

PAULO GONÇALVES RABELO

PRODUÇÃO DE GERÂNIO (*Pelargonium graveolens*) E OLEO ESSENCIAL EM
SISTEMAS DE CULTIVOS E ADUBAÇÕES COM PLANTAS ORIUNDAS DE
CULTURA *IN VITRO*

Dissertação apresentada à Universidade Federal de
Uberlândia, como parte das exigências do Programa de Pós-
graduação em Agronomia – Mestrado, área de concentração
em Fitotecnia, para obtenção do título de “Mestre”.

Orientador

Prof. Dr. José Magno Queiroz Luz

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2014

PAULO GONÇALVES RABELO

PRODUÇÃO DE GERÂNIO (*Pelargonium graveolens*) E OLEO ESSENCIAL EM
SISTEMAS DE CULTIVOS E ADUBAÇÕES COM PLANTAS ORIUNDAS DE
CULTURA *IN VITRO*

Dissertação apresentada à Universidade Federal de
Uberlândia, como parte das exigências do Programa de Pós-
graduação em Agronomia – Mestrado, área de concentração
em Fitotecnia, para obtenção do título de “Mestre”.

APROVADO em 24 de abril de 2014

Profa. Dra. Eliane Gomes Fabri IAC

Profa. Dra. Andressa Giovannini Costa UFU

Prof. Dr. Gabriel Mascarenhas Maciel UFU

Prof. Dr. José Magno Queiroz Luz
ICIAG-UFU
(Orientador)

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2014

AGRADECIMENTOS

À Deus que permitiu realizar este trabalho, cumprir com esta missão e me deu forças para superar os momentos mais difíceis.

Ao professor Jonas Jager (*in memoriam*) que me mostrou os primeiros passos da pesquisa científica.

Aos meus pais pelas orientações no sentido de valorizar o conhecimento.

A minha esposa Milene e as minhas filhas Laíce e Daiene pela paciência e apoio nos momentos difíceis, de quase desistência de tudo.

Aos funcionários do ICIAG pelo apoio e incentivo nos momentos de dificuldade, e pela amizade.

Ao Professor José Magno Queiroz Luz, pela orientação e confiança.

À todos os Professores do ICIAG que me incentivaram a iniciar e acreditaram que chegaria ao fim.

Aos Professores Gilberto Correia e Hudson de Paula os quais destacaram com seus comentários na realização desta etapa da minha vida.

À CAPES pela bolsa de estudos concedida.

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS	III
LISTA DE FIGURAS	VI
LISTA DE TABELAS	VII
RESUMO	IX
ABSTRACT	X
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO BIBLIOGRAFICA	3
2.1 Características botânicas e cultivo de <i>Pelargonium graveolens</i> L.....	3
2.2 Metabolismo secundário e óleos essenciais	4
2.3 Cultivos protegidos e a campo	6
2.4 Adubações orgânica e mineral.....	8
3. MATERIAL E MÉTODOS	9
3.1 Área de estudo	9
3.2 Obtenção das mudas e sistemas de cultivo.....	10
3.3 Características avaliadas.....	12
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	14
4.1. Altura das plantas	14
4.2. Produção de massa fresca e massa seca.....	15
4.3. Extração de óleo essencial.....	16
4.4. Composição do óleo essencial.....	18
5. CONCLUSÕES	21

REFERÊNCIAS22

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Mudas de gerânio em substrato de agarose que foi posteriormente removido.....11
- Figura 2.** A: Extração de óleo essencial por hidrodestilação em aparelho tipo Clevenger. B: Cromatógrafo Gasoso (CG-FID) utilizado para quantificação dos constituintes do óleo essencial.13
- Figura 3.** Cultivo de *Pelargonium Graviolens* em estufa, Fazenda Experimental Gloria, UFU, Uberlândia, MG. 2012.....14

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Caracterização química do solo da estufa e do campo para cultivo de gerânio. Uberlândia, MG. 2012.....	9-10
Tabela 2. Altura de <i>Pelargonium graveolens</i> cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.	14
Tabela 3. Massa fresca (g) de <i>Pelargonium graveolens</i> cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.	15
Tabela 4. Massa seca (g) <i>Pelargonium graveolens</i> cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.	16
Tabela 5. Teor de óleo (%) na massa fresca de <i>Pelargonium graveolens</i> L. cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo). UFU, Uberlândia, 2012.	16
Tabela 6. Teor de óleo (%) na massa seca de <i>Pelargonium graveolens</i> L. cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo). UFU, Uberlândia, 2012.	17
Tabela 7. Rendimento de óleo proveniente na massa fresca (g/planta) de <i>Pelargonium graveolens</i> cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.	17
Tabela 8. Rendimento de óleo proveniente na massa fresca (g.m ⁻²) de <i>Pelargonium graveolens</i> cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.	17
Tabela 9. Porcentagem relativa média das substâncias presentes no óleo essencial de <i>Pelargonium graveolens</i> , sob interação de sistemas de cultivo e tipos de adubação. UFU, Uberlândia, 2012.	18

Tabela 10. Porcentagem relativa média (%) dos constituintes majoritários do óleo essencial de *Pelargonium graveolens* L obtidos de folhas frescas em função dos sistemas de cultivos e tipos de adubação. UFU, Uberlândia, 2012.19

Tabela 11. Porcentagem relativa média (%) dos constituintes majoritários do óleo essencial de *Pelargonium graveolens* L obtidos de folhas frescas em função dos sistemas de cultivos e tipos de adubação. UFU, Uberlândia, 2012.20

Tabela 12. Teste de correlação entre as variáveis analisadas no experimento. UFU, Uberlândia, MG.21

RESUMO

RABELO, PAULO GONÇALVES. **Produção de gerânio (*Pelargonium graveolens*) e óleo essencial em sistemas de cultivos e adubações com plantas oriundas de cultura *in vitro*. 2014.** 28 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitotecnia) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia.

O gerânio (*Pelargonium graveolens* L.) é amplamente utilizado para a extração de óleo essencial. Os óleos essenciais são produzidos pelo metabolismo secundário das plantas e a sua produção é influenciada por fatores bióticos e ambientais. O objetivo deste trabalho foi verificar a influência do sistema de cultivo (estufa e campo aberto) e do tipo de adubação (orgânica e química) sobre a produção de biomassa, o rendimento e a composição química do óleo essencial de gerânio. O estudo foi realizado na Fazenda do Glória, pertencente à Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, Minas Gerais, no período de maio a outubro de 2012. As plantas com maiores alturas, assim como aquelas que apresentaram maior biomassa fresca e seca, foram observadas na estufa utilizando a adubação orgânica. A produção de óleo foi maior no campo quando comparada com a estufa. O óleo essencial produzido pelas plantas apresentou 18 constituintes químicos, sendo que o geraniol foi o mais abundante. Assim, os resultados obtidos mostraram que o sistema de cultivo associado ao tipo de adubação influenciam o desenvolvimento, a produção e a qualidade de óleo essencial de gerânio.

Palavras-chave: estufa; campo aberto; adubação química; adubação orgânica; geraniol

ABSTRACT

RABELO, PAULO GONÇALVES. **Production of geranium (*Pelargonium graveolens*) and essential oil in crops systems and fertilization with plants from culture in vitro.** 2014. 28 p. Dissertation (Master Program Agronomy/Crop Science) – Federal University of Uberlândia, Uberlândia.¹

Geranium (*Pelargonium graveolens* L.) is widely used for extraction of essential oil. Essential oils are produced by secondary metabolism of plant and its production is influenced by biotic and environmental factors. In this context, the aim of this study was to investigate the influence of crop system (greenhouse and open field) and the type of fertilizer (organic and chemical) on the biomass production, productivity and chemical composition of the essential oil of geranium. The study was conducted at Farm of Glória, belonged to the Federal University of Uberlândia, Uberlândia, Minas Gerais state, in the period of May to October 2012. The plants with the greatest heights, as well as those which had the highest fresh and dry biomass were observed in the greenhouse using organic fertilizer. Oil production was higher in the field when compared to the greenhouse. The essential oil produced by the plant presented 18 chemical components, and geraniol was the most abundant. Thus, the results obtained showed that the crop system associated with the type of fertilization influence the development, production and quality of the essential oil of geranium.

