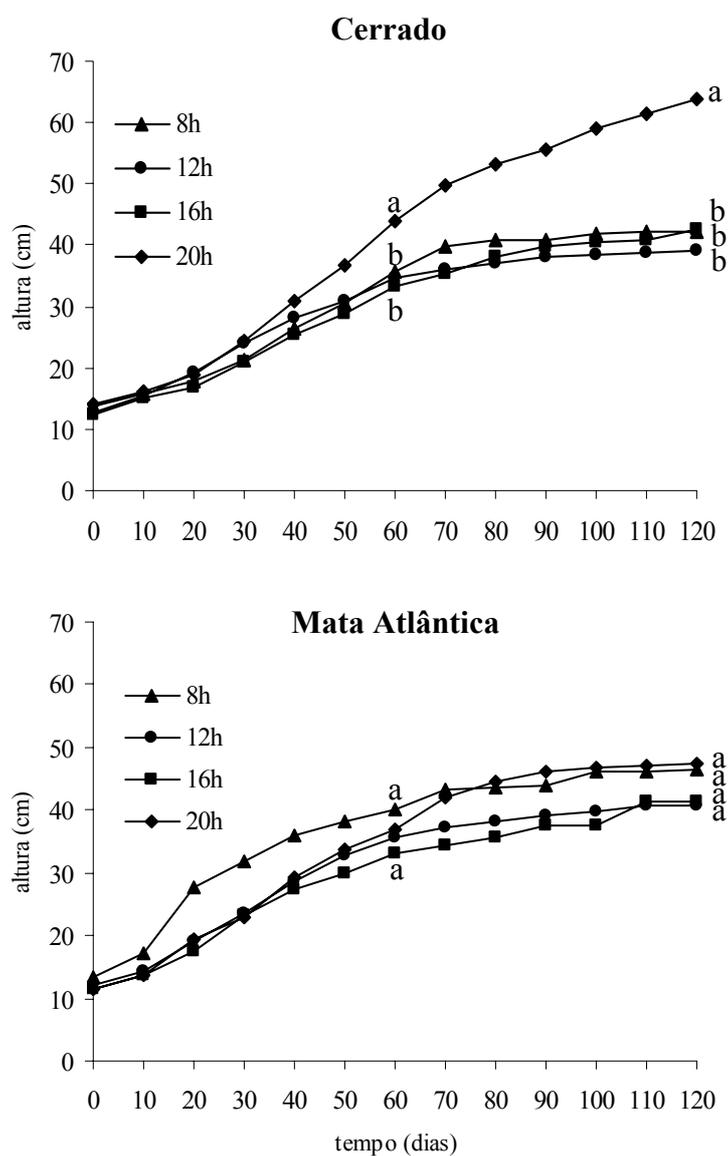


Figura 2. Crescimento em de estacas de plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC., provenientes do Cerrado e Mata Atlântica, em fotoperíodos controlados de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h, durante 120 dias. Letras comparam os diferentes tratamentos aos 60 e 120 dias de avaliação, em cada área de coleta, a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

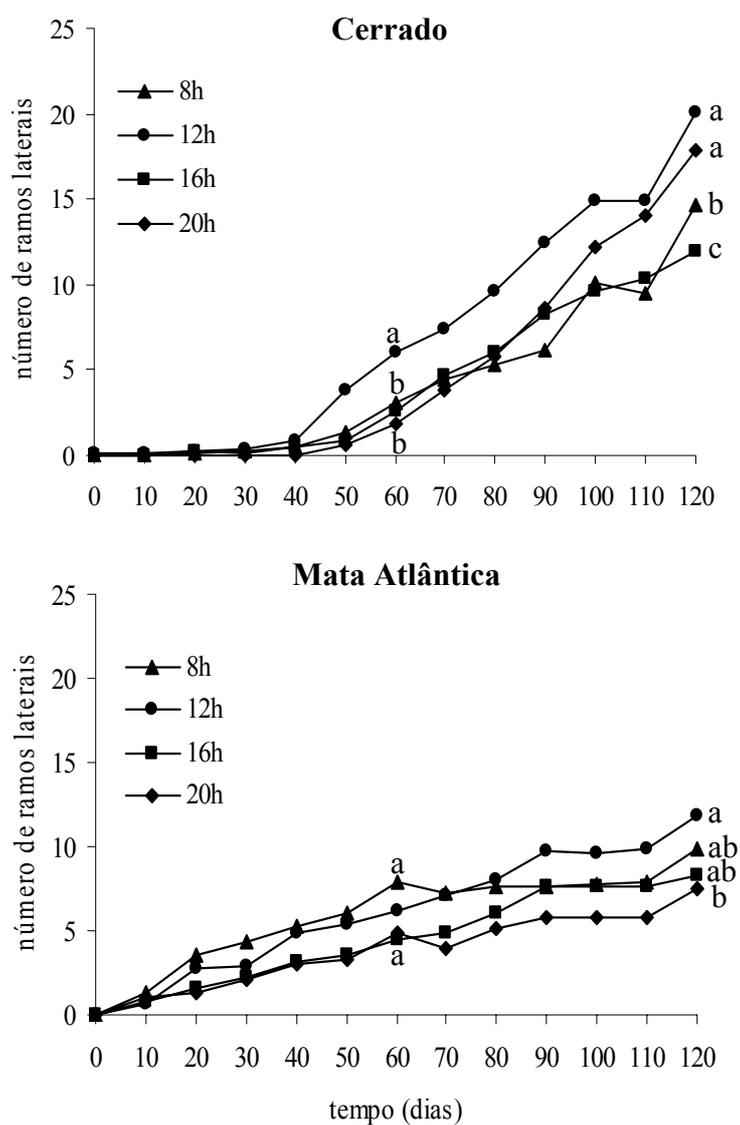


Figura 3. Número de ramos laterais de estacas de plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC., provenientes do Cerrado e Mata Atlântica, em fotoperíodos controlados de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h, durante 120 dias. Letras comparam os diferentes tratamentos aos 60 e 120 dias de avaliação, a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

Quando se compara o crescimento das estacas e o número de brotações laterais em cada fotoperíodo entre as duas áreas de coleta das estacas (figura 4), observam-se diferenças significativas no crescimento em altura das estacas nos fotoperíodos de 8 h e 20 h (figura 4A). Já o número de ramos laterais foi significativamente diferente entre as estacas do Cerrado e da Mata

Atlântica, em todos os tratamentos fotoperiódicos, sempre maior nas estacas provenientes do Cerrado (figura 4B).

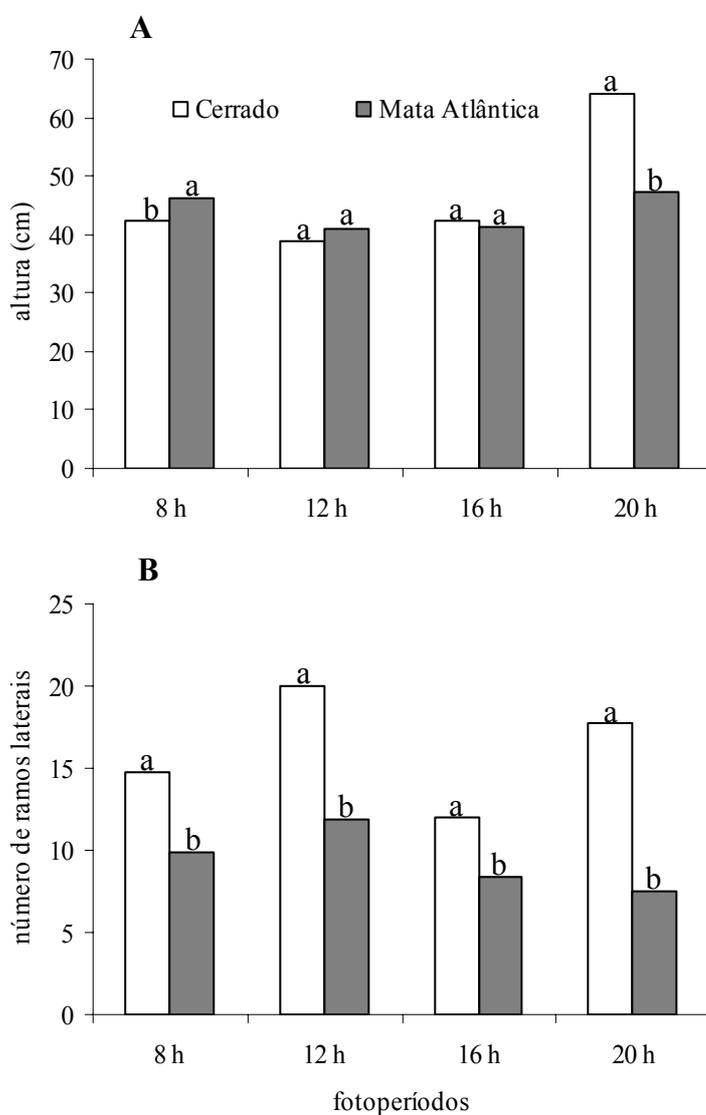


Figura 4. Crescimento em altura (A) e número de ramos laterais (B) de estacas de plantas de *Baccharis trimera* (Less.) DC., provenientes do Cerrado e Mata Atlântica, em fotoperíodos controlados de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h, durante 120 dias. Letras comparam os diferentes tratamentos a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

Os tratamentos fotoperiódicos empregados afetaram o acúmulo de massa seca na parte aérea (PA) e na raiz de estacas de carqueja. Nas estacas provenientes do Cerrado, o acúmulo de massa

seca na PA foi proporcional ao número de horas de luz, sendo que os maiores conteúdos de matéria seca corresponderam aos fotoperíodos mais longos, nas duas áreas de coleta (figura 5). Estacas coletadas no Cerrado e crescidas nos fotoperíodos de 12 h, 16 h e 20 h, tiveram maiores valores de massa seca quando comparadas com estacas coletadas na Mata Atlântica (figura 5). O acúmulo de massa seca na raiz, sob fotoperíodo de 12 h, em estacas da Mata Atlântica, foi significativamente maior que nos demais tratamentos fotoperiódicos (tabela 3). O maior acúmulo de matéria seca das plantas parece estar relacionado com o aumento do tempo de exposição à luz. Em relação à razão parte aérea:raiz das estacas provenientes de vegetação do Cerrado e da Mata Atlântica, diferenças significativas foram observadas entre os locais de coletas, apenas no fotoperíodo de 16 h (1,5 contra 2,3, respectivamente). Em um mesmo local de coleta, a razão PA:R foi semelhante (tabela 3).

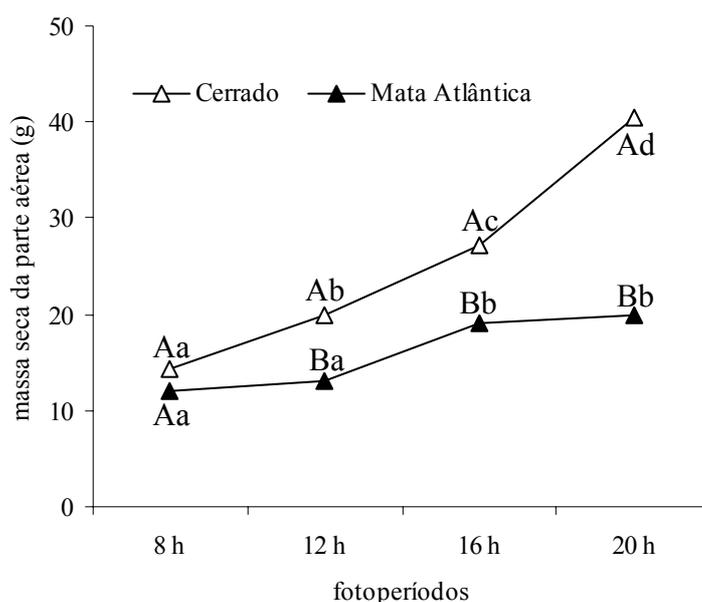


Figura 5. Massa seca da parte aérea de estacas enraizadas de *Baccharis trimera* provenientes de áreas de Cerrado e Mata atlântica, crescidas sob fotoperíodos controlados de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. Letras maiúsculas comparam locais; minúsculas, os fotoperíodos no mesmo local de coleta.

Tabela 3. Massa seca da raiz e razão parte aérea:raiz (PA:R) de estacas enraizadas de *Baccharis trimera* provenientes de áreas de Cerrado e Mata atlântica, crescidas sob fotoperíodos controlados de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. Letras maiúsculas comparam cada parâmetro entre locais; minúsculas, os fotoperíodos no mesmo local de coleta.

Fotoperíodo	Cerrado		Mata Atlântica	
	Raiz	PA:R	Raiz	PA:R
8 h	12,0 Aa	2,0 Aa	12,0 Aa	2,1 Aa
12 h	13,8 Aa	1,5 Aa	20,0 Bb	1,7 Aa
16 h	20,0 Ab	1,5 Ba	14,0 Ba	2,3 Aa
20 h	19,1 Ab	1,9 Aa	13,7 Ba	2,3 Aa

Segundo Hay (1990), sob condições de dias longos (DL), ocorre um aumento na massa de matéria seca de órgãos aéreos, indicando ser esta uma resposta comum nas plantas. De fato, o aumento do fotoperíodo entre 8 h e 20 h influenciou consideravelmente o crescimento das plantas de confrei (*Symphytum officinale*), uma espécie medicinal, em termos do aumento na produção de biomassa total e particionada, entre os diversos órgãos da planta (Castro & Alvarenga 2001). Em plantas de *Cissus verticillata*, espécie conhecida como “insulina-vegetal”, o maior número de folhas e maior área foliar foram obtidos sob fotoperíodo de 16 horas (Silva *et al.* 2007). Em plantas de *Gomphrena macrocephala*, uma espécie herbácea de cerrado, com órgãos subterrâneos de reserva, os valores médios de crescimento da parte aérea (comprimento de haste e número de pares de folhas) foram maiores quando as plantas foram submetidas a fotoperíodos de 12 h e 16 h. Aparentemente, nessa espécie, dias mais longos favoreceram o aparecimento de maior número de brotações, a partir de gemas localizadas na porção basal da raiz tuberosa; menor crescimento vegetativo foi observado quando as plantas foram submetidas a fotoperíodo de 8 h (Moreira *et al.* 1999). Os resultados obtidos aqui coincidem com os de outras espécies, como *Viguiera discolor* (Isejima *et al.* 1991), *Vernonia cognata* (Cesarino 1996), *Solidago luteus* (Roncancio *et al.* 1996), *Viguiera robusta* (Ruggiero & Zaidan 1997), *Diplusodon virgatus* (Cesarino *et al.* 1998), *Miconia*

albicans (Carreira & Zaidan 2003), *Mikania glomerata* (Castro *et al.* 2003) e *Bauhinia holophylla* (Rondon 2006).

Thomas & Vince-Prue (1997) afirmaram ser possível generalizar que plantas submetidas a DL apresentam maior crescimento vegetativo, seja por ação direta do fotoperíodo, seja por resultado de maior atividade fotossintética. Em condições de irradiância atenuada, as plantas, geralmente, têm sua capacidade fotossintética diminuída, o que refletiria em seu ritmo de crescimento (Adams & Langton 2005). Estacas matrizes de carqueja, coletadas em Mata Atlântica, não tiveram seu crescimento aumentado sob 16 h ou 20 h, em relação às mantidas sob 8 h e 12 h diárias de luz.

Os fotoperíodos fornecidos não induziram a floração nas estacas de *B. trimera*. Klein *et al.* (1996) constataram que plantas de *Bidens gardneri* devem atingir um estágio mínimo de desenvolvimento para serem induzidas à floração. Resultados semelhantes foram obtidos por Carreira & Zaidan (2003) em plantas de *Miconia albicans*. No entanto, no estudo de Cirera *et al.* (2006), plantas de anis-estrelado (*Pimpinella anisum*), cultivadas na Argentina e utilizadas na indústria alimentícia, responderam ao fotoperíodo, aumentando sua velocidade de desenvolvimento e antecipando a floração. Todas as plantas de *Ocimum selloi*, submetidas a apenas dois ciclos diários de 8 horas de luz (dia curto) floresceram após 70 dias (Ladeira & Yazbeck 1997).

O rendimento e a composição química dos óleos voláteis extraídos de estacas de plantas de *B. trimera* crescidas sob diferentes fotoperíodos estão mostrados na tabela 4. Em proporção, não ocorreu uma relação estatisticamente significativa entre os rendimentos do óleo volátil, áreas de coleta (Cerrado e Mata Atlântica) e fotoperíodos. Porém, quando os rendimentos do óleo volátil de estacas de plantas de uma mesma área de coleta foram comparados entre os fotoperíodos, observou-se que os maiores rendimentos foram obtidos nos fotoperíodos de 16 h e 20 h, em relação aos fotoperíodos de 8 h e 12 h (tabela 4).

Massoud & Franz (1990) reportaram que o rendimento do óleo volátil da camomila-germânica (*Chamomilla recutita*) é fortemente influenciado pelas condições ambientais, segundo os

autores; a composição química pode ser dependente da variabilidade genética. Em várias espécies de plantas medicinais, a produção de óleo volátil tende a diminuir quando a incidência luminosa é menor, porém, quando há estresse hídrico, respostas contrastantes são obtidas, podendo a quantidade de compostos voláteis aumentar, diminuir ou não sofrer alteração (Carvalho & Casali 1999).

Para os óleos voláteis extraídos de estacas de plantas matrizes do Cerrado, mantidas em fotoperíodo de 8 h, foram caracterizados 12 compostos. O número de compostos foi diminuindo com o aumento do fotoperíodo: 12 h, sete compostos; 16 h, seis compostos e 20 h, três compostos. No entanto, nas amostras de óleos voláteis de estacas provenientes da Mata Atlântica, observa-se que os números de compostos foram semelhantes: 8 h, nove compostos; 12 h e 16 h com dez compostos cada e 20 h, 11 compostos (tabela 4).

O número de compostos caracterizados em plantas de *B. trimera* que ocorrem espontaneamente em áreas de vegetação de Cerrado e Mata Atlântica (Capítulo 1), foi superior ao número de compostos obtidos em plantas mantidas sob fotoperíodos controlados. Chialva & Doglia (1990) e Simões-Pires *et al.* (2005) caracterizaram 35 e 23 compostos, respectivamente, no óleo volátil de plantas de *B. trimera* do sul do Brasil. Condições artificiais de crescimento, como fotoperíodos superiores ao comprimento do dia natural (cerca de 12 h para o estado de São Paulo, segundo Vianello & Alves 1991), poderiam causar alterações metabólicas nas plantas pela exposição a quantidades elevadas de luz e, conseqüentemente causar alterações na síntese de metabólitos secundários. Adicionalmente, fatores limitantes de crescimento, como por exemplo, o tamanho do vaso e a quantidade de água disponível, também poderiam interferir no metabolismo secundário das plantas.

O efeito do fotoperíodo no acúmulo de metabólitos secundários tem sido reportado para muitas espécies. Em plantas de *Origanum syriacum*, Dudai *et al.* (1992) relataram que o conteúdo relativo de hidrocarbonetos terpênicos foi maior nas plantas crescidas em dias curtos, isto é, 8 h (51%), em comparação àquelas crescidas sob dias longos de 16 h (28%). No entanto, o conteúdo

relativo de monoterpenos foi maior nas plantas crescidas em dias longos (59%) do que nas plantas que cresceram sob fotoperíodos considerados curtos (38%). Suchorska *et al.* (1992) mostraram que a massa seca e o conteúdo do óleo volátil de *Artemisia drancunculus* f. *drancunculus* foram significativamente maior em plantas crescidas sob 16 h, que sob 8 h. No estudo de Fahlén *et al.* (1997), várias espécies aromáticas foram expostas a 21 h diárias de luz e produziram o composto mentol em proporção mais elevada (2,7%), em relação aos tratamentos sob dias curtos (1,2%). Plantas de *Ocimum selloi*, mantidas por 52 dias sob fotoperíodos de 8 h, produziram maior quantidade de óleo volátil do que as plantas que permaneceram sob luz contínua, no mesmo período (Ladeira & Yazbeck 1997). Castro *et al.* (2001) demonstraram que aumentos no fotoperíodo promoveram um incremento no conteúdo médio de alantoína em raízes de confrei (0,06%, 0,30%, 1,21% e 4,78% em fotoperíodos de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h, respectivamente).

Em termos quantitativos, cerca de 97% dos compostos foram identificados em cada mostra. Houve predominância de compostos sesquiterpênicos. As estruturas químicas de cada composto identificado, correspondendo ao número entre parênteses, podem ser visualizadas na figura 6. Biciclogermacreno (1) e espatulenol (2) foram os compostos majoritários presentes nos óleos voláteis das plantas do Cerrado e da Mata Atlântica, em todos os fotoperíodos. Embora o composto acetato de carquejila (3) não tenha ocorrido em grande quantidade, também foi detectado em todas as amostras, em concentrações que variaram entre 2,27% (fotoperíodo de 12 h, Mata Atlântica) e 0,53% (fotoperíodo de 20 h, Cerrado). O composto 1-*epi*-cubenol (4) foi exclusivo nas amostras de óleos voláteis de estacas do Cerrado, mantidas nos fotoperíodos de 8 h (1,37%) e δ -cadineno (5), também foi exclusivo nas amostras do Cerrado, em fotoperíodos de 8 h (3,34%), 12 h (1%) e 16 h (3,98) (tabela 4).

Os compostos α -gurjuneno (6) e aromadendreno (7) foram identificados somente nas amostras de óleos voláteis de estacas da Mata Atlântica e nos fotoperíodos de 8 h (7,15% e 1,1%), 12 h (5,57% e 5,53%) e 16 h (10,3% e 7,52%). β -pineno (8) ocorreu em todos os fotoperíodos testados, exclusivamente em óleos voláteis de estacas da Mata Atlântica e β -cubebeno (10) foi

encontrado somente nos fotoperíodos de 12 h (0,46%) e 20 h (1,15%) nessa mesma região de coleta. Nas amostras do óleo volátil do fotoperíodo de 20 h, o composto exclusivo foi o α -cubebeno (10), com 3,43% (tabela 4).

Tabela 4. Rendimento (%) e caracterização química dos compostos de óleos voláteis extraídos de estacas de plantas de *Baccharis trimera*, provenientes de área de Cerrado e da Mata Atlântica, e crescidas sob fotoperíodos controlados de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h.

Compostos (% área do pico)	8 horas		12 horas		16 horas		20 horas		
	IR	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata	Cerrado	Mata
rendimento (%)		0,09	0,06	0,11	0,09	0,13	0,12	0,17	0,15
β -pineno	961	-	6,53	-	2,21	-	1,02	-	0,99
acetato de carquejila	1262	1,47	3,12	0,84	2,27	0,75	2,08	0,53	1,92
Monoterpenos (%)		1,47	9,65	0,84	4,48	0,75	3,10	0,53	2,91
α -cubebeno	1271	-	-	-	-	-	-	-	3,43
β -cubebeno	1277	-	-	-	0,46	-	-	-	1,15
β -elemeno	1288	-	-	1,70	-	-	3,76	-	-
α -gurjuneno	1294	-	7,15	-	5,57	-	10,30	-	-
β -cariofileno	1296	2,25	-	1,84	-	-	-	-	2,63
aromadendreno	1409	-	1,11	-	5,53	-	7,52	-	-
α -humuleno	1442	1,08	-	-	-	-	-	-	5,84
γ -muuroleno	1478	1,17	-	-	2,12	-	1,63	-	-
germacreno-D	1482	1,30	0,87	-	-	1,36	-	-	1,76
biciclogermacreno	1497	59,57	43,95	63,15	49,68	69,14	46,92	56,83	45,71
δ -cadineno	1507	3,34	-	1,00	-	3,98	-	-	-
espatulenol	1571	22,51	35,67	29,05	26,78	21,95	21,13	41,97	30,53
1- <i>epi</i> -cubenol	1621	1,37	-	-	-	-	-	-	-
τ -cadinol	1638	1,70	-	-	2,10	-	2,24	-	1,86
β - eudesmol	1644	1,26	1,23	1,92	-	1,58	-	-	2,34
oplopanona	1733	1,45	0,29	-	1,23	-	1,39	-	-
Sesquiterpenos (%)		97,0	90,27	98,6	93,4	97,9	94,89	98,8	95,2
Total (%)		98,47	99,92	99,5	97,95	98,76	97,99	99,33	98,16
Hidrocarbonetos Monoterpênicos		-	6,53	-	2,21	-	1,02	-	0,99
Monoterpenos Oxigenados		1,47	3,12	0,84	2,27	0,75	2,08	0,53	1,92
Hidrocarbonetos Sesquiterpênicos		68,71	53,08	67,69	63,36	74,48	70,13	56,83	60,52
Sesquiterpenos Oxigenados		26,82	37,19	30,97	30,11	23,53	24,76	41,97	34,73

Apesar de alguns compostos identificados serem comuns nas amostras de óleos voláteis das estacas de *B. trimera* do Cerrado e da Mata Atlântica, sua distribuição parece não seguir um padrão definido em relação aos fotoperíodos nos quais as plantas foram mantidas: β -elemeno (11), β -

cariofileno (12), α -humuleno (13), γ -muuroleno (14), germacreno-D (15), τ -cadinol (16), β -eudesmol (17) e oplapanona (18) (tabela 4).

Os únicos monoterpenos obtidos das amostras de óleos voláteis foram o β -pineno (hidrocarboneto) e o acetato de carquejila (oxigenado). Os hidrocarbonetos sesquiterpênicos foram caracterizados em maiores porcentagens em relação aos oxigenados (tabela 4). Siqueira *et al.* (1985, 1986) obtiveram em maior quantidade monoterpenos oxigenados. Simões-Pires *et al.* (2005), obtiveram resultados semelhantes ao coletarem plantas de *B. timera* em diferentes estações do ano, na região sul do Brasil. No entanto, ao coletarem a mesma espécie em quatro lugares distintos, duas amostras apresentaram maiores quantidades de monoterpenos oxigenados e nas outras amostras, sesquiterpenos oxigenados.

Simões-Pires *et al.* (2005) afirmaram ser o composto acetato de carquejila um possível marcador taxonômico para *B. trimera*. Nesse estudo, os autores avaliaram os óleos voláteis de algumas espécies da sect. *Caulopterae*, que possui como característica marcante a presença de cladódios, caules com expansões laterais folhosas que desempenham função fotossintetizante, conhecidas popularmente como carquejas (Budel *et al.* 2003). Ao coletarem plantas de *B. trimera* em estado vegetativo e reprodutivo, em diferentes locais e épocas, Simões-Pires *et al.* (2005) obtiveram o composto carquejol como majoritário, em todas as amostras de óleos voláteis analisadas, podendo assim, ser diferenciadas quimicamente de outras espécies.

O carquejol não foi caracterizado nos óleos voláteis extraídos de plantas no presente estudo, porém, o derivado acetilado, acetato de carquejila foi identificado em todas as amostras de óleos voláteis extraídos de estacas de plantas provenientes do Cerrado e da Mata. No entanto, não foi o composto majoritário. Nos estudos de Naves (1959), Bauer *et al.* (1978), Siqueira *et al.* (1985, 1986), Chialva & Doglia (1990) e Vargas *et al.* (2006), o acetato de carquejila foi majoritário. Para Pocá (2005), o indano foi obtido em maior quantidade, porém, a autora não confirmou a identificação deste composto. Silva *et al.* (2006) obtiveram o espatulenol como constituinte majoritário do óleo volátil da carqueja. Sabe-se que podem ocorrer alterações nos rendimentos e na

composição química nos óleos voláteis de plantas de uma mesma espécie co-ocorrentes em regiões geograficamente distintas, portanto sujeitas a alterações dos fatores edafoclimáticos.

Mozafar *et al.* (1993) sugerem que o efeito do fotoperíodo no crescimento vegetal pode ser devido, parcialmente, a uma alteração na absorção de nutrientes pelas plantas. O tipo de solo no qual as plantas são cultivadas é um fator que deve ser levado em consideração. Plantas adaptadas a ambientes oligotróficos crescem lentamente e possuem menor capacidade em adquirir certos recursos desses solos (Chapin 1991).

Gobbo-Neto & Lopes (2007) mencionaram que os nutrientes presentes no solo podem afetar não somente o metabolismo primário das plantas, mas também a produção de diferentes metabólitos secundários. Em ambientes cujos recursos nutricionais são limitados, diversos fatores interagem a favor da síntese de altos níveis de compostos secundários (Herms & Mattson 1992). Em solos ácidos, devido à redução da taxa de conversão de amônio em nitrato, a incorporação de nitrogênio pode ser inibida, o que tem sido utilizado para explicar os elevados níveis de produção de metabólitos secundários (especialmente compostos fenólicos) associados a plantas que crescem nesse tipo de solo (Zobel & Brown 1990). Por outro lado, os terpenos parecem não mostrar correlações consistentes com mudanças na disponibilidade de nitrogênio, fósforo ou potássio (Gershenzon 1984).

Nascimento & Langenheim (1986) não observaram diferenças significativas na composição de sesquiterpenos e fenóis em folhas de *Copaifera multijuga* provenientes de solos com contrastes físicos e químicos da Floresta Amazônica Central. Resultados semelhantes foram obtidos com plantas de *Pirostegia venusta*, cujo perfil quantitativo de flavonóides não é influenciado por diferenças de ambiente (Mata Atlântica e Cerrado) e tampouco por diferenças edáficas (Santos & Blatt 1988). Em um estudo de adubação com NPK em plantas de *B. trimera*, variando-se os teores de nutrientes do solo com a quantificação de flavonóides, Borella *et al.* (2001) obtiveram teores semelhantes desses compostos, demonstrando que este vegetal é rústico, crescendo em variados tipos de solos em que é cultivado.

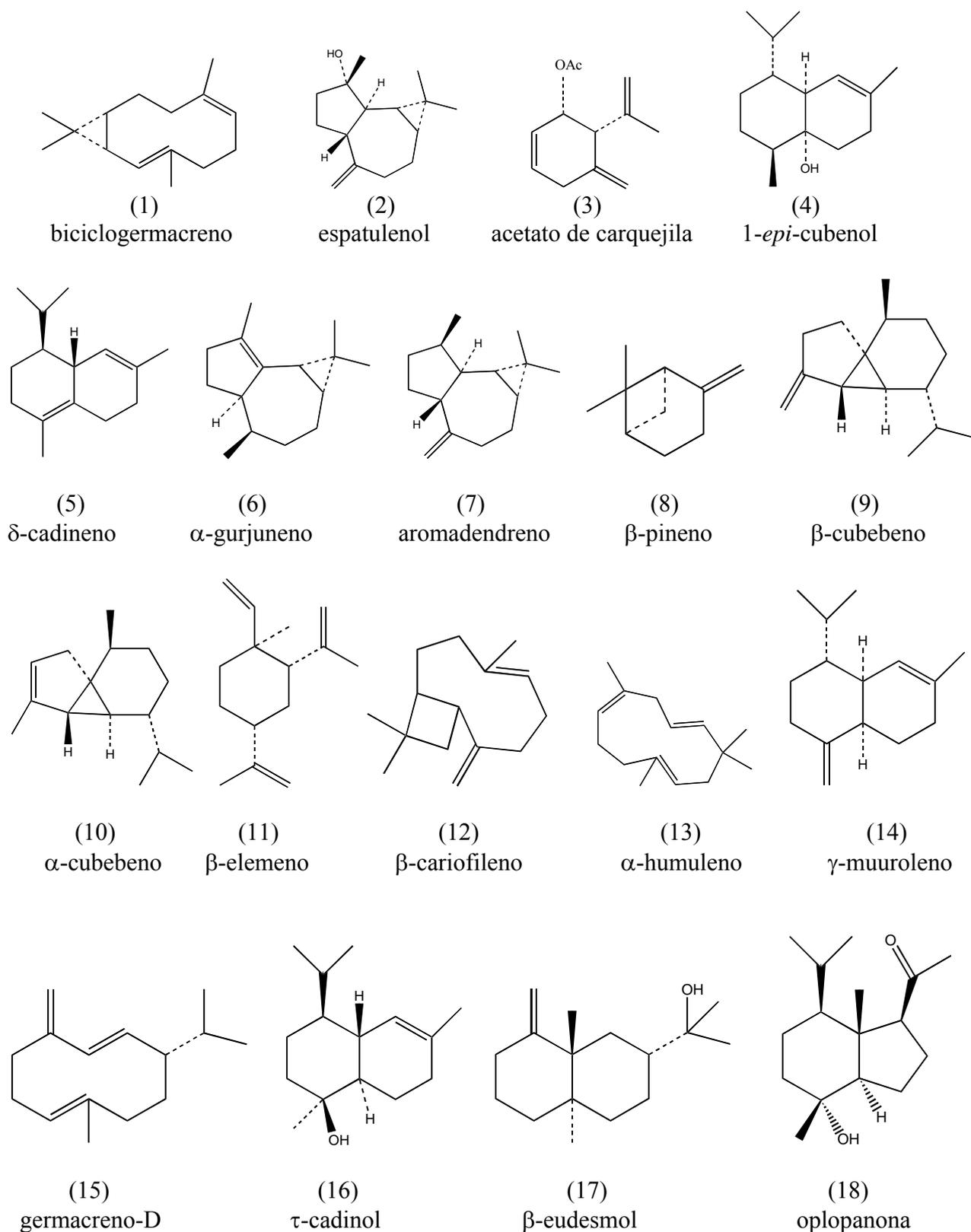


Figura 5. Estruturas químicas de compostos caracterizados nos óleos voláteis de plantas de *Baccharis trimera*, coletadas em regiões de Cerrado e Mata Atlântica e crescidas em fotoperíodos de 8 h, 12 h, 16 h e 20 h durante 120 dias.

Pode-se concluir que as plantas de *Baccharis trimera* podem se estabelecer com sucesso em ambientes com características edafoclimáticas diversas, como em Cerrado (Sasaki *et al.* 1999) e Mata Atlântica (Mazzoni-Viveiros & Trufem 2004). Embora não tenha ocorrido interação significativa entre os parâmetros analisados neste trabalho (fotoperíodo x crescimento x local de origem da estaca), destaca-se o fato das estacas de plantas provenientes de área do Cerrado responderem positivamente ao incremento do fotoperíodo e, conseqüentemente acumularem quantidades mais elevadas de matéria seca e terem apresentado maior rendimento nas extrações de óleos voláteis. Estacas de plantas obtidas em regiões de Mata Atlântica foram indiferentes ao fotoperíodo. O aumento do fotoperíodo proporcionou acúmulo significativamente maior de matéria seca nessas plantas e, aparentemente, nos rendimentos de óleo volátil. Qualitativamente, houve predominância de compostos sesquiterpênicos nas amostras de óleos voláteis de estacas crescidas nos fotoperíodos e os compostos biciclogermacreno e espatulenol, foram os compostos majoritários nos óleos voláteis de áreas do Cerrado e da Mata Atlântica.

Literatura Citada

- Adams, R.P.** 2001. Identification of essential oils components by gas chromatography/Quadrupole mass spectroscopy, Allured: Carol Stream.
- Adams, S.R. & Langton, F.A.** 2005. Photoperiod and plant growth: a review. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology* 80: 2-10.
- Almeida-Cortez, J.S., Shipley, B. & Arnason, J.T.** 1999. Do plant species with high relative growth rates have poorer chemical defences? *Functional Ecology* 13: 819-827.
- Bauer, L., Silva, G.A.A., Siqueira, N.C.S., Bacha, C.T.M. & Sant'Ana, B.M.S.** 1978. Os óleos essenciais de *Baccharis dracunculifolia* e *Baccharis genistelloides* Pers. do Rio Grande do Sul. *Revista do Centro de Ciências e Saúde* 6: 7-12.

- Borella, J.C., Fontoura, A., Menezes Júnior, A. & França, S.C.** 2001. Influência da adubação mineral (N-P-K) e sazonalidade no rendimento e teor de flavonóides em indivíduos masculinos de *Baccharis trimera* (Asteraceae) - Carqueja. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 4: 99-102.
- Borella, J.C., Duarte, D.P., Novaretti, A.A.G., Menezes Júnior, A., França, S.C., Rufato, C.B., Santos, P.A.S., Veneziani, R.C.S. & Lopes, N.P.** 2006. Variabilidade sazonal do teor de saponinas de *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Carqueja) e isolamento de flavona. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 16: 557-561.
- Budel, J.M., Duarte, M.R., Santos, C.A.M. & Cunha, L.M.** 2001. Macro and microscopical identification of four species of *Baccharis* from trimera group. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 14: 42-43.
- Castro, A.H.F. & Alvarenga, A.A.** 2001. Influência do fotoperíodo no crescimento inicial de plantas de confrei (*Symphytum officinale* L.). *Ciência Agrotécnica* 26: 77-86.
- Castro, A.H.F., Young, M.C.M., Alvarenga, A.A. & Alves, J.D.** 2001. Influence of photoperiod on the accumulation of allantoin in confrey plants. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal* 13: 49-54.
- Castro, E.M., Pinto, J.E.B.P., Alvarenga, A.A., Lima Júnior, E.C., Bertolucci, S.K.V., Silva Filho, J.L. & Vieira, C.V.** 2003. Crescimento e anatomia foliar de plantas jovens de *Mikania glomerata* Sprengel (guaco) submetidas a diferentes fotoperíodos. *Ciência Agrotecnica* 27: 1293-1300.
- Castro, H.G., Oliveira, L.O., Barbosa, L.C.A., Ferreira, F.A., Silva, D.H., Mosquin, P.R. & Nascimento, E.A.** 2004. Teor e composição do óleo essencial de cinco acessos de mentrasto. *Química Nova* 27: 55-57.
- Carreira, R.C. & Zaidan, L.B.P.** 2003. Estabelecimento e crescimento inicial de *Miconia albicans* (Sw.) Triana e *Schizocentron elegans* (Meissn.), sob fotoperíodos controlados. *Hoehnea* 30: 155-161.

- Carvalho, L.M. & Casali, V.W.D.** 1999. Plantas medicinais: relação com luz, estresse e insetos. Viçosa: UFV, Minas Gerais.
- Cesarino, F.** 1996. Crescimento de *Vernonia cognata* Less., uma espécie herbácea de cerrado. Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- Cesarino, F., Araújo, J.E. & Zaidan, L.B.P.** 1998. Germinação de sementes e crescimento de plantas de *Diplusodon virgatus* Pohl., Lythaceae. Acta Botanica Brasilica 12: 349-356.
- Chapin, F.S.III** 1991. Integrated responses of plants to stress. BioScience 41: 29-36.
- Chialva, F. & Doglia, G.** 1990. Essential oil from Carqueja (*Baccharis genistelloides* Pers.). Journal of Essential Oil Research 2: 173-177.
- Chicorel, E.L., Pimenta, D.L., Jorge, L.I.F. & Ferro, V.O.** 1998. Contribuição ao conhecimento analítico de três compostas medicinais. Revista Brasileira de Farmacognosia 7/8: 59-66.
- Dudai, N., Putievsky, E., Ravid, V., Palevitch, D. & Halevy, A.H.** 1992. Monoterpene content in *Origanum syriacum* as affect by environmental conditions and flowering. Physiol. Plant. 84: 453-459.
- Dudt, J.F. & Shure, D.J.** 1994. The influence of light and nutrients on foliar phenolics and insect herbivory. Ecology 75: 86-98.
- Fahlén, A., Welander, M. & Wennersten, R.** 1997. Effects of light temperature regimes on plant growth and essential oil yield of selected aromatic plants. Journal of Science Food and Agriculture 73: 111-119.
- Faria, L.L.** 1998. Influência do fotoperíodo no crescimento, composição química e indução de raízes tuberosas do feijão jacatupé (*Pachyrrhizus tuberosus* Lam. Spreng). Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais.
- Gené, R.M., Cartañá, C., Adzet, T., Marín, E., Parella, T. & Cañigüeral, S.** 1996. Anti-inflammatory and analgesic activity of *Baccharis trimera*: identification of its active constituents. Planta Medica 62: 232-235.

- Gershenson, J.** 1984. Changes in the level of plant secondary. Metabolites under water and nutrient stress. *Recent Advanced in Phytochemistry* 18: 273-320.
- Gobbo-Neto, L. & Lopes, N.P.** 2007. Plantas Medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários. *Química Nova* 30: 374-381.
- Goodland, R. & Ferri, M.G.** 1979. *Ecologia do cerrado*. Ed. Itatiaia & EDUSP, São Paulo.
- Hay, R.K.M.** 1990. The influence of the photoperiod on the dry matter production of grasses and cereals. *New Phytologist* 116: 233-254.
- Herms, D.A. & Mattson, W.J.** 1992. The dilemma of plants: to grow or defend. *The Quarterly Review of Biology* 67: 283-335.
- Isejima, E.M., Figueiredo-Ribeiro, R.C.L. & Zaidan, L.B.P.** 1991. Fructan composition in adventitious tuberous roots of *Viguiera discolor* Backer (Asteraceae) as influenced by daylength. *New Phytologist* 119: 149-154.
- Jeong, S.T., Goto-Yamamoto, N., Kobayashi, S. & Esaka, M.** 2004. Effects of plant hormones and shading on the accumulation of anthocyanins and the expression of anthocyanin biosynthetic genes in grape berry skins. *Plant Science* 167: 247-252.
- Juntilla, O., Svenning, M.M. & Solheim, B.** 1990. Effects of temperature and photoperiod on vegetative growth of white clover (*Trifolium repens*) ecotypes. *Physiologia Plantarum* 79: 435-438.
- Karousou, R., Grammatikopoulos, G., Lanaras, T., Manetas, Y. & Kokkini, S.** 1998. Effects of enhanced UV-B radiation on *Mentha spicata* essential oil. *Phytochemistry* 49: 2273-2277.
- Klein, A. L., Zaidan, L.B.P. & Felipe, G.M.** 1996. Interaction between soil and photoperiod on development of *Bidens gardneri* Baker (Asteraceae), a herbaceous species from the Brazilian cerrado. *Revista Brasileira de Botânica* 19: 1-5.
- Kutchan, T.M.** 2001. Ecological Arsenal and Developmental Dispatcher. The Paradigm of Secondary Metabolism. *Plant Physiology* 125, 58-60.

- Ladeira, A.M.** 2002. Plantas medicinais com óleos essenciais. Governo do Estado de São Paulo, Secretaria do Estado do Meio Ambiente, Instituto de Botânica.
- Ladeira, A.M. & Yazbeck, L.C.A.** 1997. Germination and flowering of *Ocimum selloii* Benth. In: S.S. Handa & M.K. Kaul (eds.). Supplement to cultivation and utilization of aromatic plants. Council of scientific & Industrial Research, Jammu-Tawi, Índia, pp. 177-184.
- Langton, F.A., Adams, S.R. & Cockshull, K.E.** 2003. Effects of photoperiod on leaf greenness of four bedding plant species. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology* 78: 400-404.
- Machácková, I., Konstantinova, T.N., Sergeeva, L.I., Lozhnikova, V.N., Golyanovskaya, S.A., Dudko, N.D., Eder, J. & Aksenova, N.P.** 1998. Photoperiodic control of growth, development and phytohormone balance in *Solanum tuberosum*. *Physiologia Plantarum* 102: 272-278.
- Markham, K.R., Tanner, G.J., Caasi-Lit, M., Whitecross, M.I., Nayudu, M. & Mitchell, K.A.** 1998. Possible protective role for 3', 4'-dihydroxy flavones induced by enhanced UV-B in a UV-tolerant rice cultivar. *Phytochemistry* 49: 1913-1919.
- Massoud, H. & Franz, C.H.** 1990. Quantitative genetical aspects of *Chamomilla recutita* (L.) Rauschert. *Journal of Essential Oil Research* 1: 15-20.
- Mazzoni-Viveiros, S.C. & Trufem, S.F.B.** 2004. Efeitos da poluição aérea e edáfica no sistema radicular de *Tibouchina pulchra* Cogn. (Melastomataceae) em área de Mata Atlântica: associações micorrízicas e morfologia. *Revista Brasileira de Botânica* 27: 337-348.
- Moreira, M.F., Vieira, C.C.J. & Zaidan, L.B.P.** 1999. Efeito do fotoperíodo no crescimento e no padrão de acúmulo de frutanos em plantas aclimatizadas de *Gomphrena macrocephala* St.-Hil. (Amaranthaceae). *Revista Brasileira de Botânica* 23: 397-403.
- Mosaad, M.G., Ortiz-Ferrara, G., Mahalakshmi, A. & Fischer, R.A.** 1995. Phyllochron response to vernalization and photoperiod in spring wheat. *Crop Science* 35: 168-171.
- Mozafar, A., Schreiber, P. & Oertli, J.J.** 1993. Photoperiod and root-zone temperature: Interacting effects on growth and mineral nutrients of maize. *Plant and Soil* 153: 71-78.

- Nascimento, C.J. & Langenheim, J.H.** 1986. Leaf sesquiterpenes and phenolics in *Copaifera multijuga* on contrasting soil types in a Central Amazonian Rain Forest. *Biochemistry and Systematic and Ecology* 4: 615-624.
- Naves, Y.R.** 1959. Études sur les matières végétales volatiles CLIX (I). Sur phuille essentielle de carquéja de l'État de Santa Catarina (Brasil). *Bulletin de la Societe Chimie France* 11: 1871-1879.
- Pedrazzi, A.H.P., Rodrigues, E.R., Zanardo-Filho, A. & Franco, J.J.** 19987. Hematological evaluation of carqueja (*Baccharis trimera*) infusion. *Fitoterapia* 68: 26-29.
- Pocá, A.M.P.C.** 2005. Biomassa, óleo essencial, perfil fitoquímico e nutrientes da carqueja sob influência de fontes de nutrientes e doses de nitrogênio. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Paraná, Paraná.
- Poorter, H. & Remkes, C.** 1990. Leaf area ratio and net assimilation rate of 24 wild species differing in relative growth rate. *Oecologia* 83: 553-559.
- Roncancio, V.J.F., Peres, L.E.P., Zaidan, L.B.P. & Pereira, M.F.A.** 1996. Influência do fotoperíodo em interação com a temperatura no desenvolvimento de plantas de *Solidaster luteus*. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal* 8: 131-138.
- Rondon, J.N.** 2006. Autoecologia de *Bauhinia holophylla* Steud (Leguminosae-Caesalpinioideae) na Reserva Biológica e Estação Experimental de Moji Guacu, SP. Tese de Doutorado, Universidade Estadual de Campinas.
- Ruggiero, P.G.C. & Zaidan, L.B.P.** 1997. Estudos de desenvolvimento de *Viguiera robusta* Gardn. Uma Asteraceae do cerrado. *Revista Brasileira de Botânica* 20: 1-9.
- Santos, M.D. & Blatt, C.T.T.** 1998. Teor de flavonóides e fenóis totais em folhas de *Pirostegia venusta* Miers. de mata e de cerrado. *Revista Brasileira de Botânica* 21: 135-140.
- Sasaki, R.M., Zaidan, L.B.P. & Felipe, G.M.** 1999. Effect of storage of achenes of *Bidens gardneri* Baker on light sensitivity during germination. *Revista Brasileira de Botânica* 22: 75-81.