Keywords: greenhouse; open field; chemical fertilizer; organic fertilizer; geraniol

PRODUÇÃO DE GERÂNIO (*Pelargonium graveolens*) E OLEO ESSENCIAL EM SISTEMAS DE CULTIVOS E ADUBAÇÕES COM PLANTAS ORIUNDAS DE CULTURA IN VITRO

1. INTRODUÇÃO

O gerânio (*Pelargonium graveolens* L.), pertence à família Geraniaceae, é um arbusto bastante ramificado. Seu caule é herbáceo coberto por pelos na fase jovem, tornando-se lenhoso ao longo de seu desenvolvimento. Essa planta é amplamente utilizada na homeopatia chinesa para restringir toxinas que impedem o equilíbrio do organismo (PETERSON et al., 2006) como medicinal e ou aromática (SIMON; CHADWICK; CRAKER, 1984). A espécie possui sua origem no sul da África e uma fragrância doce, por isso o seu óleo essencial é amplamente utilizado nas indústrias de cosméticos e perfumaria (SAXENA et al., 2000).

As plantas medicinais são cultivadas para a exploração de metabólitos secundários que são utilizados para a produção de princípios ativos. Estes compostos fazem parte de vários grupos de substâncias, como óleos essenciais, mucilagens, alcaloides, taninos, bioflavonoides, glicosídeos, ácidos orgânicos, antraquinonas, compostos fenólicos e inorgânicos, cumarinas e outros (DI STASI, 1996; FURLAN, 1999). Óleos essenciais habitualmente têm um ou dois compostos que são majoritários na sua composição que de acordo com a espécie e fatores relacionados com o ambiente, em geral são específicos para um órgão e característico para o estágio de desenvolvimento que se encontra a mesma. A produção desses compostos pode ser nos pelos glandulares (Lamainaceae), canais oleíferos (Apiaceae), bolsas lisígenas ou esquisolisígenas (Pinaceae, Rutaceae) e células parenquimáticas diferenciadas (Lauraceae, Piperaceae, Poaceae), e pode estar presentes em diferentes órgãos da planta como folhas, frutos, flores e raízes entre outros (SIMÕES; SPITZER, 2004).

O amplo uso das plantas medicinais e aromáticas tem incentivado o seu estudo em laboratórios das indústrias farmacêuticas, de cosméticos e de Universidades, visando o isolamento de novos princípios ativos, os quais podem ser utilizados na produção de fármacos. Nesse sentido, o conhecimento das propriedades dos compostos isolados pode influenciar a maneira como o cultivo é conduzido de forma a maximizar a produção de certo composto (DI STASI, 1996; FURLAN, 1999).

Esse grupo de plantas pode ser usado no controle de doenças, impedindo o desenvolvimento de agentes patogênicos, e na purificação do organismo, expelindo toxinas, inutilizando a acidez do sangue, incentivando o sistema imune e restituindo a falta de certos elementos nutritivos (LORENZI; MATOS, 2002). Por exemplo, podemos citar o uso de plantas com fins medicinais pelos índios que produzem seus medicamentos a partir de espécies vegetais presentes nas florestas, sendo os benzedores, curandeiros e xamãs, os responsáveis por esse processo (RIZZINI et al., 1995). Esses conhecimentos foram transmitidos verbalmente aos descendentes ao longo das gerações e formam parte essencial da cultura indígena juntamente com os mitos e os rituais (LORENZI; MATOS, 2002). Essa cultura vem sendo substituída ao longo do tempo, devido ao vertiginoso mecanismo de modernização que provoca alterações na percepção dos indivíduos sobre o meio ambiente. Assim, as novas formas de relacionamento e comunicação com o meio promovem modificações na forma de utilização dos vegetais, para atender às necessidades de sobrevivência.

O princípio ativo de uma planta medicinal é considerado medicamento exclusivamente quando usado de forma correta. A recomendação do uso como planta medicinal validada e incluída na farmacopeia requer a identificação do seu princípio ativo ou o destaque farmacológico (LORENZI; MATOS, 2002). Portanto, é aconselhável facilitar o uso orientado dessas plantas pelas comunidades, por meio de trabalhos em hortas e oficinas farmacêuticas (LORENZI; MATOS, 2002). A atenção contra o mau uso das plantas medicinais deve ser considerada, isto é, observações em relação às dosagens prescritas e a atenção na identificação precisa do material podem evitar uma série de irregularidades.

Algumas atividades biológicas são atribuídas às plantas aromáticas e medicinais de acordo com a ação do seu princípio ativo como: antibacteriana (LEAL et al., 2003; OLUWATUYI et al., 2004), antioxidante (AL-SEREITI et al., 1999; LIMA et al., 2005), antifúngica (MORENO et al., 2006), antiviral (COWAN, 1999), anticarcinogênica (LEAL et al., 2003), colérica (HOEFLER et al., 1987), hepato protetora (HOEFLER et al., 1987; LIMA; FERNANDES-FERREIRA; PEREIRA-WILSON, 2005, 2007), larvicida ou repelente (BARICEVIC; BARTOL, 2000), e de incentivo a iniciativa enzimática (DEBERSAC et al., 2001). As plantas aromáticas constituem-se um grupo de destaque, devido, particularmente, aos óleos essenciais encontrados nos seus órgãos modificados (folhas, caules, cascas, resinas, flores, frutos e outros) (NUNES et al., 2006).

A composição de óleos essenciais é influenciada pela estrutura genética dos vegetais, assim como por fatores ambientais (disponibilidade hídrica, estrutura e composição do solo e

temperatura) e ontogênicos (período de colheita, idade da planta, floração entre outros) (RAO et al., 1996; BHAN et al., 2006; SELLAMI et al., 2009).

Considerando a escassez de informações sobre o cultivo de gerânio no Brasil a respeito do seu manejo cultural, o objetivo deste trabalho foi verificar a influência do sistema de cultivo (estufa e campo) e do tipo de adubação (orgânica e química) sobre a produção de biomassa, o rendimento e a composição química do óleo essencial de gerânio (*P. graveolens*), para as condições edafoclimáticas de Uberlândia.MG.

2. REVISÃO BIBLIOGRAFICA

2.1 Características botânicas e cultivo de *Pelargonium graveolens* L.

O *P. graveolens* é conhecido como gerânio ou malva-cheirosa, é uma planta aromática originária da África do Sul (SIMON; CHADWICK; CRAKER, 1984). O perfume brando e quente, idêntico ao de pétalas de rosas é comercialmente conhecido como óleo de gerânio e amplamente utilizado em sabonetes e nas indústrias de perfumaria e cosméticos (SAXENA et al., 2000), assim como no tratamento de problemas da menopausa, de pele, tensão nervosa e ansiedade (aromaterapia) (RAO, 2002).

O gênero *Pelargonium* é um dos maiores gêneros dentro da família da Geraniaceae e é composto por espécies herbáceas, arbustivas ou subarbustivas. Muitas das espécies de *Pelargonium* são usadas na medicina popular, enquanto outras mostram aromas de interesse ao mercado de perfumes, cosméticos e aromaterapia em geral (RANA; JUYAL; BLAZQUEZ, 2003). O *P. graveolens* é uma das espécies utilizadas para fins terapêuticos e aromáticos, sendo arbustiva, bem ramificada e apresentando folhas largas. As folhas dessa espécie são recortadas e há a presença de pelos que lhes confere uma textura aveludada. Esses pelos possuem as glândulas responsáveis pelo armazenamento do óleo essencial, que lhe confere um aroma único devido à presença de citrionelol e geraniol.

Pesquisas a respeito do manejo vêm sendo realizadas com o objetivo de domesticar espécies exóticas para suprir a demanda da produção de algumas culturas. O centro destas pesquisas são o plantio, a colheita, o processamento e a extração do óleo essencial (GOMES; MATA; RODRIGUES, 2004). Foi realizado estudo com *Pelargonium* em condição de clima tropical semiárido que mostrou que os gerânios apresentam sensibilidade às variações sazonais (RAO et al., 1996). O rendimento e a concentração do óleo essencial apresentaram

valores inferiores nos meses de verão, período caracterizado por alta temperatura e baixa umidade, resultando na redução dos níveis fotossintéticos, do crescimento e da biomassa (RAO et al., 1996). Os fotossintatos restritos ou não disponíveis afetam a síntese e o acúmulo do óleo essencial (RAO et al., 1996).

Outro estudo com *Perlargonium* mostrou que ocorre maior acúmulo de geraniol e seus ésteres nos meses de inverno (RAO et al., 1990). Além disso, em altitude elevada, com temperatura baixa e clima frio, a safra produzida rende mais geraniol quando comparada com aquela produzida em altitude baixa e com o clima tropical semiárido. O estresse sofrido em função da umidade e da temperatura, associado ao fotoperíodo longo, provoca a conversão de parte do geraniol em citrionelol e seus ésteres (RAO et al., 1996).

2.2 Metabolismo secundário e óleos essenciais

Nas plantas existem dois tipos de metabolismo: o secundário e o primário. No metabolismo secundário, são produzidas as substâncias que são responsáveis pelas propriedades medicinais e repelentes de pragas agrícolas e pela atração de polinizadores (PIMENTEL, 2006). Portanto, elas podem ser usadas pela indústria farmacêutica e na alimentação (PIMENTEL, 2006).

É a partir do metabolismo secundário que as plantas medicinais produzem os princípios ativos de interesse econômico. O acúmulo de princípios ativos nos órgãos das plantas resulta do controle genético e das interações entre o genótipo e o ambiente, que podem ser desencadeados por excesso ou falta de algum fator do meio ambiente, como luminosidade, temperatura, nutrientes, dentre outros (ANDRADE; CASALI, 1999). As condições ambientais podem, portanto, influenciar a produção de óleos essenciais aumentando-a ou diminuindo-a (ANDRADE; CASALI, 1999).

Os óleos essenciais também são conhecidos como óleos voláteis ou essências e foram definidos pela International Standard Organization (ISO) como produtos obtidos de partes das plantas, por meio da destilação por arraste com vapor d'água, bem como produtos obtidos por expressão dos pericarpos de frutos cítricos (SIMÕES; SPITZER, 1999). Esses compostos são misturas complexas de substâncias voláteis, lipofílicas, geralmente odoríferas e líquidas (SIMÕES; SPITZER, 1999).

A composição de óleos essenciais é altamente dependente da estrutura genética dos vegetais, contudo pode ser fortemente influenciada por fatores ambientais como disponibilidade hídrica, estrutura e composição do solo, temperatura e por fatores ontogênicos como período de colheita, idade da planta, floração entre outros (RAO et al., 1996; BHAN et

al., 2006; SELLAMI et al., 2009). O gerânio apesar de ser pouco exigente com a nutrição dos solos responde bem ao aporte de matéria orgânica. Estudos comprovam a influência de adubação sobre rendimento e teor na composição de óleos essenciais em espécies medicinais e aromáticas, sendo esse efeito diretamente relacionado a influência da nutrição mineral sobre o metabolismo da planta (RAO, 2001; SANTOS; INNECCO, 2004; HUSSEIN et al. 2006; BLANK et al., 2007).

Pesquisas indicam um aumento regular no mercado de produtos naturais, este acréscimo apresenta a média anual de crescimento estimada em 22%, nos setores das indústrias de perfumaria, aromatizantes para produtos alimentícios, assim como em setores da produção de óleos essenciais (ROCHA; MING; MARQUES, 2000). São amplos os constituintes químicos descobertos nos óleos essenciais, existindo menção da presença de hidrocarbonetos terpênicos, alcoóis simples, aldeídos, cetonas, fenóis, ésteres, óxidos, peróxido, furanos, ácidos orgânicos, lactonas, cumarinas etc.

A produção e concentração de óleos essenciais são normalmente associadas à presença de estruturas histológicas exclusivas, com localização próxima a superfície do vegetal (Vitti; Brito 2003). Entre as células secretoras e produtoras de óleos essenciais há os pelos que também possuem a função de proteger as plantas do calor entre outras funções, como por exemplo, no alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) e no gerânio. Há também bolsas secretoras, como as presentes nos eucaliptos que são estruturas resultantes da dissolução das membranas celulares (Vitti; Brito 2003).

Esses compostos podem também ser armazenados em alguns órgãos da planta, tais como cascas dos caules, raízes, rizomas, folhas, frutos ou sementes. Portanto, todos os órgãos de uma planta podem acumular óleos essenciais, porém, sua composição pode diversificar de acordo com a sua localização. Além disso, os óleos essenciais provenientes de diferentes órgãos de uma mesma planta podem apresentar composição química, caracteres físico-químicos e odores bem diferentes (SIMÕES; SPITZER, 2001).

Os óleos essenciais precisam ser estudados, pois sua função biológica não está completamente explicada. Eles têm várias funções: 1- agem como hormônios, reguladores e catalisadores, propiciando a adaptação da espécie ao meio e defendendo-a contra predadores, 2 – possuem propriedades alelopáticas, inibindo a germinação de outras espécies vegetais no entorno, 3 – exercem também função termorreguladora, e 4 - são usados para a atração de polinizadores (BRUNETON, 1993).

2.3 Cultivos protegidos e a campo

Cultivo em ambiente protegido é estimado, em nível mundial, como o mais moderno e necessário insumo agrícola a admitir aumentos de produção na agricultura, onde se exauriram as tentativas convencionais de se obter incrementos face ao alto emprego de técnicas modernas de cultivo (ARAÚJO; CASTELLANE, 1996). Com o cultivo protegido, tornou-se praticável modificar, de modo pronunciado, o ambiente de desenvolvimento e de reprodução das plantas, com controle parcial dos resultados adversos do clima (ARAÚJO, 1991). A utilização dessa técnica permite a obtenção de safras fora de época usual, maior desenvolvimento das plantas, colheita prematura, maior efetividade no controle de doenças e pragas, enfraquecimento de perdas de nutrientes por lixiviação, diminuição de estresse fisiológico das plantas, acréscimo de produtividade, ampliação do período de colheita para cultura de safra múltipla e melhoria na qualidade de produção (MARTINS, 1991; SANTOS, 1994; BRANDÃO-FILHO; CALLEGARI, 1999; OLIVEIRA, 1999).

A utilização do plástico em ambientes protegidos é bastante antiga, tendo sido empregada pela primeira vez em grande escala no Brasil, no início da década de 70 (GOTO, 1998). O cultivo protegido no Brasil teve uma rápida expansão a partir da década de 80, onde se obteve grande sucesso no Cinturão Verde de São Paulo. A maioria dos agricultores que investem neste setor é impulsionada por elevações bruscas de preços de hortaliças causadas por mudanças drásticas no clima (excesso de chuvas e geadas), problemas estes, que não ocorrem quando se cultiva em estufas.

De acordo com Sganzerla (1997), na maioria das regiões brasileiras há períodos que favorecem e desfavorecem o cultivo de hortaliças, por exemplo, o clima do Cerrado tem seis meses de chuvas e os demais meses praticamente sem chuvas com umidade muito baixas. Já a região Amazônica é caracterizada por chuvas quase que o ano inteiro, enquanto que, no sul do Brasil, o rigoroso inverno permite que os cultivos se desenvolvam bem durante apenas quatro meses do ano, geralmente de setembro a dezembro. Nas épocas favoráveis aos cultivos a campo, a oferta acima da demanda faz o preço baixar, e este volta a subir nos períodos críticos de cultivo.

A necessidade de proteção das plantas, principalmente quanto ao clima desfavorável, é o principal fator que motiva os produtores a recorrerem à utilização das estufas nas mais variadas regiões do planeta. O cultivo protegido permite total ou parcial controle de aspectos ambientais como a velocidade do vento, radiação solar, umidade relativa do ar e do solo, evapotranspiração, temperatura ambiente, proteção do efeito direto das chuvas, lixiviação de nutrientes, reduz o uso de agrotóxicos, além de fortalecer os conceitos de qualidade total,

competitividade por melhores produtos no mercado, oferta programada e produtos diferenciados (MARTINS, 1991; FONTES, 1999; ANDRIOLO, 2000; VIDA et al., 2001; VIDA et al., 2004; FONTES et al., 2004; VILLELA JÚNIOR; ARAÚJO; FACTOR, 2004; ANDRIOLO et al., 2005; PAULUS, 2005).

Estudos verificaram que o aumento da temperatura promove o aumento na velocidade de crescimento e no desenvolvimento da planta. Porém não é constante esse processo fisiológico. Verificou-se que existe uma curva de crescimento na qual há uma faixa de temperatura ótima para o desenvolvimento da espécie. A influência da temperatura ocorre a nível celular, pois quando é muito baixa, pode ocorrer coagulação das proteínas plasmáticas e por outro lado quando muito alta, pode haver fusão de lipídeos, provocando danos às células (CORREA JÚNIOR et al., 1994).

Adicionalmente ao controle de aspectos ambientais, o uso do ambiente protegido proporciona redução de estresses fisiológicos das plantas, um melhor desenvolvimento das plantas, aumento da produção, da rotatividade e do período de colheita para culturas de colheita múltipla, melhoria na qualidade de produção e a possibilidade de maior eficiência no controle de doenças e pragas (VIDA et al., 2004; FONTES et al., 2004; VILLELA JÚNIOR; ARAÚJO; FACTOR, 2004; ANDRIOLO et al., 2005; PAULUS, 2005).

Por outro lado, o cultivo a campo aberto corresponde a um sistema sem a utilização de qualquer tipo de proteção que possa impedir o contato direto da cultura com o meio onde ela esteja instalada. Esse sistema é utilizado pelo homem desde que este deixou de ser nômade e passou a fixar moradia mesmo que por tempo limitado. Normalmente, os locais escolhidos para cultivo, eram onde a fertilidade natural propiciava colheitas para sobrevivência da comunidade, quando esta reduzia, limitando a produção, outro local era escolhido para iniciar um novo cultivo.