- Silva, F.G., Pinto, J.E.B.P., Cardoso, M.G., Nascimento, E.A., Nelson, D.L., Sales, J.F. & Mol, D.J.S.** 2006. Influence of radiation level on plant growth, yield and quality of essential oil in carqueja. *Ciência Agrotécnica* 30: 52-57.
- Silva, L., Carreira, R.C., Oniki, G.H., Agripino, D.G., Young, M.C.M., Ladeira, A.M.** 2007. Crescimento e análise do potencial antifúngico em plantas de *Cissus verticillata* (L.) Nicolson & Jarvis (Vitaceae). *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 9: 73-79.
- Simões-Pires, C.A., Debenedetti, S., Spegazzini, E., Metz, L.A., Matzenbacher, N.I., Limberger, R.P. & Henriques AT.** 2005. Investigation of the essential oil from eight species of *Baccharis* belong to sect. *Caulopterae* (Asteraceae, Astereae): a taxonomic approach. *Plant Systematics and Evolutions* 253: 23-32.
- Siqueira, N.C.S., Silva, G.A.A.B., Alice, C.B. & Nitschke, M.** 1985. Análise comparativa dos óleos essenciais de *Baccharis articulata* (Lam.) Pers. e *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Compositae), espécies espontâneas no Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Farmácia* 66: 36-39.
- Siqueira, N.C.S., Silva, G.A.A.B. & Alice, C.B.** 1986. Análise dos óleos essenciais de algumas plantas aromáticas tradicionais ou nativas no Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Farmácia* 67: 118-128.
- Soicke, H. & Leng-Peschlow, E.** 1987. Characterization of flavonoids from *Baccharis trimera* and their antihepatotoxic properties. *Planta Medica* 53: 37-39.
- Solhaug, K.A.** 1991. Influence of photoperiod and temperature on dry matter production and chlorophyll content in temperate grasses. *Norwegian Journal of Agricultural Sciences* 5: 365-383.
- Suchorska, K., Jedraszko, B. & Olszewska-Kaczynska, I.** 1992. Influence of daylength on the content and composition of the essential oil from taragon (*Artemisia dracunculus* f. *dracunculus*). *Annals of Warsaw Agricultural University* 16: 79-82.

- Tattini, M., Galardi, C., Pinelli, P., Massai, R., Remorini, D. & Agati, G.** 2004. Differential accumulation of flavonoids and hydroxycinnamates in leaves of *Ligustrum vulgare* under excess light and drought stress. *New Phytologist* 163: 547-561.
- Thomas, B. & Vince-Prue, D.** 1997. **Photoperiodism in plants.** 2ed. Academic Press, London.
- Vargas, R.M.F., Cassel, E., Gomes, G.M.F., Longhi, L.G.S., Atti-Serafini, L. & Atti-Santos, A.C.** 2006. Supercritical extraction of carqueja essential oil: experiments and modeling. *Brazilian Journal of Chemical Engineering* 23: 375-382.
- Vaz, A.P.A., Figueiredo-Ribeiro, R.C.L. & Kerbauy, G.B.** 2004. Photoperiod and temperature effects on in vitro growth and flowering of *P. pusilla*, an epiphytic orchid. *Plant Physiology and Biochemistry* 24: 411-415.
- Vianello, R.L. & Alves, A.R.** 1991. *Meteorologia Básica e Aplicações.* Imprensa Universitária, Viçosa.
- Zaidan, L.B.P. & Felipe, G.M.** 1994. Flowering of cerrado plants: experiments in semicontrolled environmental conditions. *Flowering Newsletter* 18: 4-11.
- Zobel, A.M. & Brown, S.A.** 1990. Dermatitits-inducing furanocoumarins of leaf surfaces of eight species of Rutaceous and Umbelliferous plants. *Journal of Chemical Ecology* 16: 693-700.

Capítulo 4**Óleos voláteis do gênero *Baccharis* L. (Asteraceae): uma revisão**

Rosana C. Carreira^{1,2*}, Paulo R. H. Moreno³, Maria Cláudia M. Young², Lilian B. P. Zaidan²

¹ Doutoranda, Programa de Pós Graduação em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente, Instituto de Botânica

² Seção de Fisiologia e Bioquímica, Instituto de Botânica, CP 3005, 01061-970, São Paulo, SP, Brasil,

³ Instituto de Química, Universidade de São Paulo, CP 26077, 05513-970, São Paulo, SP, Brasil

Manuscrito submetido para publicação na Revista Brasileira de Farmacognosia

¹ E-mail: rosana.carreira@yahoo.com.br, +55-11-50736300 r. 257

RESUMO: Plantas do gênero *Baccharis* são importantes fontes de produtos naturais devido ao seu conhecido uso na medicina popular e seus efeitos farmacológicos, comprovados cientificamente. As pesquisas com óleos voláteis de espécies de *Baccharis* têm aumentado nas últimas décadas em virtude das suas propriedades terapêuticas. Esta revisão sumariza os estudos realizados com os constituintes voláteis, métodos de extração, rendimento, caracterização química e atividades biológicas descritas em plantas do gênero *Baccharis*. Os óleos voláteis de *Baccharis* são extraídos principalmente pela hidrodestilação de espécies que ocorrem no Brasil e Argentina tendo mais de 100 compostos já identificados. Pequena variação na composição química dos óleos voláteis entre as espécies foi encontrada, porém poucos estudos consideraram a influência de fatores edafoclimáticos no rendimento e na caracterização química dos óleos. As atividades biológicas testadas até o momento são baseadas principalmente nas propriedades antifúngica, antibacteriana e inseticida dos óleos voláteis. Neste contexto, as plantas do gênero *Baccharis* constituem um campo vasto para pesquisas de novos compostos ativos extraídos dos óleos voláteis que contêm e suas interações com o ambiente.

Unitermos: *Baccharis* spp., Asteraceae, óleo volátil, caracterização química, atividade biológica.

ABSTRACT: “Volatile oils of the genus *Baccharis* L. (Asteraceae): a review”. Plants of the *Baccharis* genus are important sources of natural products because of their reputed use in the folk medicine and their scientifically proved pharmacological effects. The research on volatile oils of *Baccharis* species has increased in the last decades due to their therapeutic proprieties. This review summarizes the studies about their volatile constituents, extraction procedures, yield, chemical characterization and biological activities. The *Baccharis* volatile oils are obtained by hydrodistillation of Brazilian and Argentinean plants with more than 100 constituents already identified. Small variation in the volatile oil composition among the species was found. However, few studies considered the effect of edaphic and climatic factors on the volatile oil composition and yield. The biological activities reported are mainly based on antifungal, antibacterial and

insecticidal properties of the oils. Nevertheless, the *Baccharis* spp. show a promising potential in the studies concerning new active compounds obtained from the volatile oils and their interactions with the environments.

Keywords: *Baccharis* spp., Asteraceae, volatile oil, chemical characterization, biological activity.

INTRODUÇÃO

Espécies de Asteraceae são extensivamente estudadas em relação à sua composição química e atividade biológica, tendo sido isolados inúmeros metabólitos secundários (Verdi et al., 2005). O gênero *Baccharis* L., pertencente à subtribo Baccharidinae, a qual contém o maior número de espécies dentro da tribo Astereae, é representado por mais de 500 espécies distribuídas exclusivamente em países da América, dentre eles Brasil, Argentina, Bolívia, Colômbia, Chile e México (Malagarriga-Heras, 1976, Giuliano, 2001, Malizia et al., 2005a). No Brasil, são descritas cerca de 120 espécies de *Baccharis*, a maior parte localizada nas regiões Sul e Sudeste (Barroso, 1975-76). Estima-se, ainda, que o gênero contenha 100 espécies na Argentina (Espinar, 1973), 28 no México (Matuda, 1957) e cerca de 40 na Colômbia, constituindo um dos mais importantes grupos de plantas neste país, das quais 38% são endêmicas (Cuatrecasas, 1967). A grande concentração de espécies no Brasil e nos Andes indica que toda essa área seja o provável centro de origem do táxon (Budel et al., 2005).

Revisões recentes sobre o gênero *Baccharis* podem ser encontradas na literatura. Budel et al. (2005) enfocam as diferenças na morfoanatomia das plantas e afirmam que a validação desses estudos poderá ser uma ferramenta importante no desenvolvimento de fitoterápicos. Destacam que a espécie mais estudada é *B. trimera*, seguida de *B. articulata* e *B. dracunculifolia*. Verdi et al. (2005) fazem um relato completo dos aspectos químicos, econômicos e biológicos. Os autores listam 31 espécies com atividade biológica e os compostos e/ou extratos responsáveis pela atividade; ainda, relatam a ocorrência de flavonóides e terpenos em 94 espécies. Abad; Bermejo (2007) descrevem o uso medicinal de algumas espécies selecionadas e sua composição química, tendo como constituintes mais representativos os óleos voláteis, di e triterpenóides, compostos fenólicos (principalmente os flavonóides), bem como suas atividades farmacológicas. Os autores relatam, ainda, as propriedades fitotóxicas de espécies como *B. boliviensis*, *B. coridifolia*, *B. linearis*, *B.*

magellanica e *B. umbelliformis* e referem-se à escassez de estudos de tecnologia na área de cultura de células, que estão se desenvolvendo principalmente em plantas de *B. trimera*.

Apesar do vasto número de publicações sobre as espécies de *Baccharis*, ainda existem controvérsias acerca da nomenclatura correta e sinonímias (Giuliano, 2001, Simões-Pires et al., 2005). A identificação botânica oferece dificuldades, mesmo para especialistas, principalmente nas espécies da sect. *Caulopterae*, o qual possui como característica marcante a presença de caules com expansões laterais, denominados cladódios, que desempenham função fotossintetizante (Budel et al., 2003). Muitas das espécies tri-aladas são chamadas popularmente de carqueja e são morfológica e anatomicamente similares (Cortadi et al., 1999, Gianello et al., 2000).

A composição química das espécies do gênero tem sido estudada desde o início do século passado e, atualmente, mais de 150 compostos foram isolados e identificados (Abad; Bermejo, 2007). Os compostos que aparecem com maior frequência são os flavonóides e os terpenóides, como monoterpenos, sesquiterpenos, diterpenos e triterpenos (Moreira et al., 2003, Verdi et al., 2005).

1. Aspectos biológicos e medicinais

As plantas do gênero *Baccharis* são subarbustos perenes, como a carqueja, a vassoura ou vassourinha, e medem em média de 0,5 a 4,0 m de altura. Têm caules e ramos cilíndricos, folhas alternas com variações na forma e tamanho; são dióicas, com flores reunidas em capítulos, podendo ser únicas ou múltiplas (Boldt, 1989). Muito diversificadas, ocupam grande variedade de ambientes e constituem um importante elemento em numerosas formações vegetais (Giuliano, 2001).

Algumas espécies de *Baccharis* podem ser tóxicas, como *B. neglecta* que é invasora de pastagens em regiões do Texas; *B. hamilifolia* afeta o gado causando transtornos gastrointestinais e *B. salicifolia* contamina a água no sul dos Estados Unidos (Boldt, 1989). No Brasil, Argentina e Uruguai, plantas de *B. megapotamica* e *B. coridifolia* causam envenenamento em animais devido ao

acúmulo de substâncias extremamente tóxicas, como os tricotecenos (Jarvis et al., 1996). No entanto, *B. neglecta*, *B. glomeruliflora* e *B. angustifolia* são usadas como ornamentais e as espécies *B. salicifolia* e *B. pluralis*, durante a floração, produzem mel de excelente qualidade (Verdi et al., 2005).

Muitos são os usos medicinais descritos para as plantas de *Baccharis*. Popularmente estas são utilizadas nas desordens estomacais, no controle da diabete, do reumatismo, de gripes e resfriados, no tratamento de afecções cutâneas (Corrêa, 1985, Camargo, 1985, Sousa et al., 1991), como diuréticas (Camargo, 1985), protetoras contra desordens hepáticas (Toursarkissian, 1980), no tratamento de processos inflamatórios e infecciosos (Palácios et al., 1983, Anesini; Peres, 1993, Rahalison et al., 1995, Feresin et al., 2001, Coelho de Souza et al., 2004, Oliveira et al., 2005a), em casos de hipertensão, hemorragia cerebral e como tratamento auxiliar contra a obesidade, anorexia e desintoxicação do organismo (Di Stasi et al., 2002). Há relatos de uso contra malária, úlceras, anemia, diarreia, inflamações urinárias, amidalite, verminoses, mal de Hansen, entre outras (Melo et al., 2001, Verdi et al., 2005).

As plantas do gênero *Baccharis*, devido seu intenso uso popular, constituem, portanto, instrumentos valiosos na descoberta de produtos medicinais naturais (Verdi et al., 2005) e são alvo constante de inúmeras pesquisas.

2. Óleos Voláteis

Embora as revisões de Budel et al. (2005), Verdi et al. (2005) e Abad; Bermejo (2007) apresentem as características botânicas e químicas principais do gênero, não foi feita, até o momento, uma abordagem completa e exclusiva sobre os óleos voláteis de plantas de *Baccharis*. Abad; Bermejo (2007) citam os rendimentos e os principais componentes dos óleos voláteis de algumas espécies de *Baccharis* encontrados nos trabalhos de Albuquerque et al. (2004), Arze et al.

(2004), Zunino et al. (2004), Biurrun et al. (2005), Malizia et al. (2005a,b) e Simões-Pires et al. (2005).

Em 1956, Naves, um pesquisador suíço, estudava os compostos voláteis de várias espécies de plantas, ao coletar exemplares de *Baccharis trimera* em uma viagem ao estado de Santa Catarina (Sul do Brasil), foi pioneiro na análise dos óleos voláteis de *Baccharis* spp. A essência então obtida de *B. trimera* continha 15% de β -pineno (1), 6-7% de um álcool livre inédito, C₁₀H₁₄O, denominado carquejol (2), acompanhado em maior proporção (55%), por seu derivado acetilado, acetato de carquejila (3) (Naves, 1959). Além desses componentes, o óleo continha uma mistura de 10-12% de sesquiterpenos e 6-8% de álcoois derivados do aromadendreno (4). Caujolle; Meynier (1959) e Caujolle et al. (1960) estudaram os efeitos farmacodinâmicos e farmacológicos do carquejol, cujos efeitos hipotérmico e analgésico foram posteriormente patenteados nos Estados Unidos da América (Naves; Caujolle, 1963).

A partir de então, outros estudos sobre os óleos voláteis de espécies de *Baccharis* começaram a ser desenvolvidos. Os principais resultados publicados, como o rendimento e os compostos majoritários, bem como o país de coleta das plantas e os órgãos utilizados para a extração, estão sumarizados na Tabela 1. Até o momento, foram encontrados 46 artigos científicos relacionados com os óleos voláteis de *Baccharis* spp., compreendendo um total de 40 espécies investigadas em seis países, sendo que 61% dos trabalhos foram realizados com plantas coletadas no Brasil, seguindo-se as da Argentina (28%), Bolívia (7%), Chile (2%) e Cuba e Uruguai com 1% cada.

Os óleos voláteis de *B. dracunculifolia*, *B. trimera*, *B. articulata* e *B. salicifolia* foram os mais estudados, sendo citados em 13, 10, 7 e 5 artigos, respectivamente, e em diferentes países. *B. dracunculifolia* (alecrim-do-campo, óleo-de-vassoura, própolis-verde) e *B. trimera* (carqueja, carqueja-amarga) são espécies muito utilizadas na medicina popular no Brasil, Argentina, Uruguai e Paraguai (Abad; Bermejo, 2007) e são as espécies que mais se destacam na produção de óleos voláteis cuja importância comercial é reconhecida, principalmente na Europa e nos Estados Unidos.

São usados, em sua maioria, nas indústrias de perfumes, como fixadores e, também na indústria de licores (Craveiro et al., 1981, Verdi et al., 2005). Vargas et al. (2006) citam a possibilidade da produção futura de óleo de carqueja através da extração com CO₂ supercrítico em larga escala. De fato, *B. dracunculifolia* e *B. trimera* são as espécies melhor estudadas quanto à constituição dos óleos voláteis.

2.1- Métodos de Extração

A extração dos óleos voláteis foi realizada, em geral, pela hidrodestilação de diferentes partes das plantas em aparelho do tipo Clevenger, durante uma até quatro horas de extração, seguindo-se a retirada do óleo com pentano e secagem com sulfato de sódio anidro. Exceções são encontradas nos trabalhos de Cassel et al. (2000) e Vargas et al. (2006) que utilizaram o fluido supercrítico (CO₂) para as extrações dos óleos de *B. dracunculifolia* e *B. trimera* respectivamente.

Cassel et al. (2000) compararam a extração supercrítica e a destilação do óleo de *B. dracunculifolia* para otimizar o conteúdo de compostos oxigenados, como o (E)-nerolidol (5) e o espatulenol (6), utilizados nas indústrias de perfumaria e na atividade biológica, respectivamente. As características de seleção de uma substância ou de classes de substâncias de interesse do processo supercrítico de extração maximizou a obtenção dos compostos, em comparação à hidrodestilação. Vargas et al. (2006) apenas testaram dois modelos matemáticos de extração com CO₂ com óleos de *B. trimera*.

O processo de destilação produz modificações na termolabilidade dos compostos e pode ser considerado um problema na produção de fragrâncias naturais, além de causar possíveis alterações nas propriedades medicinais dos óleos voláteis (Reverchon, 1997, Gaspar et al., 2003). Em comparação com a hidrodestilação, a extração com fluido supercrítico é uma solução alternativa para manter as propriedades organolépticas do produto final. No entanto, os estudos de extração de

voláteis com CO₂ em plantas de espécies de *Baccharis* ainda são incipientes e constituem um ramo da pesquisa científica com necessidade urgente de expansão.

2.2- Rendimento e caracterização química dos óleos voláteis

A maioria das publicações relata estudos com apenas uma única espécie, como *B. dracunculifolia*, *B. trimera*, *B. articulata* e *B. salicifolia*. Os resultados mais freqüentemente divulgados nas pesquisas em óleos voláteis são o rendimento, a caracterização química e os compostos majoritários.

Os rendimentos dos óleos de *B. dracunculifolia* variaram entre 0,15 e 1% e os compostos majoritários foram o nerolidol (5), limoneno (7) e o β -pineno (1). Cassel et al. (2000) identificaram 14 constituintes, contra 100 constituintes obtidos por Weyerstahl et al. (1996) no óleo de *B. dracunculifolia*, com ambas amostras coletadas no sul do Brasil. Acetato de carquejila (3) foi o composto majoritário dos óleos voláteis de *B. trimera*, com exceção no estudo de Silva et al. (2006), que obtiveram o espatulenol (6) em maior quantidade. Para a espécie, os rendimentos dos óleos variaram de 0,05% a 2,34% e foram identificados no mínimo, oito compostos no estudo realizado por Vargas et al. (2006) e, no máximo, 35 compostos por Chialva; Doglia (1990). Simões-Pires et al. (2005) destacaram o composto acetato de carquejila (3) como um possível marcador taxonômico para *B. trimera*, uma espécie difícil de identificar em estado vegetativo e, na maioria das vezes, confundida com *B. crispa*.

Nos estudos com plantas de *B. articulata* realizados por Siqueira et al. (1985, 1986), o composto acetato de carquejila (3) foi o constituinte majoritário nas coletas realizadas no sul do Brasil. Agostini et al. (2005) e Simões-Pires et al. (2005) obtiveram β -pineno (1) como majoritário dos óleos voláteis de plantas de *B. articulata* coletadas também no sul do Brasil. Para as plantas dessa espécie coletadas na Argentina, os compostos foram o γ -gurjuneno (8) e o β -cariofileno (9),

mostrando haver diferenças na composição química dos voláteis em função do local de coleta. Apenas os rendimentos dos voláteis não mostraram grandes variações entre as amostras.

O óleo volátil de *B. salicifolia* foi o que apresentou maiores diferenças na composição majoritária em função do local de coleta. O composto germacreno-D (10) foi obtido em plantas coletadas na Bolívia, α -cadinol (11), germacrona (12) e limoneno (7) de plantas da Argentina e espatulenol (6) de plantas provenientes do Brasil. Os rendimentos variaram de 0,1 a 1,5% em amostras coletadas no Brasil e na Argentina, respectivamente.

Plantas de *B. latilifolia*, coletadas na Bolívia, apresentaram o mesmo composto majoritário, germacrona (12), mesmo quando coletada em épocas diferentes (Loaysa et al., 1993, 1995, Salcedo et al., 2003). Na composição química dos óleos houve predominância de sesquiterpenos, como o *iso* e β -cariofileno (9), (E)-nerolidol (5) e espatulenol (6). *B. crispera*, *B. milleflora*, *B. myriocephala*, *B. salicifolia* e *B. uncinella* também tiveram os seus óleos voláteis analisados por diferentes autores. Foi observado que o rendimento dos óleos voláteis e o constituinte majoritário variaram de acordo com o país e a estação do ano em que foi realizada a coleta.

Ferracini et al. (1995) caracterizaram quimicamente os óleos voláteis de sete espécies de *Baccharis* em plantas coletadas em várias localidades do Brasil. Para *B. caprariaefolia*, *B. dracunculifolia* e *B. erioclada*, houve diferenciação entre indivíduos masculinos e femininos. Os autores observaram que a variação sazonal da razão entre mono e sesquiterpenos aumenta à medida que a pluviosidade diminui e que o fato dos indivíduos femininos possuírem maior número de compostos deve-se às inflorescências, durante a estação de floração. Agostini et al. (2005) estudaram seis espécies de *Baccharis* ocorrentes no Rio Grande do Sul (*B. articulata*, *B. cognata*, *B. milleflora*, *B. semiserrata*, *B. oxydonta* e *B. uncinella*) e evidenciaram diferenças na composição química e no rendimento dos óleos voláteis em função dos diferentes locais de coleta, para uma mesma espécie. As amostras de *B. milleflora* apresentaram compostos majoritários distintos e os autores concluíram que essa diferença se deu possivelmente pela presença de quimiotipos (Agostini et al., 2005).

Abad; Bermejo (2007) deram atenção especial aos rendimentos e compostos majoritários dos óleos voláteis extraídos de espécies da Patagônia Argentina em sua revisão sobre o gênero *Baccharis*: *B. racemosa*, *B. linearis*, *B. obovata* e *B. salicifolia* (Malizia et al., 2005a,b). Citam os trabalhos de Biurrún et al. (2005) com *B. tenella* e Zunino et al. (2004) com *B. articulata*, também da Argentina, Arze et al. (2004) com *B. tricuneata* var. *ruiziana*, da Bolívia, e ainda os estudos de Albuquerque et al. (2004) e Simões-Pires et al. (2005) com espécies ocorrentes no Brasil.

Os resultados da composição química dos óleos voláteis de *Baccharis* mostram que não há uma grande variação na composição. Porém, em algumas publicações, os autores não mostraram dados importantes acerca da extração dos óleos, como a estação do ano cuja coleta foi realizada, o rendimento da extração e ainda o número total de compostos caracterizados. Outro fator marcante não revelado é se a extração foi realizada com amostras de plantas frescas (ou recém-coletadas) ou secas (a pleno sol, à sombra, em casa de vegetação ou em estufa com ou sem circulação forçada de ar). O tipo e o tempo de secagem podem também afetar o rendimento e a composição dos óleos voláteis (Santos; Innecco, 2003), além de evitar a proliferação de microorganismos e permitir a manutenção das características físico-química das plantas (Svoboda et al., 1990).

A falta de informações impossibilita a comparação de resultados, principalmente quando se considera que fatores abióticos, como radiação, precipitação, temperatura, vento, altitude, solo, nutrientes, época de coleta e a umidade relativa podem alterar a composição química de terpenos (Pitarevic, 1984, Nerg et al., 1994, Clement et al., 1997, Lopes et al., 1997, Simões; Spitzer, 1999, Gouinguéné; Turlings, 2002, Lima et al., 2003, Arkroust et al., 2003, Tavares et al., 2005, Potzernheim et al., 2006) a qual também depende parcialmente do estágio fenológico e do sexo da planta (Oliveira et al., 2005b, Lago et al., 2006).

Em vistas dos fatores edafoclimáticos que podem influenciar a composição química dos óleos voláteis, ainda se fazem necessários muitos estudos comparativos com as espécies do gênero *Baccharis* para verificar a ocorrência de quimiotipos, cujos registros deste tipo podem ser vistos apenas no estudo de Simões-Pires et al. (2005).

2.3- Atividades Biológicas

Dentre as espécies de *Baccharis*, em torno de 30 apresentam estudos de atividade biológica com extratos brutos, frações e óleos voláteis, destacando-se as atividades alelopática, analgésica, antidiabética, antifúngica, antiinflamatória, antileucêmica, antimicrobiana, antimutagênica, antioxidante, antiviral, citotóxica, espasmolítica, gastroprotetora, hepatoprotetora, inseticida e vasorrelaxante (Kupchan et al., 1976, Soicke; Leng-Peschlow, 1987, Rahalison et al., 1995, He et al., 1996, De las Heras et al., 1998, Nakasugi, Komai, 1998, Abad et al., 1999, Torres et al., 2000, Weimann et al., 2002, Feresin et al., 2003, Oliveira et al., 2005a).

Citam-se os estudos de atividade antimicrobiana para óleos voláteis de Cobos et al. (2001) em *B. notoserigila*, Salcedo et al. (2003) em *B. latilifolia*, Albuquerque et al. (2004) em *B. trinervis*, Demo et al. (2005) em *B. flabellata* var. *flabellata* e, mais recentemente Carreira (2007, dados não publicados) em *B. trimera*. Os microorganismos mais usados nos ensaios de atividade biológica são *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis*, *Ascosphaera apis*, *Bacillus cereus*, *Micrococcus luteus*, *Enterococcus faecalis*, *Escherichia coli*, *Klesibiella* sp., *Proteus mirabilis*, *Pseudomonas aeruginosa* e *Salmonella cholerae-suis*.

Abad; Bermejo (2007) citam que os compostos responsáveis pela atividade antimicrobiana nas espécies de *Baccharis* são terpenóides, constituintes majoritários dos óleos voláteis. Em geral, os autores relatam que a atividade biológica encontrada é devida aos compostos que aparecem em maior quantidade, embora não eliminem a possibilidade de efeito sinérgico de todos os componentes. Betoni et al. (2006) sugerem que a investigação da capacidade de sinergismo entre os extratos e outras substâncias de origem natural com o uso de fármacos antimicrobianos clássicos seja fundamental no desenvolvimento de novos agentes farmacológicos para o tratamento de doenças.

Em relação à atividade antifúngica dos óleos, Dellacassa et al. (2003) testaram óleos de plantas femininas de *B. coridifolia* contra *Ascosphaera apis* (fungo que acomete abelhas produtoras

de mel – *Apis mellifera*). Tratamentos farmacológicos com produtos químicos sintéticos não têm sido eficazes contra os esporos desses fungos. Dentre os oitos óleos voláteis testados, o de *B. coridifolia* não exibiu qualquer atividade fungicida. Carreira (2007, dados não publicados), trabalhando com óleos de *B. trimera* contra os fungos *Cladosporium sphaerospermum* e *C. cladosporioides*, verificou que a atividade varia de acordo com a estação do ano e do local de coleta.

van Zyl et al. (2006) analisaram a atividade biológica (antimalária, antimicrobiana, antioxidante e tóxica) de 20 constituintes naturais isolados dos óleos voláteis e verificaram que as bactérias Gram-negativas são geralmente menos suscetíveis à ação dos óleos voláteis devido à presença de uma membrana externa de polissacarídeos ao redor da parede celular que restringe a difusão de compostos lipofílicos através dessa camada (Burt, 2004). Os autores concluíram que, individualmente, a atividade biológica dos compostos variou, inibindo o crescimento microbiano em maior ou menor grau. No entanto, quando há uma combinação dos componentes, estes podem interagir evidenciando a atividade biológica.

Compostos voláteis testados isoladamente como (E)-nerolidol (5), α -pineno (13) e linalol (14) têm mostrado potente atividade antimalárica (van Zyl et al. 2006); carvacrol (15), geraniol (16), β -pineno (1), α -terpineno (17), 1,8-cineol (18), terpinoleno (19) e timol (20) apresentam atividade antimicrobiana e antifúngica (Dormans; Deans, 2000, Hammer et al., 2004, Demo et al., 2005). Alguns desses compostos isolados constituem os óleos voláteis de *Baccharis*.

Muitos metabólitos secundários de plantas, incluindo os óleos voláteis, são conhecidos por terem várias atividades contra insetos (Sosa et al., 1994, Huang; Ho, 1998, Zhu et al., 2004), incluindo as propriedades tóxica, repelente, ovicida e anorexígena (Ho et al., 1996, Sarae et al., 2001). García et al. (2005) verificaram os efeitos tóxico e repelente dos óleos voláteis de *B. salicifolia* sobre larvas de *Tribolium castaneum* (insetos que infestam farináceos) e concluíram que os monoterpenos [canfeno (21), limoneno (7), mirceno (22), β e α -pineno (1; 13)] são conhecidos por esses tipos de atividade em insetos e, ainda, que as características estruturais desses

monoterpenos podem influenciar a propriedade inseticida, o grau de penetração na cutícula do inseto e sua habilidade em interagir com o local ativo (Rice; Coats, 1994).

Chantraine et al. (1998) estudaram o efeito inseticida de alguns óleos voláteis de plantas ocorrentes na Bolívia, dentre elas, seis espécies de *Baccharis*. A mortalidade das larvas de *Aedes aegyptii* foi superior a 65% na presença de óleos voláteis de *B. dracunculifolia* e 100% com os óleos de *Baccharis* sp. Os autores concluíram que a atividade desses óleos é devida à grande quantidade do composto (E)-nerolidol (5).

Alguns óleos voláteis são muito ativos contra bactérias, no entanto são inativos contra fungos e vice-versa, enquanto outros são capazes de estimular o crescimento de alguns microorganismos (Zygodlo; Juliani, 2000). Os óleos voláteis variam de acordo com as condições climáticas e ambientais e, como consequência, têm diferentes bioatividades. Além disso, os métodos utilizados nas atividades biológicas variam entre as publicações (Janssen et al., 1987), incluindo as diferenças no crescimento microbiano, no tempo de exposição do microorganismo ao óleo, sua solubilidade ou de seus componentes, o uso e a quantidade de emulsificador (Hammer et al., 1999), entre outras.

Conclusões

A busca por produtos naturais tem crescido nos últimos anos para o desenvolvimento de novos compostos terapêuticos. O gênero *Baccharis* é extensivamente estudado por abrigar espécies com potencial medicinal que podem ser uma rica fonte de novos compostos ativos. Os óleos voláteis extraídos das plantas de diferentes espécies mostraram ter atividades biológicas, de acordo com os resultados de vários autores.

De acordo com as informações coletadas e aqui mencionadas, a espécie mais estudada é *B. dracunculifolia*, seguida de *B. trimera*. Embora o gênero *Baccharis* tenha ampla distribuição geográfica e grande número de espécies, a maioria delas usadas para fins medicinais, ainda não foi

suficientemente estudado, abrindo um campo vasto para pesquisas de novos compostos ativos extraídos dos óleos voláteis e suas interações com o ambiente.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abad MJ. Bermejo P. 2007. *Baccharis* (Compositae): a review update. *Arkivoc vii*: 76-96.
- Abad MJ. Bermejo P. Gonzáles E. Iglesias I. Irurzum A. Carrasco L. 1999. Antiviral activity of Bolivian plant extracts. *Gen Pharmacol* 32: 499.
- Abad MJ. Bessa AL. Ballarin B. Aragón O. Gonzales E. Bermejo P. 2006. Anti-inflammatory activity of four Bolivian *Baccharis* species (Compositae). *J Ethnopharmacol* 103: 338-344.
- Agostini F. Santos ACA. Rossato M. Pansera MR. Zattera F. Wasun R. Serafini LA. 2005. Estudo do óleo essencial de algumas espécies do gênero *Baccharis* (Asteraceae) do sul do Brasil. *Rev Bras Farmacogn* 15(3): 215-220.
- Akrout AA. Chemil R. Simmonds M. Kite G. Hammani M. Chreif I. 2003. Seasonal variation of the essential oil of *Atemisia campestris* L. *J Essent Oil Res* 15: 333-336.
- Albuquerque MRJR. Souza EB. Lins MUDS. Nogueira NAP. Lemos TLG. Silveira ER. Pessoa ODL. 2004. Composition and microbial activity of the essential oil from aerial parts of *Baccharis trinervis* (Lam.) Pers. *Arkivoc vi*: 59-65.
- Anesini C. Peres C. 1993. Screening of plants used in Argentine folk medicine for antimicrobial activity. *J Ethnopharmacol* 39: 119-128.
- Arze JBL. Garneau FX. Collin G. Jean FI. Gagnon H. 2004. Essential oils from Bolivia. I. Asteraceae: *Baccharis tricuneata* (L.f.) Pers. var. *ruiziana* Cuatrecasas. *J Essent Oil Res* 16: 429-431.
- Bailac PN. Dellacassa AD. Bernasconi HO. Firpo N. Ponzi MI. 2001. Essential oil of female plants of *Baccharis coridifolia* De Candole. *J Essent Oil Res* 13: 23-24.
- Bauer L. Silva GAA. Siqueira NCS. Bacha CTM. Sant'Ana BMS. 1978. Os óleos essenciais de *Baccharis dracunculifolia* e *Baccharis genistelloides* Pers. do Rio Grande do Sul. *Rev Cent Cienc Saude* 6(3): 7-12.
- Barroso GM. 1975-76. Compositae – Subtribo Baccharidinae Hoffmann – Estudo das espécies ocorrentes no Brasil. *Rodriguesia* 28: 1-273.
- Betoni JEC. Mantovani RP. Barbosa LN. Di Stasi LC. Fernandes Júnior A. 2006. Synergism between plant extract and antimicrobial drugs used on *Staphylococcus aureus* diseases. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 101(4): 387-390.

- Biurrun F. Juliani RH. Lopez ML. Zygadlo JA. 2005. Essential oil composition of *Baccharis tenella* Hook. Et Arn. *J Essent Oil Res* 17: 122-123.
- Boldt PE. 1989. *Baccharis (Asteraceae), a review of its taxonomy, phytochemistry, ecology, economic status, natural enemies and the potential for its biological control in the United States*. Texas: College Station.
- Bona CM. Biasi LA. Nakashima T. Zanette F. Corrêa Júnior C. 2002. *Carqueja: Cultive esta idéia*. Curitiba: SEAB-PR.
- Budel JM. Duarte MR. Santos CAM. 2004. Parâmetros para análise de carqueja: comparação entre quatro espécies de *Baccharis* spp. (Asteraceae). *Rev Bras Farmacogn* 14(1): 41-48.
- Budel JM. Duarte MR. Santos CAM. Farago PV. Matzenbacher NI. 2005. O progresso da pesquisa sobre o gênero *Baccharis*, Asteraceae: I – Estudos botânicos. *Rev Bras Farmacogn* 15(3): 268-271.
- Burt S. 2004. Essential oils: their antibacterial properties and potential applications in foods – a review. *Int J Food Microbiol* 94: 223-253.
- Camargo MTA. 1985. *Medicina popular: aspectos metodológicos para pesquisas*. Almed, São Paulo.
- Cassel E. Frizzo CD. Vanderlinde R. Atti-Serafini L. Lorenzo D. Dellacassa E. 2000. Extration of *Baccharis* oil by supercritical CO₂. *Ind Eng Chem Res* 39: 4803-4805.
- Caujolle F. Meynier D. 1959. Pharmacodinamics effects of carquejol. *CRHerb Seances Acad Sci* 249: 585-587.
- Caujolle F. Meynier D. Cros J. 1960. Pharmacological study of carquejol and its derivatives. *Therapie* 15: 931-939.
- Chialva F. Doglia G. 1990. Essential oil from Carqueja (*Baccharis genistelloides* Pers.). *J Essent Oil Res* 2: 173-177.
- Clement BA. Goff CM. Forbest DA. 1997. Toxic amines and alkaloids from *Acacia berlandieri*. *Phytochemistry* 46: 249-254.
- Cobos MI. Rodrogez JL. Oliva M de las M. Demo M. Faillaci SM. Zygadlo JA. 2001. Composition and antimicrobial activity of the essential oil of *Baccharis notoserigila*. *Planta Med* 67: 84-86.
- Coelho de Souza G. Hass APS. von Poser GL. Schapoval EES. Elizabetsky E. 2004. Ethnopharmacological studies of antimicrobial remedies in the south of Brazil. *J Ethnopharmacol* 90: 135-143.
- Corrêa MP. 1985. *Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas*. IBDF, Rio de Janeiro.

- Craveiro AA. Fernandes AG. Andrade CHS. Matos FJA. Alencar JWD. Machado MIL. 1981. *Óleos essenciais de plantas do nordeste*. Fortaleza: UFC.
- Cuatrecasas J. 1967. Revisión de las especies colombianas del género *Baccharis*. *Rev Acad Colomb Ci Exact* 13(49): 5-102.
- Dellacassa, AD. Bailac PN. Ponzi M. Ruffinengo SR. Eguaras MJ. 2003. In vitro activity of essential oils from San Luis-Argentina against *Ascosphaera apis*. *J Essent Oil Res* 15: 282-285.
- De las Heras B. Slowing K. Benedí J. Carretero E. Ortega T. Toledo C. Bermejo P. Iglesias I. Abad M. Gómez-Serranillos P. Liso PA. Villar A. Chiriboga X. 1998. Anttiinflammatory and antioxidant activity of plants used in tradicional medicine in Ecuador. *J Ethnopharmacol* 61: 161-166.
- Demo M. Oliva M de las M. López ML. Zunino MP. Zygodlo JA. 2005. Antimicrobial activity of essential oils obtained from aromatic plants of Argentina. *Pharm Biol* 43(2): 129-134.
- Di Stasi LC. Oliveira GC. Carvalhães MA. 2002. Medicinal plants popularly used in the Brazilian Tropical Atlantic Forest. *Fitoterapia* 73: 69-91.
- Elder HV. Retamar JA. Appendino G. Romero M. 1997. Cosmetologic uses of essential oil of *Lippia alba* (Miller) NE Brown (Lipia). *Rivista Ital EPPOS* (numero speciale): 712-714.
- Espinar LA. 1973. Las especies de *Baccharis* (Compositae) de Argentina Central. *Bol Acad Nac Ciênc* 50: 176-305.
- Feresin GE. Tapia A. Jiménez A. Ravelo AG. Zacchino S. Sortino M. Schmeda-Hirschmann G. 2003. Constituents of the Argentinian medicinal plant *Baccharis grisebachii* and their antimicrobial activity. *J Ethnopharmacol* 89: 73-80.
- Ferracini VL. Paraíba LC. Leitão Filho HF. Silva AGD. Nascimento LR. Marsaioli AJ. 1995. Essential oils of seven Brazilian *Baccharis* species. *J Essent Oil Res* 7: 355-367.
- Frizzo CD. Serafini LA. Dellacassa E. Lorenzo D. Moyna P. 2001. Essential oil of *Baccharis uncinella* DC. from Southern Brazil. *Flavour Fragr J* 16(4): 286-288.
- García M. Donadel OJ. Ardanaz CE. Tonn CE. Sosa ME. 2005. Toxic and repellent effects of *Baccharis salicifolia* essential oil on *Tribolium cataneum*. *Pest Manag Sci* 61: 612-618.
- Gaspar L. Lu T. Santos R. Al-Duri B. 2003. Modelling the extration of essential oils with compressed carbon dioxide. *J Supercrit Fluids* 25: 247-251.
- Giuliano DA. 2001. Clasificación infragenérica de las especies argentinas de *Baccharis* (Asteraceae Asterea). *Darviniana* 39(1-2): 131-154.
- Gouinguené SP. Turlings TJC. 2002. The effect of abiotic factors on induced volatile emissions in corn plants. *Plant Physiology* 129: 1296-1307.

- Hammer KA. Carson CF. Riley TV. 1999. Antimicrobial activity of essential oils and other extracts. *J Appl Microbiol* 86: 985-990.
- Hammer KA. Carson CF. Riley TV. 2004. Antifungal effects of *Melaleuca alternifolia* (tea tree) oil and its components on *Candida albicans*, *Candida glabrata* and *Saccharomyces cerevisiae*. *J Antimicrob Chemoth* 53: 1081-1085.
- He K. Montenegro G. Hoffmann JJ. Timmermann BN. 1996. Diterpenoids from *Baccharis linearis*. *Phytochemistry* 41(4): 1123-1127.
- Ho SH. Koh L. Ma Y. Sim KY. 1996. The oil garlic, *Allium sativum* L. (Amaryllidaceae), as a potential grain protectant against *Tribolium castaneum* (Herbst) and *Sitophilus zeamais* Motsch. *Posth Biol Technol* 9: 41-48.
- Huang Y. Ho SH. 1998. Toxicity and antifeedant activities of cinnamaldehyde against storage insects, *Tribolium castaneum* (Herbst) and *Sitophilus zeamais* Motsch. *J Stor Prod Res* 34: 11-17.
- Janssen AM. Scheffer JJC. Baerheim Svendsen A. 1987. Antimicrobial activity of essential oils: a 1976–86 literature review. Aspects of the test methods. *Planta Med* 53: 395–398.
- Jarvis B.B., Wang S., Cox C., Philip V., Varaschin M.S. & Barros C.S. 1996. Brazilian *Baccharis* toxins: Livestock poisoning and isolation of macrocyclic trichothecenes glucosides. *Nat Toxins* 4: 58-71.
- Kupchan SM. Jarvis BB. Dailey RG. Bright JW. Bryan RF. Shizuri Y. 1976. Baccharin, a novel potent antileukemic trichothecene triepoxide from *Baccharis megacotryna*. *J Am Chem Soc* 98: 7092-7093.
- Lago JEG. Fávero OA. Romoff P. 2006. Microclimatic factors and phenology influences in the chemical composition of the essential oils from *Pittosporum undulatum* Vent. leaves. *J Braz Chem Soc* 17(7): 1334-1338.
- Lima HRP. Kaplan MAC. Cruz AVM. 2003. Influência dos fatores abióticos na produção e variabilidade de terpenóides em plantas. *Flor Amb* 10(2): 71-77.
- Loaysa I. Collin G. Gagnon M. Deslauries H. Dellacassa E. 1993. Hules Essentielles de *Baccharis latifolia*, *B. salicifolia* de Bolivia et de *B. dracunculifolia* en Provenance d'Uruguay. *Rivista Ital EPPOS numero speciale*: 728-736.
- Loaysa I. Abujder D. Aranda R. Jakupovic J. Collin G. Deslauries H. Jean FI. 1995. Essential oils of *Baccharis salicifolia*, *B. latifolia* and *B. dracunculifolia*. *Phytochemistry* 38: 381-389.
- Lopes NP. Kato MJ. Andrade EHA. Maia JGS. Yoshida M. 1997. Circadian and seasonal variation in the essential oil from *Viola surinamensis* leaves. *Phytochemistry* 46: 689-693.
- Malagarriga-Heras RDP. 1976. Nomenclator Baccharidinarum Omnium. *Mem. Soc. Ci. Nat. La Salle* 37: 129-224.

- Malizia RA. Cardell DA. Molli JS. González S. Guerra PE. Grau RJ. 2005a. Volatile constituents of leaf oils from the genus *Baccharis*. Part I: *B. racemosa* (Ruiz et Pav.) DC. and *B. linearis* (Ruiz et Pav.) Pers. species from Argentina. *J Essent Oil Res* 17: 103-106.
- Malizia RA. Cardell DA. Molli JS. González S. Guerra PE. Grau RJ. 2005b. Volatile constituents of leaf oils from the genus *Baccharis*. Part II: *B. obovata* Hooker et Arnott and *B. salicifolia* (Ruiz et Pav.) Pers. species from Argentina. *J Essent Oil Res* 17: 194-197.
- Matuda E. 1957. El género *Baccharis* en México. *Ann Inst Biol* 28: 143- 273.
- Melo S F. Soares SF. Costa RF. Silva CR. Oliveira MB. Bezerra RJ. Caldeira-de-Araújo A. Bernardo Filho M. 2001. Effect of the *Cymbopogon citratus*, *Maytenus ilicifolia* and *Baccharis genistelloides* extracts against the stannous chloride oxidative damage in *Escherichia coli*. *Mutat Res* 496: 33-38.
- Montes AL. 1963. Essential oil of aromatic plants from the Nahuel Hupi National Park and its adjacent regions. II. Oil of *Baccharis rosmarinifolia* var. *subandina*. *Anales Soc Cient Argent* 176: 71-77.
- Montes AL. 1969. Gas chromatography of essential oils of plants native to central and northern Argentina. *Anales Soc Cient Arg* 187(1-11): 21-48.
- Moreira FPM. Coutinho V. Montanher ABP. Caro MSB. Brighente IMC. Pizzolatti MG. 2003. Flavonóides e triterpenos de *Baccharis pseudotenuifolia* – Bioatividade sobre *Artemisia salina*. *Quim Nova* 26: 309- 311.
- Motl O. Trka A. 1983. Zusammensetzung des brasilianischen vassoura-öls (aus *Baccharis dracunculifolia*). *Parfümerie und Kosmetik* 9: 488-491.
- Nakasugi T. Komai K. 1998. Antimutagens in the brazilian folk medicinal plant carqueja (*Baccharis trimera* Less.). *J Agric Food Chem* 46(7): 2560-2564.
- Naves YR. 1959. Études sur les matières végétales volatiles CLIX (I). Sur phuille essentielle de carquéja de l'État de Santa Catarina (Brasil). *Bul Soc Chim France* (11-1): 1871-1879.
- Naves YR. Caujolle F. 1963. Therapeutic a-ortho-menthatriene 1(7),5,8-ol-3. *The Givaudan Corporation, NY*, 3,112,245.
- Nerg A. Kainulainen P. Vuorine M. Hanso M. Holopainen JK. Kurkela T. 1994. Seasonal and geographical variation of terpenes, resin acids and total phenolics in nursery grown seedlings of scots pine (*Pinus sylvestris* L.). *New Phytol* 128: 703-713.
- Oliveira SQ. Trentin VH. Kappel VD. Barelli C. Gosmann G. Reginatto FH. 2005a. Screening of antibacterial activity of south brazilian *Baccharis* species. *Pharm Biol* 43(5): 434-438.
- Oliveira MJ. Campos IFP. Oliveira CBA. Santos MR. Souza OS. Santos SC. Seraphin JC. Derri PH. 2005b. Influence of growth phase on the essential oil composition of *Hypitys suaveolens*. *Biochem Syst Ecol* 33: 275-285.