Em um experimento em casa de vegetação e a campo foi avaliado o efeito da época de colheita na produção de fitomassa e rendimento de óleo essencial de alecrim-pimenta (*Lippia sidoides* Cham.) (FIGUEIREDO et al 2009). Nesse experimento foi observado que não houve variação no rendimento de óleo entre as épocas. Em outro estudo com *Hyptis marrubioides* (Lamiaceae) também realizado em dois ambientes (casa de vegetação e campo) foi verificado que óleo essencial apresentou coloração incolor, levemente amarelada e baixa coloração nas plantas cultivadas em casa de vegetação e no campo, respectivamente (BOTREL et al., 2010).

2.4 Adubações orgânica e mineral

Para o crescimento e o desenvolvimento, os vegetais precisam de substâncias químicas que se encontram no solo, quando estes estão deficientes são corrigidos utilizando adubos químicos e orgânicos associados ou não. Portanto, a adubação é um fator de grande importância na produção das plantas medicinais. É essencial uma adubação equilibrada para a obtenção de plantas mais resistentes às pragas e doenças, com relativo aumento nos teores de princípios ativos, sem por em risco a produção de massa verde (CARVALHO, 2004).

A liberação dos nutrientes pela adubação orgânica é mais lenta, reduzindo a incidência de pragas. A utilização desta adubação melhora as propriedades físicas, biológicas e químicas, como a correção de possíveis deficiências de macro e micronutrientes, do solo (SARTORIO et al., 2000). Já o uso de adubação química em cultivos de plantas medicinais deve ser evitado, pois pode alterar a produção de princípios ativos (CORREA JÚNIOR et al., 1994; CARVALHO, 2004). Assim, o uso desse tipo de adubação é indicado apenas para situações nas quais há carências ou deficiências de nutrientes específicos (CARVALHO, 2004).

Associado à adubação orgânica, é recomendado o uso de adubação mineral para satisfazer as exigências do solo (MALAVOLTA, 1979). Metade do nitrogênio nos adubos orgânicos está na forma mineral, tendo o mesmo comportamento do nitrogênio oriundo dos fertilizantes minerais (MALAVOLTA, 1979). Os adubos minerais, especialmente os fosfatados, tendem a acrescentar o Cádmio ao solo. Esse elemento tem alta mobilidade e alto potencial de toxicidade à biota, uma amostra de material vegetal com mais de 0,5 ppm de Cádmio já pode ser considerado tóxica (RAMALHO, 1996).

A composição e o teor do óleo essencial das plantas aromáticas estão diretamente relacionados a diferentes fatores. As condições do cultivo, clima, origem geográfica, época de colheita, e nutrição mineral podem afetar de forma significativa a produção e a qualidade do óleo essencial (SALES et al., 2009). Além disso, outros fatores devem ser considerados como: temperatura, fotoperíodo, altitude e incidência de luz solar. Experimentos conduzidos com condições bem controladas têm demonstrado que variações no ambiente (temperatura, irradiação e fotoperíodo) podem influenciar o rendimento da biomassa em plantas aromáticas (FURLAN, 1999).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Área de estudo

O experimento foi conduzido em campo e em estufa na Fazenda Experimental Glória (18°57' S e 48°12' W), pertencente à Universidade Federal de Uberlândia (UFU). A fazenda situa-se na BR 050, a 12 km do centro de Uberlândia, MG. Segundo a classificação climática de Köppen, o clima da região é caracterizado como Aw (megatérmico), apresentando durante o ano duas estações bem definidas, inverno seco e verão chuvoso. No município de Uberlândia, o total médio de chuva no mês mais seco é aproximadamente de 60 mm, do mês mais chuvoso é de 250 mm e total anual médio entre 1500 a 1600 mm (SILVA; GUIMARÃES; MAVARES, 2008). O solo presente na área de estudo é Latossolo Vermelho Distrófico e Nitossolo Vermelho Eutrófico (EMBRAPA, 1999).

A coleta da amostra do solo foi realizada em uma profundidade de 0 a 20 cm, o resultado das análises químicas do solo da estufa e do campo (Tabela 1). A quantidade de adubo mineral foi definida em conjunto com a Prof^a. Dra. Regina Maria Quintão Lana, com base na análise do solo realizada previamente utilizando o Manual de Recomendações para uso de corretivos e fertilizantes em Minas Gerais, 5^a Aproximação (RIBEIRO et al., 1999). Sobre a adubação orgânica, não foi realizada análise do esterco bovino e cama de aviário utilizado, porém segundo Kiehl (1985), os dejetos bovinos têm aproximadamente 75% de nitrogênio, 80% de fósforo, 85% de potássio e 40% de matéria orgânica do que o animal consome.

TABELA 1. Caracterização química do solo da estufa e do campo para cultivo de gerânio. Uberlândia, MG. 2012.

ANÁLISES	UNIDADE	Estufa	Campo
pH H ₂ O	pH	5,7	5,5
pH meh ⁻¹	mg.dm ⁻³	98,4	83,9
K ⁺	mg.dm ⁻³	89	35
S-SO ₄	mg.dm ⁻³	20	38
Ca ²⁺	Cmol.dm ⁻³	3,5	2,6
Mg ²⁺	Cmol.dm ⁻³	0,6	0,4
Al ³⁺	Cmol.dm ⁻³	0,0	0,0
H + Al	Cmol.dm ⁻³	3,10	2,8

Continuação tabela 1			
ANÁLISES	UNIDADE	Estufa	Campo
SB	Cmol.dm ⁻³	4,32	3,09
T	Cmol.dm ⁻³	4,32	3,09
T	Cmol.dm ⁻³	7,42	5,89
V	%	58	42
M	%	0	0
M.O.	dag.kg ⁻¹	3,2	2,7
B	mg.dm ⁻³	0,0	0,0
Cu	mg.dm ⁻³	1,9	2,1
Fe	mg.dm ⁻³	101	112
Mn	mg.dm ⁻³	10,9	7,7
Zn	mg.dm ⁻³	11,6	10,1

Resultado da Análise química do solo: SB: Soma de bases; t: Capacidade de troca de cátions; T: Capacidade de troca de cátions em ph=7,0; V: Saturação de bases; M.O.: Matéria orgânica.

3.2 Obtenção das mudas e sistemas de cultivo

Foram utilizadas mudas oriundas do Instituto Agronômico de Campinas (IAC). Estas foram produzidas utilizando a técnica de cultura de tecido e aclimatadas em Uberlândia MG, quando possuíam o tamanho ideal (de 4 a 7 cm) (Figura 1). Inicialmente, as mudas foram transferidas para bandejas de 128 células usando substrato orgânico. A transição das mudas desenvolvidas *in vitro* para o ambiente *ex vitro* é chamada de aclimatização. Visando a obtenção de uma melhor resposta na aclimatação, deve-se proporcionar alta umidade relativa do ar, baixa irradiação e temperatura amena (DEBERGH, 1991). Somado a aclimatação, as raízes emitidas *in vitro* são fracas e pouco funcionais, motivo pelo qual precisam ser trocadas no menor tempo possível, o que só ocorrerá mantendo a planta com baixa transpiração (PIERIK, 1990). Além disso, o bom resultado na aclimatação depende do substrato escolhido. A densidade do substrato deve ser baixa, com nutrientes, ter uma composição química equilibrada, uniformidade física do material usado, boa drenagem, aerado, ter uma boa coesão entre as partículas e as raízes (HOFFMANN, 2002).



FIGURA 1. Mudanças de gerânio em substrato de agarose que foi posteriormente removido.

No processo de aclimatização, após serem transplantadas, nos dez primeiros dias as mudas ficaram em um ambiente sombreado. Após este período, as mudas foram conduzidas para um local coberto com telhas de fibra de vidro as quais controlam a passagem da luz. A partir do trigésimo dia, as mudas foram expostas à claridade nas primeiras horas do dia e a partir do trigésimo quinto, à incidência da claridade direta pela manhã. No período entre quadragésimo primeiro e o quadragésimo quinto, as mudas ficaram em uma estufa que recebia luz direta. No quadragésimo sexto dia, as mudas foram transplantadas em definitivo em canteiros na estufa e no campo.

A estufa utilizada foi uma estrutura do tipo túnel com 8 m de largura, 50 m de comprimento e 4 m de altura lateral. Essa estrutura metálica possui cobertura com filme plástico agrícola com espessura de 150 micras e as laterais protegidas com sombrite® 75%.