- Palacios P. Gutkind G. Rondita RVD. Torres R. Coussio JD. 1983. Genus *Baccharis*. II. Antimicrobial activity of *B. crispa* and *B. notoserjila*. *Planta Med* 49: 128.
- Pino JA. Marbot R. Payo A. Chao D. Herrera P. 2006. Aromatic plants from western Cuba. V: Composition of the leaf oils of *Baccharis hamilifolia* L. and *Eugenia foetida* (Sw.) Willd. *J Essent Oil Res* 18: 266-268.
- Pitarevic I. 1984. Seasonal variation of essential oil yield and composition of Dalmatian sage, *Salvia officinalis*. *J Nat Prod* 47(3): 409-412.
- Pocá AMPC. 2005. *Biomassa, óleo essencial, perfil fitoquímico e nutrientes da carqueja sob influência de fontes de nutrientes e doses de nitrogênio*. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Paraná, Paraná, 69p.
- Potzernheim MCL. Bizzo HR. Vieira RF. 2006. Análise dos óleos essenciais de três espécies de *Piper* coletadas n região do Distrito Federal (Cerrado) e comparação com óleos de plantas procedentes da região de Paraty, RJ (Mata Atlântica). *Rev Bras Farmacogn* 16(2): 246-251.
- Queiroga CL. Fukai A. Marsaioli A. 1990. Composition of the essential oil vassoura. *J Braz Chem Soc I*: 105-109.
- Rahalison L. Benathan M. Monod M. Frenk E. Gupta MP. Solis PN. Fuzzati N. Hostettmann K. 1995. Antifungal principles of *Baccharis pedunculata*. *Planta Med* 61: 360-362.
- Reverchon E. 1997. Supercritical fluid extraction and fractionation of essential oils and related products. *J Supercrit Fluids* 10(1): 1-37.
- Ribeiro dos Santos S. Mollan TRM. Pinto AJD'A. Brilho CC. Donalisio MR. Jady de Souza C. 1966. A new Brazilian essential oil from *Baccharis dracunculifolia*. *Riv Ital Ess, Prof, Pian Off, Arom, Sap, Cosm, Aer* 98(7): 428-429.
- Rice P. Coats J. 1994. Insecticidal properties of several monoterpenoids to the house fly 9Diptera: Muscidae), red flour beetle (Coleoptera: Tenebrionidae), and southern corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae). *J Econ Entomol* 85: 1172-1179.
- Salcedo L. Pillco A. Rodrigo G. Sterner O. Almanza GR. 2003. Isoltion of flavoinoids and study of the toxic and antibacterial activity of *Baccharis latilifolia* extracts. *Rev Bol Quim* 20(1): 43-48.
- Sandoval MC. Valenzuela RL. Wilkmirshy FT. 1969. Determiration of essential oils. *Farm Nueva* 34(388): 341-348.
- Santos MRA. Innecco R. 2003. Influência de períodos de secagem de folhas no óleo essencial de erva-cidreira (quimiotipo limoneno-carvona). *Rev Cien Agron* 34(1): 5-11.
- Sarae A. Tune I. 1995. Toxicity of essential oil vapours to stored-product insects. *J Plant Dis Prot* 102: 69-74.

- Silva JB. Grutta AS. 1971. Anatomia da folha e óleo essencial de *Baccharis retusa* DC., Compositae. *Rev Farm Bioquim Univ São Paulo* 9(2): 321-326.
- Silva FG. Pinto JEBP. Cardoso MG. Nascimento EA. Nelson DL. Sales JF. Mol DJS. 2006. Influence of radiation level on plant growth, yield and quality of essential oil in carqueja. *Cienc Agrotec* 30(1): 52-57.
- Simões CMO. Spitzer V. 2003. *Óleos Voláteis*. In: CMO. Simões EP. Schenkel G. Gosmann JCP. Mello LA. Mentz PR. Petrovik (orgs.). Farmacognosia: da planta ao medicamento. Porto Alegre: Editora da UFSC, pp. 467-495.
- Simões-Pires CA. Debenedetti S. Spegazzini E. Metz LA. Matzenbacher NI. Limberger RP. Henriques AT. 2005. Investigation of the essential oil from eight species of *Baccharis* belong to sect. *Caulopterae* (Asteraceae, Astereae): a taxonomic approach. *Pl Syst Evol* 253: 23-32.
- Siqueira NCS. Silva GAAB. Alice CB. Nitschke M. 1985. Análise comparativa dos óleos essenciais de *Baccharis articulata* (Lam.) Pers. e *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Compositae), espécies espontâneas no Rio Grande do Sul. *Rev Brasil Farm* 66: 36-39.
- Siqueira NCS. Silva GAAB. Alice CB. 1986. Análise dos óleos essenciais de algumas plantas aromáticas tradicionais ou nativas no Rio Grande do Sul. *Rev Brasil Farm* 67: 118-128.
- Soicke H. Leng-Peschlow E. 1987. Characterisation of flavonoids from *Baccharis trimera* and their antihepatotoxic properties. *Plant Medica* 1: 37-39.
- Sosa ME. Tonn CE. Giordano OS. 1994. Insect antifeedant activity of clerodanes diterpeoids. *J Nat Prod* 57: 1262-1265.
- Sousa MP. Matos NEO. Matos MFJA. Machado MIL. Craveiro AA. 1991. *Constituintes Químicos Ativos de Plantas Mediciniais Brasileiras*. Fortaleza, Edições UFC.
- Svoboda KP. Hay RKM. Waterman PG. 1990. The grow and volatile oils yield of summer savory (*Satureja hortensis*) in cool wet environment. *J Hort Scie* 65: 659-665.
- Tavares ES. Julião LS. Lopes D. Bizzo HR. Lage CLS. Leitão SG. 2005. Análise do óleo essencial de folhas de três quimiotipos de *Lippia Alba* (Mill.) N.E. Br. (Verbenaceae) cultivadas em condições semelhantes. *Rev Bras Farmacogn* 15: 1-5.
- Tonn CE. Gianello JC. Guidugli FH. 1987. Some essential oil components of *Baccharis crispa* and *B. articulata*. *Anales Asoc Quim Argent* 75(1): 5-6.
- Torres LMB. Gamberini MT. Roque NF. Lima-Landman MT. Souccar C. Lapa AJ. 2000. Diterpene from *Baccharis trimera* with a relaxant effect on rat vascular smooth muscle. *Phytochemistry* 55: 617-619.
- Toursarkissian, M. 1980. *Plantas Medicinales de la Argentina*. Hemisfério Sur, Buenos Aires.

- Van Baren, C.M., Di Leo Lira, P. Bandoni, A.L., Fortunato, R., Mizrahi, I. & Juarez, M. 2002. Composition of essential oil of Pichana [*Baccharis spartioides* (Hook. et Arn.) Remy (Compositae)] from different populations of the Patagonia, Argentina. *J Essent Oil Res* 14(3): 183-186.
- Vargas RMF. Cassel E. Gomes GMF. Longhi LGS. Atti-Serafini L. Atti-Santos AC. 2006. Supercritical extraction of carqueja essential oil: experiments and modeling. *Braz J Chem Eng* 23(3): 375-382.
- Verdi LG. Brighente IMC. Pizzolatti MG. 2005. Gênero *Baccharis* (Asteraceae): aspectos químicos, econômicos e biológicos. *Quim Nova* 28(1): 85-94.
- Weimann C. Göransson U. Pongprayoon-Claeson U. Claeson P. Bohlin L. Rimpler H. Heinrich M. 2002. Spasmolytic effects of *Baccharis conferta* and its constituents. *J Pharm Pharmacol* 54: 99-104.
- Weyerstahl P. Christiansen C. Marschall H. 1990. New sesquiterpenes of *Baccharis dracunculifolia* leaf oil. *Plant Medica* 56(6): 542.
- Weyerstahl P. Christiansen C. Marschall H. 1996. Constituents of Brazilian vassoura oil. *Flav Fragr J* 11: 15-23.
- Zhu BC. Henderson G. Chen F. Fei H. Laine RA. 2001. Evaluation of vetiver oil and seven insect-active essential oils against the Formosan subterranean termite. *J Chem Ecol* 27: 1617-1625.
- Zunino MP. Newton MN. Maestri DM. Zygadlo JA. 1997. Composition of the essential oil of *Baccharis crispa* Spreng. and *Baccharis salicifolia* Pers. growth in Cordoba (Argentina). *Flav. Fragr J* 12: 405-407.
- Zunino MP. Newton MN. Maestri DM. Zygadlo JA. 1998. Essential oils of three *Baccharis* species. *Plant Medica* 64(1): 86-87.
- Zunino MP. Lopez ML. Faillaci SM. Lopez AG. Espinar LA. Zygadlo JA. 2000. Essential oil of *Baccharis cordobensis*. *Flav Fragr J* 15: 151-152.
- Zygadlo J. Juliani H. 2000. Bioactivity of essential oil components. *Curr Top Phytochem* 3: 203-214.

Tabela 1. Estudos com óleos voláteis de espécies do gênero *Baccharis*, considerando o país de coleta, a parte da planta utilizada para a extração do óleo, se material fresco (F) ou seco (S), bem como o número de compostos caracterizados, o composto majoritário e a referência bibliográfica.

Espécie	país de coleta	parte utilizada (F) ou (S)	nº compostos caracterizados	composto majoritário	referência bibliográfica
<i>B. artemisioides</i> Hook. & Arn.	Argentina	aérea (?)	32	?	Montes (1969)
	Brasil	aérea (?)	8	(3)	Siqueira et al. (1985)
	Brasil	folhas (?)	?	(3)	Siqueira et al. (1986)
	Argentina	folhas e caules jovens (?)	?	(8)	Tonn et al. (1987)
<i>B. articulata</i> (Lam.) Pers.	Argentina	aérea (F)	40	(9)	Zunino et al. (1998)
	Brasil	aérea e flores (?)	?	?	Budel et al. (2004)
	Brasil	aérea (S)	15	(1)	Agostini et al. (2005)
	Brasil	folhas e flores (S)	13	(1)	Simões-Pires et al. (2005)
<i>B. caprariaefolia</i> DC.	Brasil	aérea (F)	16/23 ¹	(9)	Ferracini et al. (1995)
<i>B. cognata</i> DC.	Brasil	aérea (S)	12	(1)	Agostini et al. (2005)
<i>B. cordobensis</i> Heering	Argentina	folhas (F)	33	(5)	Zunino et al. (2000)
<i>B. coridifolia</i> De Candolle	Argentina	aérea, flores e frutos (S)	29	(9)	Bailac et al. (2001)
	Argentina	aérea (?) ²	29 ³	(9)	Dellacassa et al. (2003)
	Argentina	folhas e caules jovens (?)	?	(9)	Tonn et al. (1987)
<i>B. crispa</i> Spreng.	Argentina	aérea (?)	?	(5)	Zunino et al. (1997)
	Brasil	folhas e flores (S)	24	(24), (6), (25), (26) ⁴	Simões-Pires et al. (2005)
<i>B. cylindrica</i> (Less.) DC.	Brasil	aérea e flores (?)	?	?	Budel et al. (2004)
<i>B. dracunculifolia</i> DC.	Brasil	folhas (?)	?	?	Ribeiro dos Santos et al. (1966)
	Brasil	aérea (?)	?	(5)	Bauer et al. (1978)

	Brasil	?	16	(7)	Motl; Trka (1983)
	Brasil	folhas (?)	?	(5)	Siqueira et al. (1986)
	Brasil	aérea (F)	53	(5)	Queiroga et al. (1990)
	Brasil	aérea (?)	?	(5)	Weyerstahl et al. (1990)
	Uruguai	aérea (?)	46	(7)	Loaysa et al. (1993)
	Brasil	aérea (F)	24/25 ¹	(5)	Ferracini et al. (1995)
<i>B. dracunculifolia</i> DC.	Bolívia	aérea (F)	53	(1)	Loaysa et al. (1995)
	Brasil	aérea (?)	100	(5)	Weyerstahl et al. (1996)
	Argentina	?	20	(5)	Elder et al. (1997)
	Brasil	brotos e folhas (F)	14/25 ⁵	(1), (5) ⁵	Cassel et al. (2000)
	Brasil	aérea e flores (?)	?	?	Budel et al. (2004)
<i>B. erioclada</i> DC.	Brasil	aérea (F)	22/26 ¹	(1), (6) ¹	Ferracini et al. (1995)
<i>B. flabellata</i> Hooker et Arnott var. <i>Flabellata</i>	Argentina	aérea (?) ⁶	?	?	Demo et al. (2005)
<i>B. gaudichaudiana</i> DC.	Brasil	aérea e flores (?)	?	?	Budel et al. (2004)
<i>B. hamilifolia</i> L.	Cuba	folhas (S)	64	(1)	Pino et al. (2006)
	Bolívia	aérea (?)	71	(12)	Loaysa et al. (1993)
<i>B. latifolia</i> (R. & P.) Pers.	Bolívia	aérea (F)	101	(12)	Loaysa et al. (1995)
	Bolívia	aérea (?)	?	?	Salcedo et al. (2003)
	Chile	aérea (?)	4	(7)	Sandoval et al. (1969)
<i>B. linearis</i> (Ruiz et Pav.) Pers.	Argentina	folhas (S)	49	(7)	Malizia et al. (2005 a)
<i>B. microcephala</i> (Less.) DC.	Brasil	folhas e flores (S)	16	(11)	Simões-Pires et al. (2005)
	Brasil	aérea (S)	23	(1)	Agostini et al. (2005)
<i>B. milleflora</i> DC.	Brasil	folhas e flores (S)	16	(8)	Simões-Pires et al. (2005)
	Brasil	aérea (F)	22	(27), (6)	Ferracini et al. (1995)
<i>B. myriocephala</i> (Less.) DC.	Brasil	folhas e flores (S)	14	(24)	Simões-Pires et al. (2005)
<i>B. myrtilloides</i> Griseb.	Argentina	aérea (F)	44	(10)	Zunino et al. (1998)
<i>B. notoserigila</i> Griseb.	Argentina	folhas (F)	31	(13)	Cobos et al. (2001)

<i>B. obovata</i> Hooker et Arnott	Argentina	aérea (F)	65	(28)	Malizia et al. (2005 b)
<i>B. oxyodonta</i> DC.	Brasil	aérea (S)	14	(7)	Agostini et al. (2005)
<i>B. platipoda</i> DC.	Brasil	aérea (F)	23	(6)	Ferracini et al. (1995)
<i>B. racemosa</i> (Ruiz et Pav.) DC.	Argentina	folhas (F)	45	(28)	Malizia et al. (2005 a)
<i>B. retusa</i> DC.	Brasil	aérea (?)	14	?	Silva; Grotta (1971)
<i>B. rhomboydalis</i> Remy	Chile	aérea (?)	4	(7)	Sandoval et al. (1969)
<i>B. rosmarinifolia</i> var. <i>subandina</i> (Phil.) Heer. ex Reiche	Argentina	aérea (S)	?	(16)	Montes (1963)
<i>B. rufenses</i> Spreng.	Argentina	aérea (F)	44	(5), (7)	Zunino et al. (1998)
	Bolívia	aérea (?)	?	(10)	Loaysa et al. (1993)
	Argentina	aérea (?)	?	(11)	Zunino et al. (1997)
<i>B. salicifolia</i> (Ruiz et Pav.) Pers.	Bolívia	aérea (F)	87	(11)	Loaysa et al. (1995)
	Argentina	aérea (F)	17	(12)	García et al. (2005)
	Argentina	folhas (F)	57	(7)	Malizia et al. (2005 b)
<i>B. semiserrata</i>	Brasil	aérea (S)	17	(6)	Agostini et al. (2005)
<i>B. spartioides</i> (Hook. et Arn.) Remy	Argentina	aérea (?)	?	(7)	Van Baren et al. (2002)
	Brasil	aérea (?)	?	(1)	De Bona et al. (2002)
<i>B. stenocephala</i> Baker	Brasil	folhas e flores (S)	10	(1)	Simões-Pires et al. (2005)
<i>B. tenella</i> Hook. Et Arn.	Argentina	folhas e flores (F)	18	(6)	Biurrun et al. (2005)
<i>B. tricuneata</i> (L.f.) Pers. var. <i>ruiziana</i> Cuatrecassas	Bolívia	aérea (F)	39	(5)	Arze et al. (2004)
<i>B. tridentata</i> Vahl.	Brasil	aérea (F)	23	(6)	Ferracini et al. (1995)
	Brasil	aérea (?)	?	(3)	Naves (1959)
	Brasil	aérea (?)	?	(3)	Bauer et al. (1978)
	Brasil	aérea e flores femininas (?)	8	(3)	Siqueira et al. (1985)
<i>B. trimera</i> (Less.) DC.	Brasil	aérea (?)	?	(3)	Siqueira et al. (1986)
	Brasil	?	35	(3)	Chialva; Doglia (1990)
	Brasil	aérea (S) ⁷	-	?	De Bona et al. (2003)
	Brasil	aérea (S)	30	não-identificado	Pocá (2005)
	Brasil	aérea (S)	23	(2)	Simões-Pires et al. (2005)

<i>B. trimera</i> (Less.) DC.	Brasil	aérea (S) ⁸	11	(6)	Silva et al. (2006)
	Brasil	aérea (S)	8 ⁹	(3)	Vargas et al. (2006)
<i>B. trinervis</i> (Lam.) Pers.	Brasil	aérea (F)	28	(29)	Albuquerque et al. (2004)
	Brasil	aérea (?)	?	(13)	Frizzo et al. (2001)
<i>B. uncinella</i> DC.	Brasil	aérea (S)	17	(6)	Agostini et al. (2005)
	Brasil	folhas e flores (S)	7	(6)	Simões-Pires et al. (2005)
<i>B. vincaefolia</i> DC.	Brasil	aérea (F)	24	(29)	Ferracini et al. (1995)

¹ plantas femininas e masculinas, respectivamente; ² plantas femininas; ³ de acordo com Bailac et al. (2001); ⁴ diferentes locais de coleta no Rio Grande do Sul; ⁵ extração com fluido supercrítico a 10 MPa (CO₂) e hidrodestilação, respectivamente; ⁶ extração do óleo volátil para testes de atividade antimicrobiana; ⁷ extração de óleo volátil para verificação de rendimento em níveis de sombreamento de 0%, 30% e 70%, respectivamente; ⁸ plantas crescidas em níveis de radiação de 20%, 50%, 60% e 100%, respectivamente; ⁹ extração com fluido supercrítico a 323,15 K e 343, 15 K, respectivamente; ¹² principais picos; (?), ?: dados não fornecidos nos trabalhos

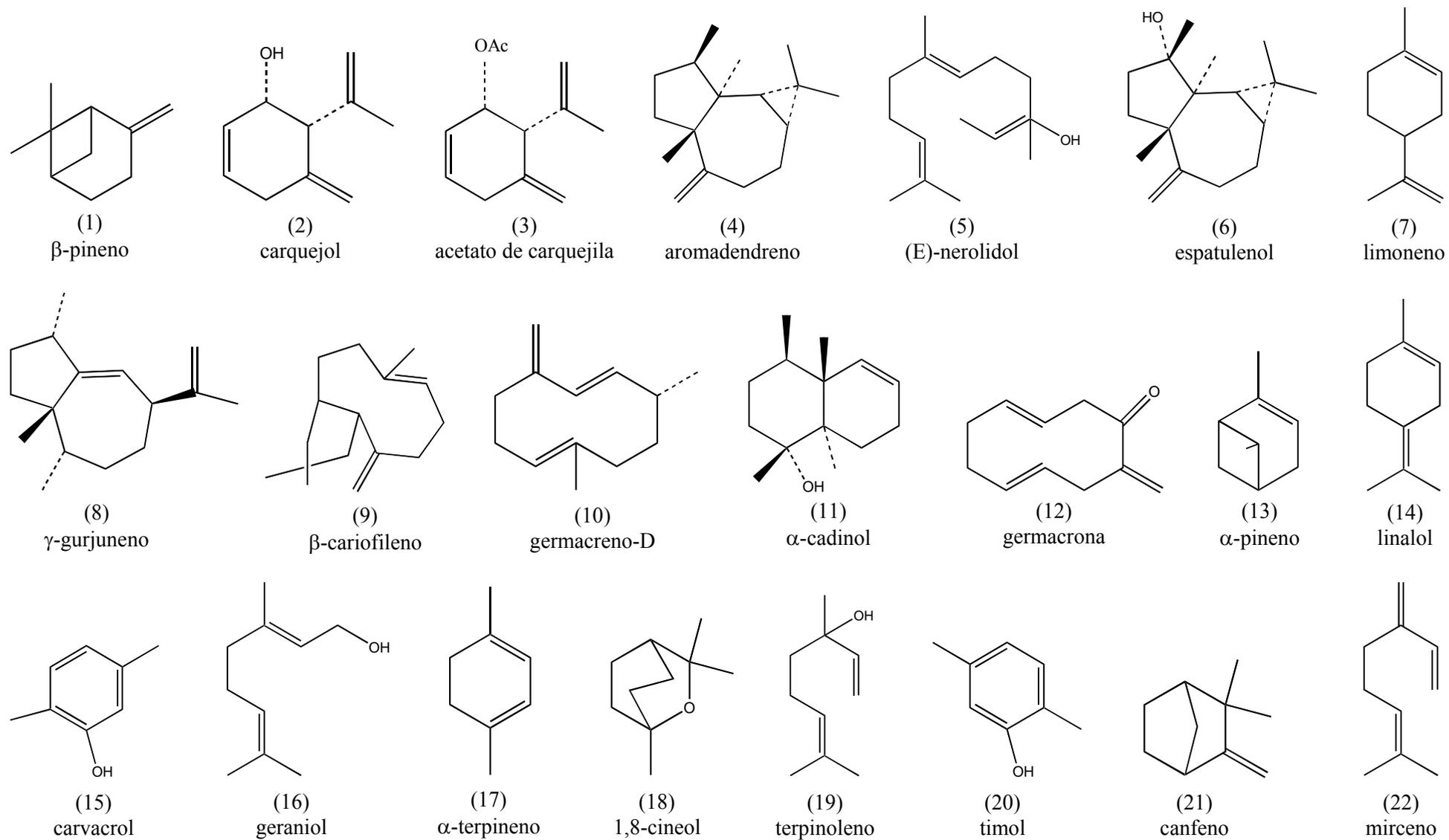


Figura 1. Estruturas químicas dos principais compostos encontrados nas espécies do gênero *Baccharis* e que apresentam atividade biológica.

7. Discussão Geral

A família Asteraceae representa cerca de 10% da flora mundial (Bremer 1994) e vem sendo estudada nos últimos 25 anos quanto à sua morfologia, anatomia, ontogenia, ecologia, fitoquímica, citogenética e estrutura molecular (Hind & Beetge 1996). Diversos metabólitos secundários têm sido isolados em estudos fitoquímicos e atividade biológica (Verdi *et al.* 2005). As asteráceas são capazes de sintetizar compostos de todas as classes químicas derivadas do metabolismo secundário, sendo mais comum a presença de terpenóides (Tang *et al.* 2000, Panagouleas *et al.* 2003) e flavonóides (Meyer & Afolayan 1995). Outros constituintes químicos presentes são as cumarinas (Rahalison *et al.* 1995) e os taninos (Espírito-Santo *et al.* 1999).

Plantas do gênero *Baccharis*, o maior dentro da tribo Astereae (Giuliano 2001), são utilizadas tradicionalmente na medicina popular. Dentre as espécies do gênero, *B. trimera* se destaca, não somente por uso medicinal, mas pelo volume de estudos existentes sobre sua composição química e atividade biológica. As classes de compostos naturais encontrados em *B. trimera* são os diterpenóides (Torres *et al.* 2000), flavonóides (Gené *et al.* 1996, Borella *et al.* 2006), saponinas (Chicourel *et al.* 1998) e óleos voláteis (Naves 1959). *B. trimera* é pouco cultivada e é alvo de práticas extrativistas pela elevada demanda no mercado de fitoterápicos. Por esse motivo, é de interesse avaliar seu desenvolvimento e sua fitoquímica nos ecossistemas onde ocorre espontaneamente.

Neste trabalho, foram verificadas alterações no rendimento de óleos voláteis (tabela 2, Capítulo 1), porém sua composição química manteve-se paticamente inalterada, quando se comparam as amostras de óleos de plantas de *B. trimera* co-ocorrentes na RBEE de Mogi Guaçu (Cerrado) e RBAS de Paranapiacaba (Mata Atlântica) (figura 1, Capítulo 1). Os fatores climáticos mais contrastantes entre essas áreas, durante o período de coleta das plantas, foram as temperaturas máximas, precipitação anual e umidade relativa do ar (tabela 1, Capítulo 1). Gottlieb *et al.* (1996) reportaram que as rotas de origem dos metabólitos ativos na natureza são estimuladas durante

estádios particulares de desenvolvimento do vegetal ou de fatores ambientais que interferem na produção desses compostos.

Em todas as amostras de óleos voláteis das plantas de *B. trimera* coletadas sazonalmente nas áreas de Cerrado e Mata Atlântica, o carquejol foi o componente majoritário (tabelas 3-6, Capítulo 1). Além do carquejol e seu derivado acetilado, o acetato de carquejila, os compostos α -pineno, germacreno-D, biciclogermacreno, germacreno-B, β -cariofileno, aromadendreno e espatulenol apresentaram áreas de pico indicaram haver mais de 10% de concentração dessas substâncias. Embora não se tenham encontrado alterações na qualidade dos óleos voláteis entre as duas áreas de coleta, β -felandreno e terpinoleno, foram os compostos exclusivos dos óleos voláteis de plantas de *B. trimera* coletadas em áreas de Mata Atlântica. Para a área de Cerrado, não foi encontrado nenhum composto exclusivo.

Alterações na composição do óleo volátil têm sido observadas dependendo da origem geográfica do material, o que levou à hipótese de que poderiam depender de fatores ambientais (Zoghbi *et al.* 1998, Douglas *et al.* 2004). A caracterização das diversas amostras de óleos voláteis de *B. trimera* apresenta variação quantitativa e qualitativa, de acordo com a área onde as plantas foram coletadas (Naves 1959, Caujolle *et al.* 1960, Bauer *et al.* 1978, Siqueira *et al.* 1985, 1986, Chialva & Doglia 1990, Pocá 2005, Martins *et al.* 2005, Simões-Pires *et al.* 2005, Silva *et al.* 2006, Vargas *et al.* 2006). Este fato poderia indicar a presença de quimiotipos em plantas de *B. trimera*. Em geral, as espécies vegetais apresentam épocas específicas em que apresentam maior quantidade de princípios ativos em seus tecidos, podendo esta variação ocorrer tanto no período de um dia, como em uma ou mais épocas do ano (Simões & Spitzer 2004).

Diversos autores atribuíram variações no rendimento e na composição química dos óleos voláteis às diferenças dos parâmetros ecológicos, climáticos e geográficos, nomeando os quimiotipos de acordo com os componentes majoritários dos óleos voláteis (Flamini *et al.* 2003, Castro *et al.* 2004b, Oliveira *et al.* 2005b, Rossato *et al.* 2006, Dob *et al.* 2007, Hess *et al.* 2007). Alguns estudos, no entanto, reforçam a idéia de que as diferenças na composição de óleos voláteis

de quimiotipos cultivados lado a lado, não constituem produto da influência de fatores ambientais, mas refletem variação genotípica infraespecífica entre as plantas (Tavares *et al.* 2005, Chaves *et al.* 2006). Neste estudo, esse tipo de experimento não foi realizado com plantas de *B. trimera*.

Entre as espécies do gênero *Baccharis* observou-se pouca variação na composição química dos óleos voláteis, indicando não haver quimiotipos (Capítulo 4). No entanto, são poucos os estudos consideraram a influência de fatores edafoclimáticos no rendimento e na caracterização química dos óleos. Ainda se fazem necessários outros estudos comparativos com as espécies do gênero *Baccharis* para verificar a ocorrência de quimiotipos em suas espécies. As atividades biológicas testadas até o momento são baseadas principalmente nas propriedades antifúngica, antibacteriana e inseticida dos óleos voláteis (tabela 1, Capítulo 4).

Sob condições semi-controladas, as amostras de óleos voláteis de estacas caulinares de *B. trimera*, obtidas de plantas matrizes em áreas de Cerrado e Mata Atlântica, e crescidas sob diferentes fotoperíodos (8, 12, 16 e 20 h), mostraram que os compostos sesquiterpênicos biciclogermacreno e espatulenol foram os majoritários em todos os fotoperíodos nas áreas de coleta (tabela 4, Capítulo 3). Condições artificiais e controladas de crescimento podem causar alterações metabólicas nas plantas pela maior ou menor exposição à luz e, conseqüentemente variar a síntese e o conteúdo de metabólitos secundários. Outros fatores, como a capacidade do vaso e a quantidade de água disponível para a planta, também podem interferir no metabolismo secundário das plantas. Em condições de cultivo diferentes desse estudo, óleos voláteis extraídos de órgãos aéreos de *B. trimera* tiveram os compostos indano (Pocá 2005) e o espatulenol (Silva *et al.* 2006) como majoritários.

Os terpenos abrangem uma grande variedade de substâncias de origem vegetal e sua importância ecológica como defensivos de plantas está bem estabelecida (Harbone 1993). Os óleos voláteis de *B. trimera*, obtidos de plantas frescas de áreas de Mata Atlântica no verão, primavera e inverno (tabela 6, Capítulo 1), apresentaram forte atividade antifúngica contra *Cladosporium cladosporioides* e *C. sphaerospermum*. Os microorganismos *Staphylococcus aureus* e *Candida*

albicans foram mais suscetíveis aos óleos voláteis da população de plantas do Cerrado. Na presença dos óleos voláteis, a germinação de sementes de alface também foi inibida, sendo mais acentuada na concentração mais elevada do óleo (tabela 8, Capítulo 1). Embora a composição química dos óleos voláteis de *B. trimera* tenha sido semelhante durante o período de coleta nas duas áreas (tabelas 2-5, Capítulo 1), a resposta dos diferentes organismos aos testes de atividade biológica ao mesmo óleo pode ser muito diverso (Nascimento *et al.* 2007).

As respostas das plantas aos aleloquímicos também são diversas e está bem estabelecido que os efeitos alelopáticos seriam provocados pela interação de compostos (Rizvi & Rizvi 1992). A germinabilidade (tabelas 1 e 2) e a distribuição da germinação das sementes-teste no tempo (figuras 1-4), bem como o crescimento de plântulas de alface e tomate (figuras 5-8), na presença de extratos aquosos de *B. trimera*, de acordo com as condições experimentais, foram alterados. No caso de *B. trimera*, os flavonóides ocorrem em grande quantidade e possivelmente seriam os compostos responsáveis pela alelopátia (Soicke & Leng-Peschow 1987, Souza *et al.* 1991, Gené *et al.* 1996). No entanto, ainda é necessária a realização de uma triagem fitoquímica sazonal nos extratos aquosos de *B. trimera* e testes de atividade dos compostos isolados para definir, com precisão, aqueles que apresentam ação alelopática.

Além dos flavonóides, outros componentes químicos ativos de *B. trimera*, com potencial alelopático, foram avaliados quanto à sazonalidade. Chicourel *et al.* (1998) verificaram que o conteúdo de saponinas e flavonóides se manteve constante durante a maior parte do ano. Já no estudo de Borella *et al.* (2001, 2006), teores maiores de flavonóides foram obtidos quando as plantas foram colhidas no verão. Silva *et al.* (2006) obtiveram, de plantas de *B. trimera* silvestres e cultivadas, o maior teor de uma flavona no período de novembro-março, em que a temperatura e a pluviosidade foram mais altas e, conseqüentemente, houve maior umidade do solo, sendo, portanto, a estação úmida a mais propícia para o acúmulo deste metabólito.

O comprimento relativo dos dias ou fotoperíodo é outro fator ambiental que afeta o desenvolvimento das plantas e está diretamente ligado às variações sazonais do ambiente. Estacas

de *B. trimera* provenientes de regiões de Cerrado responderam ao aumento do fotoperíodo (figura 2, Capítulo 3) e delas foram obtidas quantidades maiores de massa seca. O aumento da massa seca de plantas sob condições de dias longos é uma resposta extremamente comum (Hay 1990). No entanto, estacas originárias da região de Mata Atlântica foram indiferentes aos tratamentos fotoperiódicos (figura 2, capítulo 3) e cresceram menos em relação às estacas de áreas de Cerrado. Na RBAS de Paranapiacaba, de onde as estacas foram retiradas, as plantas estão expostas continuamente a períodos de intensa neblina, o que poderia limitar a captação da luz pelas plantas. Adams & Langton (2005) comentaram que em condições de irradiância atenuada, as plantas, geralmente, têm diminuída sua capacidade fotossintética, o que refletiria no seu ritmo de crescimento.

De acordo com os resultados obtidos neste estudo, pode-se concluir que os óleos voláteis produzidos por plantas de *B. trimera* apresentam caracterização química semelhante nas duas áreas de amostragem, Cerrado e Mata Atlântica, no Estado de São Paulo. No entanto, os óleos voláteis podem variar quanto ao seu rendimento, possivelmente em função de variações sazonais do ambiente, incluindo o fotoperíodo, precipitação e o tipo do material vegetal (fresco ou seco) utilizado nas extrações. A atividade biológica dos óleos voláteis incluindo a alelopática, também está sujeita às alterações climáticas. Essas características permitem que plantas de *B. trimera* tenham sucesso na ocupação de vários habitats, seja pela volatilização de suas essências e pela liberação de outros compostos do metabolismo secundário no solo, que irão interferir nas interações com outras plantas e microorganismos.

8. Conclusões

1. As coletas sazonais permitiram observar que o rendimento dos óleos voláteis de plantas frescas e secas de *B. trimera*, coletadas tanto em áreas do Cerrado como da Mata Atlântica, foi maior quando houve diminuição da temperatura e da precipitação. Assim, outono e inverno são as épocas do ano em que há maior produção desses compostos.
2. O rendimento dos óleos voláteis extraídos do material vegetal seco de *B. trimera* sempre foi superior ao obtido com material fresco. Entre os anos de coleta, os maiores rendimentos de óleo volátil foram obtidos em 2006, o que mostra haver variações de produção dos óleos voláteis, independentes dos fatores considerados.
3. A composição química de óleos voláteis de *B. trimera* coletadas sazonalmente em áreas de Cerrado e Mata Atlântica manteve-se praticamente inalterada. O carquejol foi o componente majoritário em todas as amostras. Outros componentes ocorreram em concentrações maiores que 10%: acetato de carquejila, α -pineno, germacreno-D, biciclogermacreno, germacreno-B, β -cariofileno, aromadendreno e espatulenol.
4. Os hidrocarbonetos monoterpênicos β -felandreno e terpinoleno foram compostos exclusivos dos óleos voláteis de plantas de *B. trimera* coletadas em áreas de Mata Atlântica. Para o Cerrado, não foi encontrado nenhum composto exclusivo.
5. Os óleos voláteis extraídos de material fresco de plantas coletadas na Mata Atlântica, no verão, primavera e inverno apresentaram forte atividade contra *Cladosporium sphaerospermum* e *C. cladosporioides*. No entanto, as amostras de óleos voláteis de plantas secas das duas áreas de coleta, não apresentaram essa atividade.
6. A atividade biológica dos óleos voláteis variou, em plantas coletadas em todas as estações do ano, dependendo da área de coleta e tipo do material utilizado nas extrações (fresco ou seco). *Staphylococcus aureus* e *Candida albicans* foram os microorganismos mais suscetíveis; a inibição da germinação de sementes de alface foi dose-dependente.

7. Foi demonstrado o efeito inibidor dos extratos aquosos de *B. trimera* na germinação de sementes e no crescimento inicial de espécies-teste. As sementes de tomate foram mais sensíveis a esses efeitos alelopáticos do que as de alface.
8. As estacas de plantas de *B. trimera* coletadas em Cerrado foram sensíveis aos tratamentos fotoperiódicos: o número de brotações laterais foi maior sob fotoperíodos de 12 h e 20 h e as estacas nos fotoperíodos de 12 h, 16 h e 20 h tiveram maiores valores de massa seca.
9. Houve predominância de compostos sesquiterpênicos nos óleos voláteis obtidos das estacas de *B. trimera*, em todos os fotoperíodos aplicados. Biciclogermacreno e espatulenol foram os componentes majoritários. Nessas condições de crescimento, nas amostras de óleos voláteis de estacas do Cerrado, 1-*epi*-cubenol foi encontrado apenas nas plantas mantidas nos fotoperíodos de 8 h e nas plantas de Mata Atlântica, δ -cadineno ocorreu apenas em fotoperíodos de 8 h, 12 h e 16 h.

9. Literaturas citadas na Introdução Geral e Discussão Geral

- Abad, M.J. & Bermejo, P.** 2007. *Baccharis* (Compositae): a review update. *Arkivoc* vii: 76-96.
- Abad, M.J., Bermejo, P., Gonzales, E., Iglesias, I., Irurzun, A. & Carrasco L.** 1999. Antiviral activity of Bolivian plant extracts. *Genetic Pharmacology* 32: 499-503.
- Adams, S.R. & Langton, F.A.** 2005. Photoperiod and plant growth: a review. *Journal of Horticulture Science & Biotechnology* 80: 2-10.
- Agripino, D.G., Lima, M.E.L., Silva, M.R., Meda, C.I., Bolzani, V.S., Cordeiro, I., Young, M.C.M. & Moreno, P.R.H.** 2004. Screening of Brazilian plants for antimicrobial and DNA-damaging activities. I. Atlantic Rain Forest - Ecological Station Juréia-Itatins. *Biota Neotropica* 4: 2004.
- Albuquerque, U.P., Andrade, L.H.C. & Silva, A.C.O.** 2005. Use of plant resources in a seasonal dry forest (northeastern Brazil). *Acta Botanica Brasilica* 19: 27-38.
- Almeida-Cortez, J.S., Shipley, B. & Arnason, J.T.** 1999. Do plant species with high relative growth rates have poorer chemical defences? *Functional Ecology* 13: 819-827.
- Alho, C.J.R. & Martins, E.S.** 1995. *De Grão em Grão, o Cerrado Perde Espaço (Cerrado - Impactos do Processo de Ocupação)*. Brasília, DF, Brasil: WWF.
- Alves, T.M.A., Silva, A.F., Brandão, M., Grandi, T.S.M., Smânia, E.F.A., Smânia Jr., A. & Zani, C.L.** 2000. Biological screening of Brazilian medicinal plants. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 95: 367-373.
- Amorozo, M.C.M.** 2002. Uso e diversidade de plantas medicinais em Santo Antônio de Leverger, MT, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 16: 189-203.
- Araújo, J.C.L.V., Lima, E.O., Ceballos, B.S.O., Freire, K.R.L., Souza, E.L. & Santos Filho, L.** 2004. Ação antimicrobiana de óleos essenciais sobre microrganismos potencialmente causadores de infecções oportunistas. *Revista de Patologia Tropical* 33: 55-64.

- Avancini, C.A.M., Wiest, J.M. & Munstock, E.** 2000. Atividade bacteriostática do decocto de *Baccharis trimera* (Less.) D.C., Compositae, carqueja, como desinfetante ou anti-séptico. Arquivo Brasileira de Medicina Veterinária e Zootecnia 52: 230-234.
- Bagchi, G.D., Jain, D.C. & Cimap, P.O.** 1997. Arteether: a potent plant growth inhibitor cadinenes from *Artemisia annua*. Phytochemistry 45: 1131-1133.
- Badeck ,F.W., Bondeau, A.B.K., Doktor, D., Lucht, W., Schaber, J. & Sitch, S.** 2004. Response of spring phenology to climate change. New Phytologist 162: 295-309.
- Baker, J.G.** 1882-1884. Compositae. In: C.F. Martius (ed.). Flora brasiliensis: enumeratio plantarum 6(3). J. Cramer, Weinheim.
- Balandrin, M.F., Klocke, J.A. & Bollinger, W.H.** 1985. Natural plant chemicals: sources of industrial and medicinal materials. Science 285: 1154-1160.
- Balandrin, M.F., Kinghorn, A.D. & Farnsworth, N.R.** 1993. Plant-derived natural products in drug discovery and development. In: A.D. Kinghorn & M.F. Balandrin (eds.). Human medicinal agents from plants. Washington: American Chemical Society, p. 2-12
- Bara, M.T.F. & Vanetti, M.C.D.** 1997. Estudo da atividade antibacteriana de plantas medicinais, aromáticas e corantes naturais. Revista Brasileira de Farmacognosia 7/8: 22-34.
- Barroso, G.M.** 1976. Compositae, Subtribo Baccharidinae Hoffman. Estudo das espécies ocorrentes no Brasil. Rodriguésia 28: 3-273.
- Bauer, L., Silva, G., Siqueira, N., Bacha, C. & Sant'Ana, B.** 1978. Os óleos essenciais de *Baccharis dracunculifolia* e *Baccharis genistelloides* Pers. do Rio Grande do Sul. Revista Centro Ciência Saúde 6: 7-12.
- Begossi, A., N. Hanazaki & Tanashiro, J.** 2002. Medicinal plants in the Atlantic Rain Forest (Brazil): knowledge, use and conservation. Human Ecology 30: 281-299.
- Benhamou, N.** 1996. Elicitor-induced plant defense pathways. Trends in Plant Science 1: 233-240.

- Benoit-Vical, F., Valentin, A., Mallié, M. & Bessière, J.M.** 2001. Antiplasmodial activity of *Colchosperrum planchonii* and *C. tinctorium* tubercle essential oils. *Journal of Essential Oil Research* 13: 65-67.
- Betina, V.** 1973. Bioautography in paper and thinlayer chromatography and its scope in the antibiotic. *Journal of Chromatography* 78: 41-51.
- Bhavanani, S.L. & Ballow, C.H.** 1992. New agents for Gram-positive bacteria. *Current Opinion in Microbiology* 13: 528-534.
- Biasi, L.A. & De Bona, C.M.** 2000. Propagação de carqueja (*Baccharis trimera* (Less.) A.P. de Candolle) por meio de estaquia. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 2: 37-43.
- Blum, U.** 1996. The use of plant-microbe-soil model system for characterizing allelopathic interactions involving mixtures of phenolic acids and/or other compounds. *Journal of Nematology* 28: 259-267.
- Bona, C.M., Biasi, L.A., Costa, G., Zanette, F. & Nakashima, T.** 2003. Calagem e sombreamento na produção de biomassa e rendimento de óleo essencial em carqueja (*Baccharis trimera* A.P. de Candolle). *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 6: 28-32.
- Bona, C.M., Biasi, L.B. & Nakashima, T.** 2005. Estaquia de três espécies de *Baccharis*. *Ciência Rural* 35: 223-226.
- Borella, J.C., Fontoura, A., Menezes Júnior, A. & França, S.C.** 2001. Influência da adubação mineral (N-P-K) e sazonalidade no rendimento e teor de flavonóides em indivíduos masculinos de *Baccharis trimera* (Asteraceae) - Carqueja. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 4: 99-102.
- Borella, J.C., Duarte, D.P., Novaretti, A.A.G., Menezes Júnior, A., França, S.C., Rufato, C.B., Santos, P.A.S., Veneziani, R.C.S., Lopes, N.P.** 2006. Variabilidade sazonal do teor de saponinas de *Baccharis trimera* (Less.) DC (Carqueja) e isolamento de flavona. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 16: 557-561.
- Breitmaier, E.** 1999. Terpene. Stuttgart: Teubner.

- Bremer, K.** 1994. Asteraceae. Cladistics and Classification. Timber Press, Portland.
- Budel, J.M., Duarte, M.R. & Santos, C.A.M.** 2004. Parâmetros para análise de carqueja: comparação entre quatro espécies de *Baccharis* spp. (Asteraceae). Revista Brasileira de Farmacognosia 14: 41-48.
- Burbott, A.J. & Loomis, W.D.** 1967. Effect of light and temperature on the monoterpenes of peppermint. Plant Physiology 42: 20-28.
- Câmara, G.M.** 1991. Efeito do fotoperíodo e da temperatura no crescimento, florescimento e maturação de cultivares de soja (*Glycine max*). Tese de Doutorado, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.
- Carreira, R.C. & Zaidan, L.B.P.** 2003. Estabelecimento e crescimento inicial de *Miconia albicans* (Sw.) Triana e *Schizocentron elegans* (Meissn.), sob fotoperíodos controlados. Hoehnea 30: 155-161.
- Carson, C.F. & Riley, T.V.** 1995. Antimicrobial activity of the major components of the essential oil of *Melaleuca alternifolia*. Journal of Applied Bacteriology 74: 264-269.
- Carvalho, R.I.N., Giublin, L.M., Ripka, M., Wachowisk, C.M., Nolasco, M.A., Scheffer, M.C., Radomski, M.I.** 2005. Pré-resfriamento e temperatura para germinação de sementes de carqueja. Scientia Agrária 6: 79-84.
- Castro, H.G.C. & Ferreira, F.A.** 2000. Contribuição ao estudo das plantas medicinais: carqueja (*Baccharis genistelloides*). Viçosa : UFV.
- Castro, A.H.F., Young, M.C.M., Alvarenga, A.A. & Alves, J.D.** 2001. Influence of photoperiod on the accumulation of allantoin in comfrey plants. Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal 13: 49-54.
- Castro, H.G., Ferreira, F.A., Silva, D.J.H. & Mosquin, P.R.** 2004a. Contribuição ao estudo das plantas medicinais. Metabólitos secundários. 2a. ed., Viçosa, Minas Gerais.

- Castro, H.G., Oliveira, L.O., Barbosa, L.C.A., Ferreira, F.A., Silva, D.J.H., Mosqim, P.R. & Nascimento, E.N.** 2004b. Teor e composição do óleo essencial de cinco acessos de mentrasto. *Química Nova* 27: 55-57.
- Caujolle, F., Meynier, D. & Cros, J.** 1960. Pharmacological study of carquejol and its derivatives. *Therapie* 15: 931-939.
- Cechinel Filho, V. & Yunes, R.A.** 1998. Estratégias para a obtenção de compostos farmacologicamente ativos a partir de plantas medicinais. Conceitos sobre modificação estrutural para otimização da atividade. *Química Nova* 21: 99-105.
- Chaves, F.C.M., Bizzo, H.R., Angelo, P.C.S., Xavier, J.J.B.N. & Sá Sobrinho, A.F.** 2006. Rendimento e composição química do óleo essencial de folhas de dois morfotipos de sacaca (*Croton cajucara* Benth.). *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 8: 117-119.
- Cheng, H.H.** 1992. A conceptual framework for assessing allelochemicals in the soil environment. *In: S.J.H. Rizvi & V. Rizvi (eds.). Allelopathy: basic and applied aspects.* London, Chapman & Hall. pp. 115-128.
- Chialva, F. & Doglia G.** 1990. Essential oil from Carqueja (*Baccharis genistelloides* Pers.). *Journal of Essential Oil Research* 2: 173-177.
- Chicourel, E.L., Pimenta, D.S., Jorge, L.I.F. & Ferro, V.O.** 1998. Contribuição ao conhecimento analítico de três compostas medicinais. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 7/8: 59-66.
- Cimanga, K., Kambu, K., Tona, L., Apers, S., De Bruyne, T., Hermans, N., Totté, J., Pieters, L. & Vlietinck, A.J.** 2002. Correlation between chemical composition and antibacterial activity of essential oils of some aromatic medicinal plants growing in the Democratic Republic of Congo. *Journal of Ethnopharmacology* 72: 213-330.
- Clark, R.J. & Menary, R.C.** 1980. Environmental effects on peppermint. I. Effects of day-length, photon flux density, night temperature and day temperature on yield and composition of peppermint oil. *Australian Journal of Plant Physiology* 7: 685-692.