A irrigação na estufa e no campo foi diária e realizada por gotejamento e aspersão e o controle de plantas infestantes foi executado manualmente. A correção da fertilidade utilizando adubo orgânico e adubo químico foi realizada 30 dias antes do plantio. Para a adubação orgânica, foram usados $4,5 \text{ Kg.m}^{-2}$ sendo $3,5 \text{ Kg.m}^{-2}$ de esterco bovino e 1 Kg de cama de frango, ambos curtidos. Já para a adubação química, utilizou-se de 36 g.m^{-1} (720 Kg.ha^{-1}) do formulado NPK 4.14.8. A data do plantio foi 01/05/2012 e a data de colheita foi 08/09/2012, no período matutino.

O experimento foi realizado no período de maio a outubro de 2012. O delineamento experimental utilizado nos dois experimentos foi de delineamento inteiramente casualizados (DIC), em esquema fatorial 2×2 , com dez repetições, sendo dois sistemas de cultivo (estufa e campo) e dois tipos de adubação (mineral e orgânica). O espaçamento utilizado foi 50 cm entre linhas e 40 cm entre plantas. As parcelas no campo e na estufa foram de duas linhas de seis plantas com 2 m de comprimento sendo a parcela útil constituída pelas quatro plantas central.

3.3 Características avaliadas

Altura da planta (cm): foram medidas do corte até o ápice da haste principal em todas as plantas colhidas dentro da parcela útil. Em ambos os sistemas de cultivo, as plantas foram cortadas à altura de 20 cm do solo.

Massa fresca (g): as plantas do campo e da estufa foram colhidas no mesmo dia. As plantas foram levadas ao Laboratório de Fitotecnia do Instituto de Ciências Agrárias da UFU para que as folhas fossem pesadas, após serem colhidas. De cada parcela foi retirada uma amostra de 100 g de folhas que foi colocada em sacos plásticos, lacrados e armazenados em freezer.

Massa seca (g): de cada parcela foram retiradas 100 g de folhas frescas que foram desidratadas em estufa a 40°C até a massa constante.

Extração de óleo essencial: foram utilizadas amostras de 100 g de folhas frescas (teor de óleo massa fresca) e as amostras de massa seca (teor de óleo massa seca) de cada parcela útil para a avaliação do rendimento de óleo essencial. As extrações foram realizadas por hidrodestilação, com o uso de aparelho tipo Clevenger modificado (Figura 2A). As amostras foram colocadas em balões de 2 litros. Foi adicionada água destilada até imersão das plantas dentro do balão volumétrico, iniciando-se em seguida o processo de extração por meio do arraste do óleo essencial pelo vapor de água. Ao final da extração, o óleo essencial foi coletado, quantificado e armazenado no freezer em frasco de vidro embrulhados com papel alumínio, identificado conforme amostra. As extrações foram realizadas no Laboratório de Fitotecnia do Instituto de Ciências Agrárias da UFU.

Análise da composição do óleo essencial: as análises da composição química foram realizadas utilizando o aparelho CG-EM Shimadzu, QP-5000 (Figura 2B), operando a 70 eV, dotado de coluna capilar de sílica fundida DB-5 (30 m x 0,25 mm x 0,25 µm), hélio como gás de arraste (1,7 mL.min⁻¹), injetor a 240°C, detector a 230°C e o seguinte programa de temperatura: 60°C – 240°C com acréscimo de 3°C a cada minuto. Split: 1/20 e Fluxo: 1mL.min⁻¹.

A identificação dos compostos foi efetuada por comparação de seus espectros de massas com o banco de dados do sistema, literatura (McLafferty; Stauffer, 1989) e determinaram-se os índices de retenção de Kovats, comparando os mesmos com os da literatura (Adams, 1995).

A quantificação dos constituintes foi realizada em GC-FID (GC-2010 AF with AOC 20i auto sampler – Shimadzu), com detector de ionização de chama de hidrogênio e coluna capilar DB5; gás de arraste helio 1,0 mL.min⁻¹ e taxa de split de 1/20, injetor a 240°C,

detector a 230 °C e o seguinte programa de temperatura: 60°C -165°C, 4°C min⁻¹, 165°C – 240 °C, 10°C min⁻¹. Foram realizadas cinco injeções do óleo essencial, referentes às cinco repetições de cada tratamento, obtendo-se a concentração média para cada constituinte, sendo a quantificação obtida por meio da normalização da área (%). As análises foram realizadas na Universidade Federal de Sergipe, sob a orientação do Prof. Dr. Arie Fitzgerald Blank. Os dados obtidos foram submetidos a uma análise de variância conjunta e as médias comparadas pelo teste de Tukey ($p < 0,05$), com auxílio do programa estatístico.



FIGURA 2. A: Extração de óleo essencial por hidrodestilação em aparelho tipo Clevenger. B: Cromatógrafo Gasoso (CG-FID) utilizado para quantificação dos constituintes do óleo essencial.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Altura das plantas

As plantas com maiores alturas foram observadas na estufa utilizando a adubação orgânica (Tabela 2, Figura 3). O cultivo em estufa favoreceu o crescimento da planta de *P. graveolens* independente da adubação utilizada, comprovando que esse tipo de ambiente favorece positivamente o desenvolvimento dessa cultura (Tabela 2).

Os resultados obtidos nesse estudo foram melhores que os obtidos em outro estudo que encontrou altura máxima de 56,23 cm após 150 dias de cultivo de gerânio utilizando adução nitrogenada (240 kg de N. ha⁻¹) na Índia (Singh et al., 2011). Na estufa, as plantas são protegidas de condições adversas do clima e solo, como exposição direta à radiação solar, efeito direto das chuvas, lixiviação de nutrientes, entre outros, permitindo aumento foliar como resposta a proteção (ANDRIOLO, 2000).

TABELA 2. Altura de *Pelargonium graveolens* (cm) cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.

Sistema de cultivo	Adubação	
	Orgânico	Químico
Campo	73,14 Ab	74,09 Ab
Estufa	103,95 Aa	90,02 Ba

DMS = 4,45; Letras iguais maiúsculas, na linha, e minúsculas, na coluna, não diferem entre si no teste de Tukey (significância 5%).

Além do tipo de sistema de cultivos, há outros fatores que podem influenciar o desenvolvimento das plantas. A densidade de plantio, por exemplo, influencia diretamente o desenvolvimento vegetal em diferentes níveis (BERGO; MENDONÇA; SILVA 2005; PUQUERIO et al., 2007). Nos trabalhos com plantas aromáticas e medicinais, essas modificações também são relatadas para a biossíntese dos óleos essenciais, alterando o rendimento e a composição (BADI et al., 2004; MISSAOUI; FASOULA; BOUTON, 2005; MIGHRI et al., 2009). Em países como a Índia, o cultivo comercial do gerânio utiliza o espaçamento de 50 cm entre linhas x 50 cm entre plantas (KOTHARI; SINGH; SINGH, 2002).



FIGURA 3. Cultivo de *Pelargonium graveolens* em estufa, Fazenda Experimental Gloria, UFU, Uberlândia, MG. 2012

4.2 Produção de massa fresca e massa seca

A massa fresca foliar apresentou diferença significativa entre os tratamentos, com interação significativa entre o sistema de cultivo e o tipo de adubação (Tabela 3). Os dados permitem observar que a produção de biomassa foi maior na estufa, utilizando adubação

orgânica, apresentando média de 1685,084 g.planta⁻¹ de massa fresca foliar. Esses resultados foram superiores aos obtidos por Eiasu, Soundy e Steyn (2008), cultivando gerânio em casa de vegetação na África do Sul, que tiveram médias de 895 a 1000 g.planta⁻¹ de massa fresca.

Neste experimento, a associação das condições controladas da estufa com a adubação orgânica propiciou maior produção de biomassa, uma vez que as condições ambientais favorecem a microbiota do solo, por proporcionar maior retenção de umidade no solo propiciando uma melhor disponibilidade de nutriente para a cultura do gerânio. Esse efeito positivo também foi observado por Silva (2011), no cultivo de *Melissa officinalis* L. e nas mesmas condições em Uberlândia.

Outro fator que influencia a produtividade é o intervalo entre as colheitas. Os fatores climáticos durante a colheita podem modificar o rendimento da biomassa assim como do óleo essencial da planta (BLANK et al., 2012). Além desse fato, o tempo da rebrota pode influenciar de forma expressiva os valores reais da massa fresca e consequentemente a massa seca, assim como o rendimento e o teor dos óleos essenciais. Pesquisa realizada com a espécie medicinal tomilho (*Thymus vulgaris* L.), testando colheitas em três estádios (início da floração; plena floração; pós-floração) certificou-se que as colheitas realizadas no menor tempo de desenvolvimento tiveram maior rendimento, para biomassa quanto para rendimento do teor de óleo essencial (BADI et al., 2004).