- Conte, L.A.** 1996. Shaman pharmaceuticals' approach to drug development. *In*: M.J. Balick, E. Elisabetsky & A.S. Laird (eds.). Medicinal resources of the Tropical Forest - biodiversity and its importance to human health. New York: Columbia University Press, p. 94-100.
- Corrêa, M.P.** 1931. Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas. vol. 2, Ministério da Agricultura.
- Cortadi, A., Di Sapio, O., Mc Cargo, J., Scandizzi, A., Gattuso, S. & Gattuso, M.** 1999. Anatomical studies of *Baccharis Articulata*, *Baccharis Crispa* and *Baccharis Trimeria*, "carquejas" used in folk medicine. *Pharmaceutical Biology* 35: 357-365.
- Costa, T.R., Fernandes, O.F.L., Santos, S.C., Oliveira, C.M.A., Lião, L.M., Ferri, P.H., Paula, J.R., Ferreira, H.D., Sales, B.H.N. & Silva, M.R.R.** 2000. Antifungal activity of volatile constituents of *Eugenia dysenterica* leaf oil. *Journal of Ethnopharmacology* 72: 111-117.
- Coutinho, L.M.** 1962. Contribuição ao conhecimento da ecologia da mata pluvial tropical. *Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade de São Paulo* 257, Botânica 18: 11-219.
- Craveiro, A.A. & Machado, M.I.L.** 1986. De aromas, insetos e plantas. *Ciência Hoje* 4: 54-63.
- Craveiro, A.A., Fernandes, A.G., & Andrade, C.H.S.** 1981. Óleos essenciais de plantas do nordeste. Fortaleza: EUFC.
- Cuatrecasas, J.** 1967. Revisión de las especies colombianas del género *Baccharis*. *Revista Acadêmica Colombiana de Ciências Exatas* 13: 5-102.
- Daily, A., Wagner H. & Seligmann, O.** 1984. Hispidolin and stigmasta-7,22-dien-3-ol from *Baccharis genistelloides*. *Fitoterapia* 55: 236-238.
- Deans, S.G. & Waterman, P.G.** 1993. Biological activity of volatile oils. *In*: R.K.M. Hay & P.G. Waterman (eds.). Volatile oils crops: their biology, biochemistry and production. Essex: Longman Group, p. 97-109.
- De La Puerta, R. & Herrera, M.D.** 1995. Spasmolytic action of the essential oil of *Achillea ageratum* L. in rats. *Phytotherapy Research* 9: 150-152.

- De las Heras, B., Slowing, K., Benedí, J., Carretero, E., Ortega, T., Toledo, C., Bermejo, P., Iglesias, I., Abad, M., Gómez-Serranillos, P., Liso, P.A., Villar, A. & Chiriboga, X.** 1998. Antiinflammatory and antioxidant activity of plants used in traditional medicine in Ecuador. *Journal of Ethnopharmacology* 61: 161-166.
- Demetzos, C., Katerinopoulos, H., Kouvarakis, A., Stratigukis, N., Loukis, A., Ekomomakis, C., Spiliotis, V. & Tsaknis, J.** 1997. Composition and antimicrobial activity of essential oil of *Cistus creticus* subsp. *eriocyhalus*. *Planta Medica* 63: 477-478.
- De Vuono, Y.S., Barbosa, L.M. & Batista, E.A.** 1982. A Reserva Biológica de Moji-Guaçu. *Silvicultura em São Paulo* 16a: 548-558.
- Dichel, M.L., Rates, S.M.K. & Ritter, M.R.** 2007. Plants popularly uses for losing weight purposes in Porto Alegre, South Brazil. *Journal of Ethnopharmacology* 109: 60-71.
- Di Stasi, L.C., Oliveira, G.C. & Carvalhães, M.A.** 2002. Medicinal plants popularly used in the Brazilian Tropical Atlantic Forest. *Fitoterapia* 73: 69-91.
- Dob, T., Berramdane, T. & Cheighoum, C.** 2007. Essential oil composition of *Pinus halepensis* Mill. from three different regions of Algeria. *Journal of Essential Oil Research* 19: 40-43.
- Domingos, M., Poggiani, F., Struffaldi-Devuono, Y. & Lopes, M.I.M.S.** 1995. Precipitação pluvial e fluxo de nutrientes na floresta da Reserva Biológica de Paranapiacaba, sujeita aos poluentes atmosféricos de Cubatão, SP. *Revista Brasileira de Botânica* 18: 119-131.
- Domingos, M., Klumpp, A. & Klumpp, G.** 1998. Air pollution impact on the atlantic forest in the Cubatão region, SP, Brazil. *Ciência e Cultura* 50: 230-236.
- Domingos, M., Lopes, M.I.M.L. & Struffaldi-De Vuono, Y.** 2000. Nutrient cycling disturbance in Atlantic Forest sites affected by air pollution coming from the industrial complex of Cubatão, Southeast Brazil. *Revista Brasileira de Botânica* 23: 77-85.
- Dorman, H.J.D. & Deans, S.G.** 2000. Antimicrobials agents from plants: antibacterial activity of plant volatile oils. *Journal of applied Microbiology* 88: 308-316.

- Douglas, M.H., Van Klink, J.W., Smallfield, B.M., Perry, N.B., Anderson, R.E., Johstone, P. & Weavers, R.T.** 2004. Essential oils from New Zealand manuka: triketone and other chemotypes of *Leptospermum scoparium*. *Phytochemistry* 65: 1255-1264.
- Dudai, N., Putievsky, E., Ravid, U., Palevitch, D. & Halevy, A.H.** 1992. Monoterpene content in *Origanum syriacum* as affected by environmental conditions and flowering. *Physiologia Plantarum* 84: 453-459.
- Durigan, G., Siqueira, M.F., Franco, G.A.D.C., Bridgewater, S. & Ratter, J.A.** 2003. The vegetation of priority areas for cerrado conservation in São Paulo State, Brazil. *Edinburg Journal of Botany* 60: 217-241.
- Duryiaprapan, S. & Britten, E.J.** 1986. The effect of photoperiod on flowering and oil production of Japanese mint under controlled environments conditions. *Thailandese Journal of Agriculture Science* 19: 313-320.
- Einhelling, F.A.** 1996. Interactions involving allelopathy in cropping systems. *Agronomic Journal* 88: 886-893.
- Espinar, L.A.** 1973. Las especies de *Baccharis* (Compositae) de Argentina Central. *Boletim da Academia Nacional de Ciências* 50: 176-305.
- Espírito-Santo, M.M., Fernandes, G.W., Allain, L.R. & Reis, T.R.F.** 1999. Tannins in *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae): effects of seasonality, water availability and plant sex. *Acta Botanica Brasilica* 13: 167-174.
- Fahlén, A., Welander, M. & Wennersten, R.** 1997. Effects of light temperature regimes on plant growth and essential oil yield of selected aromatic plants. *Journal of Science Food and Agriculture* 73: 111-119.
- Faouzia, H., Souad, F.T. & Tantaoui-Elaraki, A.** 1993. Antimicrobial activity of twenty-one *Eucalyptus* essential oils. *Fitoterapia* 64: 71-77.
- Farmacopéia Brasileira.** 2001. 4ª Edição. Atheneu: São Paulo.

- Ferdous, A.J., Islam, S.M., Ahsan, M., Hasan, C.M. & Ahmed, Z.V.** 1992. In vitro antibacterial activity of the volatile oil of *Nigella sativa* seeds against multiple drug resistant isolates of *Shigella*, *V. cholerae* and *E. coli*. *Phytotherapy Research* 6: 137-140.
- Feresin, G.E., Tapia, A., Jiménez, A., Ravelo, A.G., Zacchino, S., Sortino, M. & Schmeda-Hirschmann, G.** 2003. Constituents of the Argentinian medicinal plant *Baccharis grisebachii* and their antimicrobial activity. *Journal of Ethnopharmacology* 89: 73-80.
- Ferreira, A.G. & Aquila, M.E.A.** 2000. Alelopatia: uma área emergente da ecofisiologia. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal* 12(edição especial): 175-204.
- Figueiredo, G.M., Leitão-Filho, H.F. & Begossi, A.** 1997. Ethnobotany of Atlantic Forest Coastal Communities: II. Diversity of plant uses at Sepetiba Bay (SE Brasil). *Human Ecology* 25: 353-360.
- Flamini, G., Cioni, P. L., Morelli, I., Maccioni, S. & Baldini, R.** 2004. Phytochemical typologies in some populations of *Myrtus communis* L. on caprione promontory (East Liguria, Italy). *Food Chemistry* 85: 599-604.
- Gamberini, M.T.** 1991. Inhibition of gastric secretion by a water extract from *Baccharis triptera* Mart. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 86: 137-139.
- Gazzaneo, L.R.S., Lucena, R.F.P. & Albuquerque, U.P.** 2005. Knowledge and use of medicinal plants by local specialists in an region of Atlantic Forest in the state of Pernambuco (Northeastern Brazil). *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 1: 9-16.
- Geissman, T.A. & Crout, D.H.G.** 1969. Organic chemistry of secondary plant metabolism. San Francisco: Freeman, Cooper and Company.
- Gené, R.M., Marin, E. & Adzet, T.** 1992. Anti-inflammatory effect of aqueous extracts of three species of the genus *Baccharis*. *Planta Medica* 58: 565-566.
- Gené, R.M., Cartañá, C., Adzet, T., Marín, E., Parella, T. & Cañigüeral, S.** 1995. Anti-inflammatory and analgesic activity of *Baccharis trimera*: identification of its active constituents. *Planta Medica* 62: 232-235.

- Gianello, J.C., Ceñal J.P., Giordano, O.S., Tonn, C.E., Petenatti, M.E., Petenatti, E.M. & Del Vitto, L.A.** 2000. Medicamentos herbários en el centro-oeste argentino II. “Carquejas”: control de calidad de las drogas oficiales e sustituyentes. *Acta Farmacêutica Bonaerense* 19: 99-103.
- Giuliano, D.A.** 2001. Clasificación infragenérica de las especies argentinas de *Baccharis* (Asteraceae, Astereae). *Darviniana* 39: 131-154.
- Gonçalves, L.A., Barbosa, L.C.A., Azevedo, A.A., Casali, V.W.D. & Nascimento, E.A.** 2003. Produção e composição do óleo essencial de Alfavaquinha (*Ocimum selloi* Benth.) em resposta a dois níveis de radiação solar. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 6: 8-14.
- Gottlieb, O.R., Kaplan, M.A.C., Borin, M.R.M.B.** 1996. Biodiversidade: um enfoque químico-biológico. UFRJ, Rio de Janeiro.
- Grandi, T.S.M., Trindade, J.A., Pinto, M.J.F., Ferreira, L.L. & Catella, A.C.** 1989. Plantas medicinais de Minas Gerais. *Acta Botanica Brasilica* 3: 185-224.
- Hanazaki, N., Leitão-Filho, H.F. & Begossi, A.** 1996. Uso de recursos na Mata Atlântica: o caso da Ponta do Almada (Ubatuba, Brasil). *Interciencia* 21: 268-276.
- Hammer, K.A., Carson, C.F. & Riley, T.V.** 1999. Antimicrobial activity of essential oils and other plants extracts. *Journal of Applied Microbiology* 86: 985-990.
- Hammerschmidt, F.J., Clark, A.M., Soliman, F.M., El-Kashoury, E.S., Abdel Kawy, F.J. & El-Fishawy, A.M.** 1993. Chemical composition and antimicrobial activity of essential oils of *Jasonia candicans* and *J. montana*. *Planta Medica* 59: 68-70.
- Harbone, J.B.** 1988. Introduction to ecological biochemistry. 3^a Ed. London: Academic.
- Harborne, J.B.** 1993. Advances in chemical ecology. *Natural Products Reports* 10: 327-348.
- Hay, R.K.M.** 1990. The influence of the photoperiod on the dry matter production of grasses and cereals. *New Phytologist* 116: 233-254.
- Hazen, K.C.** 1995. New and emerging pathogen yeasts. *Clinical Microbiology Review* 8: 462-478.
- He, K., Montenegro, G., Hoffmann, J.J. & Timmermann, B.N.** 1996. Diterpenoids from *Baccharis linearis*. *Phytochemistry* 41: 1123-1127.

- Heide, O.M. 1993.** Daylength and thermal time responses of budburst during dormancy release in some northern deciduous trees. *Physiologia Plantarum* 88: 531-540.
- Heldt, H.W. 1997.** Plant biochemistry & molecular biology. New York: Oxford University Press.
- Hellwig F.H. 1996.** Taxonomy and evolution of Baccharidinae (Compositae). *In: D.J.N. Hind & H.J. Beentje (eds.) Compositae: Systematics. Proceedings of the International Compositae Conference. Kew, Royal Botanic Gardens* 1: 575-590.
- Herrera, J.C., Rosas Romero, A.J., Crescente, O.E., Acosta, M. & Pekerar, S. 1996.** Analysis of 5-hydroxy-7-methoxyflavones by normal-phase high-performance liquid chromatography. *Journal of Chromatography* 740: 201-206.
- Hess, S.C., Peres, M.T.L.P., Batista, A.L., Rodrigues, J.P., Tiviroli, S.C., Oliveira, L.G.L., Santos, C.W.C., Fedel, L.E.S., Crispim, S.M.A., Smania Júnior, S., Smania, E.F.A., Flach, A. & Pantaroto, S. 2007.** Evaluation of seasonal changes in chemical composition and antibacterial activity of *Elyonurus muticus* (Sprengel) O. Kuntze (Graminae). *Química Nova* 30: 370-373.
- Hind, D.J.N. & Beentje, H.J. 1996.** Compositae: Systematics. Proceedings of the International Compositae Conference, Kew, 1994. Royal Botanic Garden 1: 621-626.
- Hinou, J.B., Harvala, C.E. & Hinou, E.B. 1989.** Antimicrobial activity of 32 common constituents of essential oils. *Pharmazie* 44: 302-303.
- Hirschmann, G.S. & Arias, A.R. 1990.** A survey of medicinal plants of Minas Gerais, Brazil. *Journal of Ethnopharmacology* 29: 159-172.
- Hoehne, F.C. 1925.** Album da Secção Botanica do Museu Paulista e suas dependencias, etc. Imprensa Methodista, São Paulo.
- Homans, A .L.; Fuchs, A. 1970.** Direct bioautography on thin-layer cromatograms as method for detecting fungitoxi substances. *Journal of Chromatography* 51: 327-329.
- Inderjit & Moral, R.D. 1997.** Is separating resource competition from allelopathy realistic? *The Botanical Review* 63: 221-230.

- Isejima, E.M., Figueiredo-Ribeiro, R.C.L. & Zaidan, L.B.P.** 1991. Fructan composition in adventitious tuberous roots of *Viguiera discolor* Backer (Asteraceae) as influenced by daylength. *New Phytologist* 119: 149-154.
- Jarvis, B.B., Mokhtari-Rejali, N., Schenkel, E.P., Barros, C.S. & Matzenbacher, N.I.** 1991. Tricothecene mycotoxins from Brazilian *Baccharis* species. *Phytochemistry* 30: 789-797.
- Juntilla, O., Svenning, M.M. & Solheim, B.** 1990. Effects of temperature and photoperiod on vegetative growth of white clover (*Trifolium repens*) ecotypes. *Physiologia Plantarum* 79: 435-438.
- Kambu, K., Phanzu, N., Coune, C., Wauters, J.N. & Angenot, L.** 1982. Contribution to the study of the insecticidal and chemical properties of *Eucalyptus saligna* of Zaire. *Planta Medica* 16(1): 34-38.
- Klein, A.L., Zaidan, L.B.P. & Felipe, G.M.** 1992. Flowering and heterophylly in *Bidens gardneri* Baker. *Revista Brasileira de Botânica* 15: 139-144.
- Klumpp, A., Klumpp, G., Domingos, M. & Silva, M.D.** 1996. Fluoride impact on native tree species of the Atlantic Forest near Cubatão, Brazil. *Water, Air and Soil Pollution* 87: 57-71.
- Kinghorn, A.D. & Kennelly, E.J.** 1995. Discovery of Highly Sweet Compounds from Natural Sources. *Journal of Chemical Education* 72: 676-680.
- Kronka, F.J.N., Nalon, M.A., Matsukuma, C.K., Pavão, M., Guillaumon, J.R., Cavalli, A.C., Giannotti, E. Iwane, M.S.S., Lima, L.M.P.R., Montes, J. Del Cali, I.H. & Haack, P.G.** 1998. Áreas de domínio do cerrado no estado de São Paulo. São Paulo: Secretaria de Estado do Meio Ambiente, Instituto Florestal.
- Kupchan, S.M., Jarvis, B.B., Dailey, R.G., Bright, J.W., Bryan, R.F. & Shizuri, Y.** 1976. Baccharin, a novel potent antileukemic tricothecene triepoxide from *Baccharis megagotarnica*. *Journal of American Chemical Society* 98: 7092-7093.

- Kuti, J.N., Jarvis, B.B., Mokhtari-Rejali, N. & Bean, G.A.** 1990. Allelochemical regulation of reproduction and seed germination of two Brazilian *Baccharis* species by phytotoxic trichothecenes. *Journal of Chemical Ecology* 16: 3441-3453.
- Ladeira, A.M.** 2002. Plantas medicinais com óleos essenciais. Governo do Estado de São Paulo, Secretaria do Estado do Meio Ambiente, Instituto de Botânica.
- Lemos, T.L.G., Matos, F.J.A., Alencar, J.W., Craveiro, A.A., Clark, A.M. & McChesney, J.D.** 1990. Antimicrobial activity of essential oils of Brazilian plants. *Phytotherapy Research* 4: 82-84.
- Lichtenthaler, H.K., Schwender, J., Disch, A. & Rohmer, M.** 1997. Biosynthesis of isoprenoids in higher plant chloroplasts proceeds via a mevalonate independent pathway. *FEBS Letters* 400: 271-274
- Lima, I.O., Oliveira, R.A.G., Lima, E.O., Farias, N.M.P. & Souza, E.L.** 2006. Atividade antifúngica de óleos essenciais sobre espécies de *Candida*. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 16: 197-201.
- Loaysa, I., Abujder, D., Aranda, R., Jakupovic, J., Collin, G., Deslauries, H. & Jean, F.I.** 1995. Essential oils of *Baccharis salicifolia*, *B. latifolia* and *B. dracunculifolia*. *Phytochemistry* 38: 381-389.
- Lonni, A.A.S.G., Scarminio, I.S., Silva, L.M.C. & Ferreira, D.T.** 2003. Differentiation of Species of the *Baccharis* Genus by HPLC and Chemometric Methods. *Analytical Sciences* 19: 1013-1017.
- Lonni, A.A.S.G., Scarminio, I.S., Silva, L.M.C. & Ferreira, D.T.** 2005. Numerical taxonomy characterization of *Baccharis* genus species by ultraviolet-visible spectrophotometry. *Analytical Sciences* 21: 235-239.
- Lopes, N.P., Kato, M.J., Andrade, E.H.A., Maia, J.G.S. & Yoshida M.** 1997. Circadian and seasonal variation in the essential oil from *Virola surinamensis* leaves. *Phytochemistry* 46: 689-693.

- Lorenzi, H.** 2000. Plantas Daninhas do Brasil - terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas. 3ª edição, Instituto Plantarum, Nova Odessa.
- Lorenzi, H. & Matos, F.J.A.** 2002. Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas cultivadas. Instituto Plantarum, Nova Odessa.
- Maciel, M.A.M., Pinto, A.C., Veiga Jr., V.F., Grynberg, N.F. & Echevarria, A.** 2002. Plantas medicinais: a necessidade de estudos multidisciplinares. *Química Nova* 25: 429-438.
- Malagarriga-Heras, R.D.P.** 1976. Nomenclator Baccharidinarum Omnium. *Mem. Soc. Ci. Nat. La Salle* 37: 129-224.
- Macedo, M.E., Consoli, R.A.G.B., Grandi, T.S.M., Anjos, A.M.G., Oliveira, A.B., Mendes, N.M., Queiroz, R.O., Zani, C.L.** 1997. Screening of Asteraceae (Compositae) plant extracts for larvicidal against *Aedes fluviatilis* (Diptera: Culicidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 92: 565-570.
- Machácková, I., Konstantinova, T.N., Sergeeva, L.I., Lozhnikova, V.N., Golyanovskaya, S.A., Dudko, N.D., Eder, J. & Aksenova, N.P.** 1998. Photoperiodic control of growth, development and phytohormone balance in *Solanum tuberosum*. *Physiologia Plantarum* 102: 272-278.
- Malizia, R.A., Cardell, D.A., Molli, J.S., González, S., Guerra, P.E. & Grau, R.J.** 2005. Volatile constituents of leaf oils from the genus *Baccharis*. Part I: *B. racemosa* (Ruiz et Pav.) DC. and *B. linearis* (Ruiz et Pav.) Pers. species from Argentina. *Journal of Essential Oil Research* 17: 103-106.
- Mann, J.** 1987. Secondary metabolism. 2ed. Oxford: Claredon.
- Martins, E.R., Castro, D.M. & Castellani, D.C.** 1994. Plantas Mediciniais, Imprensa Universitária, UFV Viçosa.
- Martins, E.R., Castro, D.M., Castellani, D.C. & Dias, J.E.** 1995. Plantas Mediciniais. Viçosa: UFV, Minas Gerais.

- Mantovani, W.** 1987. Análise florística e fitossociológica do estrato herbáceo-subarbusculo do cerrado na Reserva Biológica de Moji Guaçu e em Itirapina, SP. Tese de Doutorado, Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- Matuda, E.** 1957. El género *Baccharis* en México. *Annals of Institute of Biology* 28: 143- 273.
- Mazzati, G., Lu, M. & Salvatore, G.** 1998. Spasmolytic action of the essential oil from *Hypsopyrum officinalis* L. var. *decumbens* and its major constituents. *Phytotherapy Research* 12: 92-94.
- Méio, B.B., Freitas, C.V., Jatobá, L., Silva, M.E.F., Ribeiro, J.F. & Henriques, R.P.B.** 2003. Influência da flora das florestas Amazônica e Atlântica na vegetação do cerrado *sensu stricto*. *Revista Brasileira de Botânica* 26: 437-444.
- Meyer, J.J.M. & Afolayan, A.J.** 1995. Antibacterial activity of *Helichrysum aureonitens* (Asteraceae). *Journal of Ethnopharmacology* 47: 109-111.
- Mihaliak, C.A. & Lincoln, D.E.** 1985. Growth pattern and carbon allocation to volatile leaf terpenes under nitrogen-limiting conditions in *Heterotheca subaxillares* (Asteraceae). *Oecologia* 66: 423-426.
- Mors, W.B.; Rizzini, C.T.; Pereira, N.A.** 2000. Medicinal plants of Brazil. Michigan: Reference Publications.
- Moreira, F.P.M., Coutinho, V., Montanher, A.B.P., Caro, M.S.B., Brighente, I.M.C. & Pizzolatti, M.G.** 2003. Flavonóides e triterpenos de *Baccharis pseudotenuifolia* – Bioatividade sobre *Artemisia salina*. *Química Nova* 26: 309- 311.
- Myers, N., Mittermeier, R.A., Mittermeier, C.G., Fonseca, G.A.B. & Kent, J.** 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853-858.
- Nakasugi, T. & Komai, K.** 1998. Antimutagens in the brazilian folk medicinal plant carqueja (*Baccharis trimera* Less.). *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 46: 2560-2564.
- Nascimento, P.F.C., Nascimento, A.C., Rodrigues, C.S., Antonioli, A.R., Santos, P.O., Barbosa Júnior, A.M. & Trindade, R.C.** 2007. Atividade antimicrobiana dos óleos essenciais: uma abordagem multifatorial dos métodos. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 17: 108-113.

- Naves, Y.R.** 1959. Études sur les matières végétales volatiles CLIX (I). Sur phuille essentielle de carquéja de l'État de Santa Catarina (Brasil). Bulletin de la Societe Chimie France 11: 1871-1879.
- Nenoff, P., Haustein, U.F. & Brandt, W.** 1996. Antifungal activity of the essential oil of *Melaleuca alternifolia* (tea tree oil) against pathogenic fungi *in vitro*. Skin Pharmacology 9: 388-394.
- Nikaido, H. & Vaara, M.** 1985. Molecular basis of bacterial outer membrane permeability. Microbiology Review 49: 1-32.
- Oliveira, C.M.A., Silva, M.R.R., Kato, L., Silva, C.C., Ferreira, H.D. & Souza, L.K.H.** 2004. Chemical Composition and Antifungal Activity of the Essential Oil of *Hyptis ovalifolia* Benth. (Lamiaceae). Journal Brazilian of Chemical Society 15: 756-759.
- Oliveira, A.C.P., Endringer, D.C., Amorim, L.A.S., Brandão, M.G.L. & Coelho, M.M.** 2005a. Effect of the extracts and fractions of *Baccharis trimera* and *Syzygium cumini* on glycaemia of diabetic and non-diabetic mice. Journal of Ethnopharmacology 102: 465-469.
- Oliveira, R.N., Dias, I.J.M. & Câmara, C.A.G.** 2005b. Estudo comparativo do óleo essencial de *Eugenia punicifolia* (HBK) DC. de diferentes localidades de Pernambuco. Revista Brasileira de Farmacognosia 15: 39-43.
- Oliveira Filho, A.T. & Fontes, M.A.L.** 2000. Patterns of floristic differentiation among Atlantic forests in Southeastern Brazil and the influence of climate. Biotropica 32:793-810.
- Oliveira Filho, A.T. & Ratter, J.A.** 1995. A study of the origin of central Brazilian forests by the analysis of plant species distribution patterns. Edinburgh Journal of Botany 52:141-194.
- Onawunmi, G.O., Yisak, W.A.B. & Ogunlana, E.O.** 1984. Antibacterial constituents in the essential oil of *Cymbopogon citratus* (DC.) Stapf. Journal of Ethnopharmacology 12, 279–286.
- O'Neill, M.O. & Lewis, J.A.** 1993. The renaissance of plant research in the pharmaceutical industry. ACS Symposium Series 534: 48-55.

- Pallazo de Mello, J.C. & Petrovick, P.R.** 2000. Quality control of *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Asteraceae) hydroalcoholic extracts. *Acta Farmarmacêutica Bonaerense* 19: 211-215.
- Panagoulas, C., Skaltsa, H., Lazari, D., Skaltsounis, A.L. & Sokovic, M.** 2003. Antifungal activity of secondary metabolites of *Centaurea raphanina* ssp. *mixta*, growing wild in Greece. *Pharmaceutical Biology* 41: 266-270.
- Parente, C.E.T. & Rosa, M.M.T.** 2001. Plantas comercializadas como medicinais no Município de Barra do Piraí, RJ. *Rodriguésia* 52: 47-59.
- Partanen, J., Koski, V., & Hänninen H.** 1998. Effect of photoperiod and temperature on the timing of bud burst in Norway spruce (*Picea abies*). *Tree Physiology* 18: 811-816.
- Pavan, A.G.** 1952. *Baccharis trimera* Less. (carqueja-amarga) uma planta da medicina popular brasileira. *Anais da Faculdade de Farmácia e Odontologia da Universidade de São Paulo* 108: 223-228.
- Pedrazzi, A.H.P., Rodrigues, E.R., Zanardo-Filho, A. & Franco, J.J.** 1998. Hematological evaluation of carqueja (*Baccharis trimera*) infusion. *Fitoterapia* 68: 26-29.
- Phillipson, J.D.** 2003. 50 years of medicinal plants research – every progress in methodology is a progress in science. *Planta Medica* 69: 491-495.
- Pinto, J.R.R. & Oliveira Filho, A.T.** 1999. Perfil florístico e estrutura da comunidade arbórea de uma floresta de vale no Parque Nacional da Chapada dos Guimarães, Mato Grosso, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 22:53-67.
- Pires, M.J.P. & Gripp, A.** 1988. Conservação de recursos genéticos de plantas medicinais em banco ativo de germoplasma. *Acta Amazônica* 18(1/2): 61-73.
- Pocá, A.M.P.C.** 2005. Biomassa, óleo essencial, perfil fitoquímico e nutrientes da carqueja sob influência de fontes de nutrientes e doses de nitrogênio. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Paraná, Paraná.

- Rahalison, L., Benathan, M., Monod, M., Frenk, E., Gupta, M.P., Solis, P.N., Fuzzati, N. & Hostettmann, K.** 1994. Antifungal principles of *Baccharis edunculata*. *Planta Medica* 61: 360-364.
- Rahalison, L., Hamburger, M., Monod, M., Frenk, E. & Hostettmann, K.** 1994. Antifungal tests in phytochemical investigations comparison of bioautographic methods using phytopatogenic and human pathogenic fungi. *Planta Medica* 60: 41-44.
- Ratter, J.A., Ribeiro, J.F. & Bridgwater, S.** 1997. The Brazilian Cerrado vegetation and threats to its biodiversity. *Annals of Botany* 80: 223-230.
- Reigosa, M.J., Sánchez-Moreiras, A. & González, L.** 1999. Ecophysiological approach in allelopathy. *Critical Reviews in Plant Sciences* 18: 577-608.
- Reis, A.** 1993. Manejo e conservação das florestas catarinenses. Florianópolis: UFSC.
- Rice, E.L.** 1984. Allelopathy. Academic Press Inc., London Ltd.
- Rizvi, S.J.H. & Rizvi, V.** 1992. Exploration of allelochemicals in improving crop productivity. *In*: S.J.H. Rizvi & Rizvi, H. (eds.). *Allelopathy: Basic and applied aspects*. London, Chapman & Hall, pp. 443-472.
- Rodriguez, E. & West, J.E.** 1995. International research on biomedicines from the tropical rainforest. *Interciencia* 20: 140-143.
- Rhoades, M.J.C.** 1985. The physiological significance of plant phenolic compounds. *In*: C.F. Van Sumere & P.J. Lea (eds.). *Annual Proceedings of the Phytochemical Society of Europe*, v. 25: The biochemistry of plant phenolics, pp. 99-117. Claredon press, Oxford.
- Rondon, J.N.** 2006. Autoecologia de *Bauhinia holophylla* Steud (Leguminosae-Caesalpinioideae) na Reserva Biológica e Estação Experimental de Moji Guacu, SP. Tese de Doutorado, Universidade Estadual de Campinas.
- Rossato, M., Santos, A.C.A., Serafini, L.A., Agostini, F., Pansera, M.R., Wasun, R. & Barbieri, R.L.** 2006. Avaliação do óleo essencial de *Aloysia sellowii* (Briquet) Mondenke (Verbenaceae) do sul do Brasil. *Química Nova* 29: 200-202.

- Rossi, S., Deslauriers, A., Anfodillo, T., Hubert, M., Saracino, A. Motta, R. & Borghetti, M.** 2006. Conifers in cold environments synchronize maximum growth rate of tree-ring formation with long day. *New Phytologist* 170: 301-310.
- Ruggiero, P.G.C. & Zaidan, L.B.P.** 1997. Estudos de desenvolvimento de *Viguiera robusta* Gardn. Uma Asteraceae do cerrado. *Revista Brasileira de Botânica* 20: 1-9.
- Santos, R.I.** 2004. Metabolismo básico e origem dos metabólitos secundários. In: C.M.O. Simões, E.P. Schenkel, G. Gosmann, J.C.P. Mello, L.A. Mentz & P.R. Petrovik (orgs.). *Farmacognosia: da planta ao medicamento*. Porto Alegre: Editora da UFSC, pp. 403-434.
- Santos, M.D.** 2006. Efeito do fotoperíodo, tipo de solo e nutrição mineral no conteúdo de flavonóides de *Bidens gardneri* Baker. (Asteraceae). Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo.
- Santos, F.A., Rao, V.S.N. & Silveira, E.R.** 1998. Investigation on the antinoceptive effect of *Psidium guajava* leaf essential oil and its major constituents. *Phytotherapy Research* 12: 24-27.
- Sartoratto, A., Machado, A.L.M., Delarmelina, C., Figueira G.M., Duarte, M.C.T. & Rehder, V.L.G.** 2004. Composition and antimicrobial activity of essential oils from aromatic plants uses in Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology* 35: 275-280.
- Scalon, S.P.Q., Ramos, M.B.M. & Vieira, M.C.** 2003. Auxinas e boro no comprimento da maior raiz e número de estacas enraizadas de guaco (*Mikania glomerata* Sprengel), alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) e carqueja (*Baccharis trimera* Less A.P.D.C.) em duas épocas de plantio. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 5: 71-76.
- Seigler, D.S.** 1996. Chemistry and mechanisms of allelopathic interations. *Agronomic Journal* 88: 876-885.
- Silva, R.D.S.** 1926. *Pharmacopeia dos Estados Unidos do Brasil*. Nacional, São Paulo.
- Silva, F., Santos, R.H.S., Diniz, E.R., Barbosa, L.C.A., Casali, V.W.D. & Lima, R.R.** 2003. Teor e composição do óleo essencial de manjeriçao (*Ocimum basilicum* L.) em dois horários e duas épocas de colheita. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 6: 33-38.

- Silva, F.G., Januário, A.H., Pinto, J.E.B.P., Nascimento, V.E., Barizan, W.S., Sales, J.F. & França, S.C.** 2006. Teor de flavonóides em populações silvestre e cultivada de carqueja [*Baccharis trimera* (Less.) DC.] coletadas nas estações seca e úmida. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 8: 19-25.
- Simões, C.A. & Spitzer, V.** 2004. Óleos voláteis. *In*: C.M.O. Simões, E.P. Schenkel, G. Gosmann, J.C.P. Mello, L.A. Mentz & P.R. Petrovik (orgs.). *Farmacognosia: da planta ao medicamento*. Porto Alegre: Editora da UFSC, pp. 467-495.
- Simões-Pires, C.A., Debenedetti, S., Spegazzini, E., Mentz, L. A., Matzenbacher, N. I., Limberger, R. P. & Henriques, A.T.** 2005. Investigation of the essential oil from eight species of *Baccharis* belonging to sect. *Caulopterae* (Asteraceae, Astereae): a taxonomic approach. *Plant Systematics and Evolution* 253: 23-32.
- Siqueira, N.C.S., Silva, G.A.A.B., Alice, C.B. & Nitschke, M.** 1985. Análise comparativa dos óleos essenciais de *Baccharis articulata* (Lam.) Pers. e *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Compositae), espécies espontâneas no Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Farmácia* 66: 36-39.
- Siqueira, N.C.S., Silva, G.A.A.B. & Alice, C.B.** 1986. Análise dos óleos essenciais de algumas plantas aromáticas tradicionais ou nativas no Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Farmácia* 67: 118-128.
- Smith, H.** 2000. Phytochromes and light signal perception by plants – an emerging synthesis. *Nature* 407: 585-591.
- Soicke H. & Leng-Peschlow E.** 1987. Characterisation of flavonoids from *Baccharis trimera* and their antihepatotoxic properties. *Planta Medica* 1: 37-39.
- Sousa, M.P., Matos, N.E.O., Matos, M.F.J.A., Machado, M.I.L. & Craveiro AA.** 1991. *Constituintes Químicos Ativos de Plantas Mediciniais Brasileiras*. Fortaleza, Edições UFC.

- Sousa, L.A., Sacramento, L.V.S. & Ming, L.C.** 2006. Propagação por estaquia de três acessos de *Baccharis trimera* em fenofase reprodutiva. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 8: 189-192.
- Souza, M.F., Santos, F.A., Rao, V.S.N., Sidrim, J.J., Matos, F.J.A., Machedo, M.I.I. & Silveira, E.R.** 1998. Antinoceptive, anticonvulsant and antibacterial effects of the essential oil from the flower heads of *Eglities viscosa* L. *Phytotherapy Research* 12: 28-31.
- Street, H.E. & Cockburn, W.** 1972. *Plant Metabolism*. New York: Pergamon Press.
- Suttisri, R., Kinghorn, A.D., Wright, A.D. & Sticher, O.** 1994. Neo-clerodane diterpenoids and other constituents from *Baccharis genistelloides*. *Phytochemistry* 35: 443-446.
- Tabarelli, M., Mantovani, W. & Peres, C.A.** 1999. Effects of habitat fragmentation on plant guild structure in the montane Atlantic Forest of southeastern Brazil. *Biological Conservation* 91: 119-127.
- Tanaka, M.A.S., Mariano, M.I.A. & Menten, J.O.M.** 1989. Inoculação artificial de sementes de algodão com *Colletotrichum gossypii* var. *cephalosporioides* e infecção das sementes em função do tempo de exposição ao patógeno. *Summa Phytopathologica* 15: 232-237.
- Tang, H.Q., Hu, J., Yang, L. & Tan, R.X.** 2000. Terpenoids and flavonoids from *Artemisia* species. *Planta Medica* 66: 391-393.
- Tavares, E.S., Julião, I.S., Lopes, D., Bizzo, H.R., Lage, C.L.S. & Leitão, S.G.** 2005. Análise do óleo essencial de folhas de três quimiotipos de *Lippia alba* (Mill.) N. E. Br. (Verbenaceae) cultivados em condições semelhantes. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 15: 1-5.
- Telgeberg, R., Julkunen-Tiitto, R. & Aphalo, P.J.** 2004. Red:far-red light ratio and UV-B radiation: their effects on leaf phenolics and growth of silver birch seedlings. *Plant, Cell and Environment* 27: 1005-1013.
- Thomas, B. & Vince-Prue, D.** 1997. *Photoperiodism in plants*. 2ed. Academic Press, London.
- Tokarnia, C.H. & Dobereiner, J.** 1975. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 10: 79.

- Tokarnia, C.H., Peixoto, P.V., Gava, A. & Barros, C.S.L.** 1992. Intoxicação experimental por *Baccharis megapotamica* var. *megapotamica* e var. *weirii* (Compositae) em bovinos. *Pesquisa Veterinária Brasileira* 12: 19-31.
- Torres, L.M.B., Gamberini, M.T., Roque, N.F., Lima-Landman, M.T., Souccar, C. & Lapa, A.J.** 2000. Diterpene from *Baccharis trimera* with a relaxant effect on rat vascular smooth muscle. *Phytochemistry* 55: 617-619.
- Vargas, R.M.F., Cassel, E., Gomes, G.M.F., Longhi, L.G.S., Atti-Serafini, L. & Atti-Santos, A.C.** 2006. Supercritical extration of carqueja essential oil: experiments and modeling. *Brazilian Journal of Chemical Engineering* 23: 375-382.
- Veiga Jr., V.F., Pinto, A.C. & Maciel, M.A.M.** 2005. Plantas medicinais: cura segura? *Química Nova* 28: 519-528.
- Verdi, L.G., Brighente, I.M.C. & Pizzolatti, M.G.** 2005. Gênero *Baccharis* (Asteraceae): aspectos químicos, econômicos e biológicos. *Química Nova* 28: 85-94.
- Vieira, R.F.** 1999. Conservation of medicinal and aromatics plants in Brazil. *In: J. Janick* (ed.). *Perspectives on new crops and new uses*. ASHS Press, Alexandria, p. 152-159.
- Voirin, B., Saunois, A. & Bayet, C.** 1994. Free flavonoids aglycones from *Mentha piperita*: developmental, chemotaxonomical and physiological aspects. *Biochemical Systematics and Ecology* 22: 95-99.
- Xavier, A.A.** 1967. Effect of an extract of *Baccharis genistelloides* on the glucose level of the blood. *C. R. Sciences of Society Biology and Philosophy* 161: 972-974.
- Weimann, C., Göransson, U., Pongprayoon-Claeson, U., Claeson, P., Bohlin, L., Rimpler, H. & Heinrich, M.** 2002. Spasmolytic effects of *Baccharis conferta* and its constituents. *Journal of Pharmaceutical Pharmacology* 54: 99-104.
- Wink, M.** 1990. Physiology of secondary product formation in plantas. *In: B.V. Charlwood & M.J.C. Rhodes* (eds.). *Secondary products from plant tissue culture*. Oxford:Claredon.

- Whittaker, R.H. & Feeny, P.P.** 1971. Allelochemicals: chemical interactions between species. *Science* 171: 757-770.
- Wu, Z., Skjelvåg, A.O. & Baadshaug, O.H.** 2004. Quantification of photoperiodic effects on growth of *Phleum pratense*. *Annals of Botany* 94: 535-543.
- van Zyl, R.L., Seatlholo, S.T., van Vuuren, S.F. & Viljoen, A.M.** 2006. The biological activities of 20 nature identical essential oil constituents. *Journal of Essential oil Research* 18: 129-133.
- Zaidan, L.B.P., Dietrich, S.M.C. & Felipe, G.M.** 1980. Effect of photoperiod on flowering and stevioside content in plants of *Stevia rebaudiana* Bertoni. *Japan Journal of Crop Science* 49: 569-574.
- Zaidan, L.B.P., Dietrich, S.M.C. & Schwabe, W.W.** 1991. Effects of temperature and photoperiod on flowering in *Hyptis brevipes*. *Physiology Plantarum* 81: 221-226.
- Zangerl, A.R. & Berenbaum, M.R.** 1993. Plant chemistry, insect adaptations to plant chemistry, and host plant utilization patterns. *Ecology* 74: 47-54.
- Zeidler, J.G., Lichtenthaler, H.K., May H.U. & Lichtenthaler, F.W.** 1997. "Is isoprene emitted by plants synthesized via the novel isopentenyl diphosphate pathway?" *Z. Naturforsch.* 52c: 15-23.
- Zoghbi, M.G.B., Andrade, E.H.A., Santos, A.S., Silva, N.H.L. & Maia, J.G.S.** 1998. Essential oils of *Lippia alba* (Mill.) N.E.Br. growing wild in the Brazilian Amazon. *Flavor and Fragrance Journal* 13: 47-48.

9. Resumo

Baccharis trimera (Less.) DC., conhecida popularmente como carqueja, é amplamente utilizadas no Brasil, em medicina popular, para o tratamento de várias doenças. É uma espécie que ocorre espontaneamente em regiões de Cerrado e Mata Atlântica do estado de São Paulo. O objetivo deste estudo foi comparar duas populações de *B. trimera*, uma proveniente de área de Cerrado, na RBEE de Mogi Guaçu e outra de Mata Atlântica, na RBAS de Paranapiacaba, ambas no estado de São Paulo, no que se refere às suas respostas de crescimento em condições ambientais semi-controladas, sazonalidade da sua atividade biológica e composição de óleos voláteis. Órgãos aéreos de *B. trimera* foram coletados no meio de cada estação, por dois anos consecutivos. O material vegetal fresco e seco foi submetido à extração por hidrodestilação (3 h) e a composição química dos óleos voláteis foi analisada por CG e CG/MS. Placas de TLC com amostras dos óleos voláteis foram nebulizadas com suspensão de esporos de *Cladosporium sphaerospermum* e *C. cladosporioides*. A atividade antimicrobiana foi avaliada pelo método de diluição em microplacas frente a *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus* e *Candida albicans*. O potencial alelopático do óleo foi testado na germinação de sementes de alface. O material fresco e seco, obtido da hidrodestilação, foi filtrado, diluído para 50%, 25% e 12,5% com água destilada e usado como substrato para a germinação e o crescimento de sementes de alface e tomate. Para verificar o efeito do fotoperíodo no crescimento de *B. trimera*, estacas caulinares foram mantidas sob 8, 12, 16 e 20 h de luz por 120 dias, seguindo-se a extração dos óleos voláteis, após 120 dias. A produção e a atividade dos óleos voláteis das duas populações analisadas estão sujeitas às alterações climáticas e podem causar variações nas atividades biológicas testadas. Os monoterpenos oxigenados e sesquiterpenos hidrocarbonetos foram obtidos em maior quantidade nas amostras de óleos voláteis. Extratos de plantas frescas e secas nas concentrações de 100% e 50% coletadas na primavera e no verão, no Cerrado e Mata Atlântica foram mais eficazes em inibir a germinação de sementes e o crescimento inicial de órgãos aéreos e das raízes de alface e tomate. Sementes e plântulas de tomate

foram mais sensíveis aos extratos das plantas de *B. trimera*. Estacas provenientes da região de Cerrado responderam ao aumento do fotoperíodo e apresentaram maior rendimento nas extrações de óleos voláteis. Estacas coletadas em área de Mata Atlântica foram indiferentes ao fotoperíodo e os teores de óleos voláteis, aparentemente, mantiveram-se constantes. Qualitativamente, houve predominância de compostos sesquiterpênicos nas amostras de óleos voláteis de estacas crescidas nos fotoperíodos e os compostos biciclogermacreno e espatulenol, foram majoritários nos óleos voláteis das estacas das plantas das áreas de Cerrado e Mata Atlântica. Essas características permitiriam às plantas de *B. trimera* sucesso na ocupação de novos habitats, seja pela volatilização de suas essências e liberação de outros compostos do metabolismo secundário no solo, além de atuarem como compostos de defesa contra microorganismos patogênicos.

10. Abstract

Baccharis trimera (Less.) DC. is known as “carqueja” and is widely used in Brazil in folk medicine due to its effects on several diseases. The species occurs naturally in areas of Cerrado and Atlantic Forest in the state of São Paulo. The aim of this study was to compare two populations of *B. trimera*: from the Reserva Biológica e Estação Experimental de Mogi Guaçu (in Cerrado area) and the Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba (in Atlantic Forest area), both in the state of São Paulo. Growth responses under semi-controlled environmental conditions, seasonality of the biological activities and composition of the volatile oils were compared. Aerial organs were collected in the middle of each season during two consecutive years. Fresh and dry plant materials were submitted to hydrodistillation during 3 h and the chemical composition of the volatile oils was analyzed by GC and GC/MS. A spore suspension of *Cladosporium sphaerospermum* and *C. cladosporioides* was sprayed over TLC plates containing samples of the volatile oils. The antimicrobial activity was evaluated by the dilution method against *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus* and *Candida albicans*. The allelopathic potential of the volatile oils was tested in the germination of lettuce seeds. The extracts obtained from dry and fresh plant materials during the hydrodistillation were filtered and diluted to 50%, 25% and 12.5% with distilled water and used as substrate for seed germination and seedling growth of lettuce and tomato, distilled water used as control. The effect of photoperiod on growth was observed in cuttings cultivated under 8 h, 12 h, 16 h and 20 h photoperiods. The volatile oils were extracted from these plants after 120 days of cultivation. The activities and yield of volatile oils extracted from plants of the two populations of *B. trimera* seem to be dependent of climatic alterations and may, therefore, show variations in their biological activity. Oxygenated monoterpenes and hydrocarbonated sesquiterpenes were obtained in major quantities from the volatile oils samples. Fresh and dry plant extracts in the concentrations of 50 % and 100 %, obtained from plants collected of both areas, during spring and summer, were more effective in inhibiting seed

germination and early plant growth (aerial organs and roots) of lettuce and tomato. Tomato was more sensitive than lettuce to the plant extracts tested. Cuttings from the Cerrado area showed increasing growth and higher yield in volatile oils in the longer photoperiods. In the contrary, cuttings from the Atlantic Forest area were indifferent to photoperiod and their contents of volatile oils were apparently constant in all treatments. Sesquiterpene compounds were predominant in all samples and biciclogermacrene and spathulenol were the major compounds of the volatile oils of the plant cuttings from the Cerrado and Atlantic Forest areas. All these characteristics allow plants of *Baccharis trimera* to occupy new habitats due to the volatilization of essences and the liberation of other compounds of the secondary metabolism to the soil. It may be also considered that some of these compounds are active against pathogenic microorganisms.