TABELA 3. Massa fresca (g) de *Pelargonium graveolens* cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.

Sistema de cultivo	Adubação	
	Orgânico	Químico
Campo	1046,276Ab	1195,287Ba
Estufa	1685,084Aa	1216,177Bb

DMS = 175,43; Letras iguais maiúsculas na linha e minúsculas na coluna não diferem entre si no teste de Tukey (significância 5%).

Por outro lado, a massa seca foliar apresentou diferença significativa apenas no cultivo na estufa usando a adubação orgânica, tendo média de 325,73 g. No campo não houve influência com relação ao tipo de adubação (Tabela 4).

TABELA 4. Massa seca (g) *Pelargonium graveolens* cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.

Sistema de cultivo	Adubação	
	Orgânico	Químico
Campo	198,69 Ab	226,71 Aa
Estufa	325,73 Aa	255,07 Ba

DMS = 33,66; Letras iguais maiúsculas, na linha, e minúsculas, na coluna, não diferem entre si no teste de Tukey (significância 5%).

4.3 Extração de óleo essencial

Para teor de óleo essencial proveniente de 100g de massa fresca (teor fresco), foi observada maior produção no campo em relação ao resultado obtido na estufa, sendo este resultado independente do tipo de adubação (Tabela 5).

TABELA 5. Teor de óleo (%) na massa fresca de *Pelargonium graveolens* L. cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo). UFU, Uberlândia, 2012.

Sistema de cultivo	Teor de matéria fresca
Campo	0,254 a
Estufa	0,209 b

DMS = 0,04446; Letras diferentes diferem entre si no teste de Tukey (significância 5%).

Esses resultados foram menores que os obtidos por Blank et al., (2012), cultivando gerânio em diferentes espaçamentos na região Nordeste do Brasil (até 1,67% de óleo essencial), e por Silva et al., (2010), cultivando gerânio também no Nordeste com diferentes coberturas do solo e adubação orgânica, obtendo até 1,32% de óleo essencial.

Assim como para a massa fresca, o teor de óleo essencial a partir de massa seca foi maior no campo em relação ao resultado obtido na estufa, sendo este resultado independente da adubação (Tabela 6).

TABELA 6. Teor de óleo (%) na massa seca de *Pelargonium graveolens* L. cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo). UFU, Uberlândia, 2012.

Sistema de cultivo	Teor de óleo essencial
Campo	0,9468 a
Estufa	0,6450 b

DMS = 0,17265; Letras diferentes diferem entre si no teste de Tukey (significância 5%).

O rendimento de óleo proveniente de massa fresca por planta foi menor na estufa com adubação química (Tabela 7). Da mesma forma, foi observado menor rendimento de óleo proveniente de massa fresca por metro quadrado quando as plantas foram cultivadas em estufa com adubação química (Tabela 8).

O rendimento depende dos valores do teor de óleo essencial. As diferenças estatísticas encontradas no rendimento foram influenciadas pela produção de biomassa por área. Como na estufa a produção de biomassa foi maior, esperou-se que o rendimento de óleo essencial fosse proporcional ao aumento de biomassa por área.

TABELA 7. Rendimento de óleo proveniente na massa fresca (g.planta^{-1}) de *Pelargonium graveolens* cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.

Sistema de cultivo	Adubação	
	Orgânico	Químico
Campo	2,65 Aa	3,15 Aa
Estufa	3,58 Aa	2,45 Ba

DMS = 0,9548; Letras diferentes diferem entre si no teste de Tukey (significância 5%).

TABELA 8. Rendimento de óleo proveniente na massa fresca (g.m^{-2}) de *Pelargonium graveolens* cultivado em dois sistemas de cultivo (estufa e campo) com duas adubações (adubação orgânica e química). UFU, Uberlândia, 2012.

Sistema de cultivo	Adubação	
	Orgânico	Químico
Campo	3,712 Aa	4,413 Aa
Estufa	5,015 Aa	3,432 Ba

DMS = 1,3367; Letras diferentes diferem entre si no teste de Tukey (significância 5%).

4.4 Composição do óleo essencial

Pelas análises de CG/MS e FID, foram detectados 18 constituintes químicos contidos no óleo essencial de massa fresca de *P. graveolens* cultivados na estufa e no campo (Tabela 9). Entre as amostras referentes à estufa, foi detectado ácido decanóico em porcentagens inferiores a 2%. Das substâncias encontradas, prevaleceram como majoritários os monoterpenos geraniol, citrionelol, linalol e isomentona.

TABELA 9. Porcentagem relativa média das substâncias presentes no óleo essencial de *Pelargonium graveolens*, sob interação de sistemas de cultivo e tipos de adubação. UFU, Uberlândia, 2012.

Substâncias	CO	CQ	EO	EQ	IRR exp.*	IRR lit.**
2- Etil-fenil tiglato	0,22	0,42	0,28	0,35	1590	1584
6,9-Guaiadiene	2,72	2,43	2,33	2,03	1447	1442
Ácido decanóico	-	-	1,79	1,56	1374	1364
Citrionelol	18,23	18,39	17,92	21,84	1230	1223
epi- α -Cadinol	0,19	0,22	0,18	0,17	1647	1638
Geranial	1,12	1,43	1,22	1,09	1273	1264
Geraniol	48,95	50,27	45,96	41,71	1258	1249
Acetato de geraniolo	0,17	0,13	0,11	0,19	1385	1379
Geranyl butanoate	0,37	0,42	0,27	0,43	1561	1562
Geranil tiglato	0,05	0,12	0,13	0,09	1702	1696
Germacrene B	0,98	1,02	1,04	1,2	1485	1484
iso-Mentol	0,36	0,21	0,34	0,54	1187	1179
iso-Mentona	10,64	8,85	10,23	13,18	1167	1158
Linalol	10,38	9,87	9,03	11,54	1101	1095
Neral	0,22	0,65	0,43	0,46	1244	1235
Propanoato de geranila	0,91	0,88	0,76	1,01	1475	1476
γ -Eudesmol	4,07	4,08	3,76	3,28	1628	1630
γ -Murolene	0,33	0,36	0,43	0,22	1485	1478

CM: Campo/química; CO: Campo/orgânica; EM: Estufa/ química; EO: Estufa/orgânica; IRR: índice de retenção; tr: porcentagem relativa inferior a 0,01%.

Entre os compostos majoritários comumente encontrados nas cultivares de gerânio, citronelol e geraniol geralmente são os mais abundantes, oscilando entre 20 e 60% (PETERSON et al., 2006). No presente estudo, o geraniol apresentou as maiores porcentagens relativas entre os constituintes majoritários (41 a 50%).

O resultado das análises permite observar que o campo como forma de cultivo favoreceu a produção de geraniol (Tabela 10). O constituinte citronelol, como segundo maior composto (17,5 a 22%), não apresentou diferença estatística entre tipos de cultivo e adubações.

TABELA 10. Porcentagem relativa média (%) dos constituintes majoritários do óleo essencial de *Pelargonium graveolens* L obtidos de folhas frescas em função dos sistemas de cultivos e tipos de adubação. UFU, Uberlândia, 2012.

Adubação	Citronelol (%)			Geraniol (%)		
	Estufa	Campo	Média	Estufa	Campo	Média
Química	21.84	18.39	20.12 ^a	41.71	50.27	45.99 ^a
Orgânica	17.92	18.23	18.08 ^a	45.96	48.95	47.45 ^a
Média	19.88A	18.31A		43.83B	49.61A	
DMSsist =DMSadubação	2.29			4.35		
CV%	13.79			10.71		

Médias seguidas por letras distintas, maiúsculas na linha e minúsculas na coluna, diferem entre si, pelo teste de Tukey (significância 5%).

Silva et al., (2010) estudando o cultivo de gerânio na região nordeste do Brasil, obtiveram valores de até 31,22% de citronelol e de até 20,63% de geraniol com adubação orgânica. Assim, concluíram que os teores de citronelol e geraniol demonstram certa afinidade com a adubação por esterco e ausência de cobertura por filme plástico.

No presente experimento, os compostos linalol e iso-mentona também apareceram como majoritários, com médias entre 9 e 12% e entre 6 e 13% respectivamente (Tabela 11). A produção de linalol foi menor na estufa sob adubação orgânica, enquanto a produção de iso-mentona foi menor no campo sob adubação química (Tabela 11).

Esses resultados foram superiores ao de Silva et al., (2010) que obtiveram até 11,42% de linalol e 1,18 % de iso-mentona utilizando adubação orgânica. Para Singh (2011), o teor e a composição do óleo de gerânio não foram influenciados pelas fontes de adubação testadas

(mineral e vermicomposto), apresentando 21,3 a 24,3% de citrionelol, 22,8 a 29,5% de geraniol, 6,5 a 7% de iso-mentona e 6,3 a 7% de linalol, em todos os tratamentos.

TABELA 11. Porcentagem relativa média (%) dos constituintes majoritários do óleo essencial de *Pelargonium graveolens* L obtidos de folhas frescas em função dos sistemas de cultivos e tipos de adubação. UFU, Uberlândia, 2012.

Adubação	Linalol (%)			Iso-Mentona (%)		
	Estufa	Campo	Média	Estufa	Campo	Média
Química	11.54Aa	9.87Aa	10.71	13.18Aa	8.85Bb	11.01
Orgânica	9.03Ab	10.38Aa	9.70	10.23Ab	10.64Aa	10.43
Média	10.29	10.12		11.70	9.74	
DMSsist =DMSadubação	2.00			1.567		
CV%	15.93			11.87		

Médias seguidas por letras distintas, maiúsculas na linha e minúsculas na coluna, diferem entre si, pelo teste de Tukey, a 0,05 de significância.

Nesse contexto, as características edafoclimáticas podem se correlacionar e influenciar acentuadamente na qualidade dos óleos essenciais do gerânio e de outras plantas aromáticas. No presente trabalho, a altura das plantas e o constituinte linalol tiveram uma correlação negativa, sendo que plantas maiores apresentaram menores taxas de linalol (Tabela 12).

Os constituintes geraniol e iso-mentona tiveram o mesmo comportamento, sendo que amostras com maiores taxas de geraniol apresentaram menores taxas de iso-mentona. Singh et al., (2011), avaliando intervalos de corte no cultivo de gerânio, observaram que o avanço da idade da cultura o teor de citrionelol aumentou e o de geraniol diminuiu, e com relação a umidade relativa baixa o geraniol, linalol e geranial aumentaram, porém com a queda da temperatura diminuiram.

Essas oscilações são consequências das condições ambientais nas quais as plantas foram cultivadas durante os experimentos, o que pode alterar bruscamente a cascata fisiológica dos metabólitos. No estresse fisiológico, podem ocorrer alterações na cadeia metabólica das plantas como respostas às alterações do ambiente, resultados de mecanismos de defesa e sobrevivência contra o stress hídrico, ataque de insetos ou microrganismos. Esses fatores influenciam fortemente na qualidade dos óleos essenciais de plantas aromáticas,

causando a produção de metabólicos muitas vezes indesejáveis para um óleo comercial (TAIZ; ZEIGER, 2006).

Por outro lado, quando as condições ambientais são mais favoráveis às plantas, como maior umidade e temperaturas mais amenas, ocorre maior desenvolvimento do metabolismo primário como crescimento, armazenamento de foto assimilado e aparecimento de novos tecidos foliares. Nesse caso, a influência na qualidade dos óleos essenciais pode ser menor, com a produção de compostos mais favoráveis à comercialização.

TABELA 12. Teste de correlação entre as variáveis analisadas no experimento. UFU, Uberlândia, MG.

FATOR 1	FATOR 2	R*	PROBABILIDADE
Altura de plantas	Linalol	-0,500	0,013
Geraniol	Iso-Mentona	-0,501	0,014

*Teste de Pearson para correlação, significativo $p < 0,05$.

5. CONCLUSÕES

-A maior produção de gerânio e de óleo essencial é obtida em cultivos realizados em estufas e com adubação orgânica.

-O sistema de cultivo associado ao tipo de adubação influencia a composição do óleo essencial do gerânio. Há substâncias, como o ácido decanóico, que são produzidas apenas quando as plantas são cultivadas em estufa.

-A quantidade de certos compostos pode variar entre os sistemas de cultivo associados a diferentes tipos de adubos.

- Os compostos majoritários encontrados são citronelol e geraniol.

REFERÊNCIAS

ADAMS, R. P. **Identification of essential oil components by gas chromatography/mass spectroscopy**. Carol Stream: Allured, 1995.

AL-SEREITI, M. R.; ABU-AMER, K. M.; SEN, P. Pharmacology of rosemary (*Rosmarinus officinalis* Linn.) and its therapeutic potentials. **Indian Journal of Experimental Biology**, Nova Delhi, v. 37, p. 124-130, 1999.

ANDRADE, F. M. C.; CASALI, V. W. D. **Plantas medicinais e aromáticas: relação com o ambiente, colheita e metabolismo secundário**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Fitotecnia, 1999.

ANDRIOLO, J. L. Fisiologia da produção de hortaliças em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, p. 26-33, 2000.

ANDRIOLO, J.L. et al. Growth and yield of lettuce plants under salinity. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.23, p.931-934, 2005.

ARAÚJO, J. A. C. Recentes avanços da pesquisa agronômica na plasticultura brasileira. In: ARAUJO, J. A. C.; CASTELLANE, P.D. (Eds.) **Plasticultura**. Jaboticabal: FUNEP, 1991. p.41-52.

ARAÚJO, J. A. C.; CASTELLANE, P. D. Recentes avanços da pesquisa agronômica na plasticultura brasileira. In: ARAUJO, J.A.C.; CASTELLANE, P.D. (Eds.) **Dez anos de plasticultura na F.C.A.V.** Jaboticabal: FUNEP, 1996. p. 67-68.

BADI, H. N.; YAZDANI, D; ALI, S. M.; NAZARI, F. Effects of spacing and harvesting time on herbage yield and quality/quantity of oil in thyme *Thymus vulgaris* L. **Industrial Crops and Products**, [S.L], v. 19, p. 231-236, 2004.

BARICEVIC, D., BARTOL, T. The biological/pharmacological activity of the *Salvia* genus. **Pharmacology**, Kyoto, v.5, p. 143-184, 2000.

BERGO, C. L.; MENDONÇA, H. A.; SILVA, M. R. Efeito da época e frequência de corte de pimenta longa (*Piper hispidinervum* C. DC.) no rendimento de óleo essencial. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 35, p. 111-117, 2005.

BHAN, M. K et al. Geranium (*Pelargonium* sp. 'hybrid') essential oil in subtropical and temperate regions of Jammu and Kashmir. **Flavour and Fragrance Journal**, [S.L], v. 21, p. 527-530, 2006.

BLANK, A. F. et al. Densidades de plantio e doses de biofertilizante na produção de capim-limão. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 25, p. 343-349, 2007.

BLANK, A. F et al. Espaçamento de plantio e intervalos de colheita na biomassa e no óleo essencial de gerânio. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. .30, n.4, p. 740-746. 2012.

BOTREL, P. P. et al. Variações no teor e na composição volátil de *Hyptis marruboides* EPL: cultivada no campo e em casa de vegetação. **Química Nova**, São Paulo, v. 1.33, n. 1, p. 33-37.

BRANDÃO FILHO, J. U. T.; CALLEGARI, O. Cultivo de hortaliças em solo em ambiente protegido. **Informe Agropecuário**, [S.L], v. 20, p. 64-68. 1999.

BRUNETON, J. **Pharmacognosie. phytochimie plantes medicinales**. 2. ed. Paris: Tec Doc, 1993.

CARVALHO, G. R. et al. Aclimatização de plantas de café (*Coffea arabica* L.) propagadas “in vitro”. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 23, n.3, p. 483-490, 1999.

CARVALHO, A.C.B. et al. Avaliação legal da propaganda e publicidade de medicamentos fitoterápicos anunciados na Paraíba (Brasil). **Acta Farmacéutica Bonaerense**, Buenos Aires, v. 23, n. 3, p. 413-417, 2004.

CORREA JUNIOR, C.; MING, L. C., SCHEFFER, M. C. **Cultivo de plantas medicinais, aromáticas e condimentares**, Jaboticabal: FUNEP, 1994.

COWAN, M. M. Plant products as antimicrobial agents. **Clinical Microbiology Review**, Washington, [S.L], v.12, n. 4, p. 564-582, 1999.

DEBERGH, P. C. Aclimatization techniques of plants from *in vitro*. **Acta Horticulturae**, Bélgica, v. 289, p. 291-300, 1991.

DI STASI, L. C. **Plantas medicinais: arte e ciência**. São Paulo: Unesp, 1996.

DEBERSAC, P. et al. Induction of cytochrome P450 and/or detoxication enzymes by various extracts of rosemary: description of specific patterns. **Food and Chemical Toxicology**, [S.L], v. 39, n. 9, p. 907-918, 2001.

EIASU, B. K.; SOUNDY, P.; STEYN, J.M. High irrigation frequency and brief water stress prior to harvest enhances essential oil yield of rose-scented geranium (*Pelargonium capitatum* P. radens). **HortScience**, [S.L], v. 43, p. 500–504, 2008.

EMBRAPA - Empresa Brasileira De Pesquisa Agropecuária. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. Brasília, 1999.

FIGUEIREDO, L.S. et al. Effect of harvesting time on phytomass production and essential oil yield in "alecrim-pimenta" (*Lippia sidoides* Cham.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Paulinia, v. 11, n. 2, p. 154-158. 2009.

FONTES, P. C. R. et al. Produção e qualidade do tomate produzido em substrato, no campo e em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, p. 614-619, 2004.

FONTES, P. C. R. Produção de hortaliças em ambiente protegido: uma técnica a ser aprendida. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.20, n.200/201, p.1-2, 1999.

FURLAN, M. R. **Cultivo de plantas medicinais**. Coleção Agroindústria, 2. ed., v. 13. Cuiabá: SEBRAE/MT, 1999.

GOMES, P. B.; MATA, V. G.; RODRIGUES, A. E. Characterization of Portuguese-grown geranium oil (*Pelargonium* sp.). **Journal of Essential oil Research**, [S.L], v. 16, p. 490-495, 2004.

GOTO, R. A cultura de alface. In: GOTO, R.; TIVELLI, W. S. (org.) **Produção de hortaliças em ambiente protegido: condições subtropicais**. São Paulo: Fundação Editora da UNESP, 1998. p.137-159.

HOEFLER, C., et al. Comparative choleric and hepatoprotective properties of young sprouts and total plant extracts of *Rosmarinus officinalis* in rats. **Journal of Ethnopharmacology**, [S.L], v. 19, n. 2, p. 133-143. 1987.

HOFFMANN, A. Aclimação de mudas produzidas *in vitro*. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.23, p. 21-24, 2002.

HUSSEIN M. S; et al. Growth characters and chemical constituents of *Dracocephalum moldavica* L. plants in relation to compost fertilizer and planting distance. **Scientia Horticulturae**, [S.L], v. 108, p. 322-331, 2006.

KIEHL, E. J. **Fertilizantes orgânicos**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1985.

KOTHARI, S. K; SINGH, C. P; SINGH, K. Weed control in rose-scented geranium (*Pelargonium* spp). **Pest Management Science**, [S.L], v. 58, p. 1254-1258, 2002.

LEAL, P. F. et al. Functional properties of spice extracts obtained via supercritical fluid extraction. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S.L], v. 51, n. 9, p. 2520-2525, 2003.

LIMA, C. F. et al. The drinking of a *Salvia officinalis* infusion improves liver antioxidant status in mice and rats. **Journal of Ethnopharmacology**, [S.L], v. 972, p. 383-389, 2005.

LIMA, C. F.; FERNANDES-FERREIRA, M.; PEREIRA-WILSON, C. Drinking of *Salvia officinalis* tea increases CCL4-induced hepatotoxicity in mice. **Food and Chemical Toxicology**, [S.L], v. 45, p. 456-464, 2007.

LORENZI, H.; MATOS, F. J. A. **Plantas medicinais do Brasil: nativas e exóticas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2002.

MALAVOLTA, E. **ABC da adubação** 4. ed. São Paulo: Ed. Agronômica Ceres, 1979.

MARTINS, G. Produção de tomate em ambiente protegido. In: ENCONTRO NACIONAL DE PRODUÇÃO E ABASTECIMENTO DE TOMATE, 2. **Anais Encontro Nacional de Produção e Abastecimento de Tomate**, Jaboticabal, SP. 1991. p.219-230.

McLAFFERTY, F. W.; STAUFER, D. **The Wiley/NBS registry of mass spectral data**. New York: John Wiley & Sons, 1989.

MIGHRI H. et al. Impact of season and harvest frequency on biomass and essential oil yields of *Artemisia Herba-Alba* cultivated in southern Tunisia. **Explication Agricultural**, Cambridge, v. 45, p. 499-508, 2009.

MISSAOUI, A. M.; FASOULA, V. A; BOUTON, J. H. The effect of low plant density on response to selection for biomass production in switchgrass. **Euphytica**, [S.L], v. 142, p.1-12, 2005.

MORENO, S. et al. Antioxidant and antimicrobial activities of rosemary extracts linked to their polyphenol composition. **Free Radical Research**, [S.L], v. 40, n. 2, p. 223-231, 2006.

NUNES, X. P. et al. Antimicrobial activity of the essential oil of *Sida cordifolia* L. **Revista Brasileira de Farmacognósia**, Brasília, João Pessoa, v.16, 642-644, Dez. 2006.

OLIVEIRA, C. R. **Cultivo em ambiente protegido**. Campinas: Coordenadoria de Assistência Técnica Integral-CATI. 1999.

OLUWATUYI, M., KAAZ, G. W., GIBBONS, S. Antibacterial and resistance modifying activity of *Rosmarinus officinalis*. **Fitochemistry**, [S.L], v. 65, n. 24, p. 3249-3254, 2004.

PAULUS, E. Substratos na produção hidropônica de mudas de hortelã. **Horticultura Brasileira**, [S.L], Brasília, v. 23, n. 1, p.48-50, janeiro-março 2005.

PETERSON, A. et al. Extraction of essential oil from geranium (*Pelargonium graveolens*) with supercritical carbon dioxide. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, [S.L], v. 81, p. 167-172, 2006.

PIERIK, R. L. M. **Cultivo in vitro de las plantas superiores**. Madrid: Mundi – Prensa, 1990.

PIMENTEL F. A. et al. A convenient method for determination of moisture in aromatic plants. **Quimica Nova**, São Paulo, v. 29, n. 2, p. 373-375, Mar./Apr. 2006.

RAMALHO, J. F. G. P. **Metais Pesados em Solos com diferentes usos agrícolas no Estado do Rio de Janeiro**. 1996. 145 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) - Instituto de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 1996.

RANA, V. N; JUYAL, J. P; BLAZQUEZ, M. A. Chemical constituents of essential oil of *Pelargonium graveolens* leaves. **The International Journal of Aromatherapy**, [S.L], v. 12, n. 4, p. 216 – 218, 2003.

RAO, B. R. R. et al. Variation in yield and quality of geranium (*Pelargonium graveolens* L^{''} Her. Ex Aiton) under varied climatic and fertility conditions. **Journal of Essential Oil Research**, [S.L], v. 2, p. 73-79, 1990.

RAO, B. R. R. et al. Effect of Seasonal Climatic Changes on Biomass Yield and Terpenoid Composition of Rose-scented Geranium (*Pelargonium* species). **Biochemical Systematics and Ecology**, [S.L], v. 24, p. 627-635, 1996.

RAO, B. R. R. Biomass and essential oil yields of rainfed palmarosa (*Cymbopogon martini* (Roxb.) Wats. var. motia Burk.) supplied with different levels of organic manure and fertilizer nitrogen in semi-arid tropical climate. **Industrial Crops and Products**, [S.L], v. 14, p. 171–178, 2001.

RAO, B.R.R. Biomass yield, essential oil yield and essential oil composition of rose-scented geranium (*Pelargonium* species) as influenced by row spacings and intercropping with cornmint (*Mentha arvensis* L. f. *piperascens* Malinv. Ex Holmes). **Industrial Crops and Products**, [S.L], v.16, p.133-44, 2002.

RIBEIRO, A. C.; GUIMARÃES, P. T. G.; ALVAREZ, V. H. **Recomendações para o uso de corretivos e fertilizantes em Minas Gerais**, Viçosa-MG: CFSEMG, 1999.

RIZZINI, T. C.; MORS, W. B. **Botânica e Econômica Brasileira**. 3. ed. São Paulo: Âmbito Cultural, 1995.

ROCHA, S. F. R.; MING, L. C.; MARQUES, M. O. M. Influência de cinco temperaturas de secagem no rendimento e composição de óleo essencial de citronela *Cymbopogon winterianus* Jowitt. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, [S.L], v. 3, p. 73-78, 2000.

SALES, J. F. et al. Acúmulo de massa, teor foliar de nutrientes e rendimento de óleo essencial de hortelã –do- campo (*Hiptys marrubioides*) cultivado sob adubação orgânica. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 25, n.1, p.60-68, 2009.

SANTOS, H. S. Comportamento fisiológico de hortaliças em ambiente protegido. In: ENCONTRO DE HORTALIÇAS DA REGIÃO SUL, 9. e ENCONTRO DE PLASTICULTURA DA REGIÃO SUL, 6. 1994, Maringá, PR, **Anais do Encontro de Hortaliças da Região Sul e Encontro de Plasticultura da Região Sul**, Maringá. 1994. p. 22-24.

SANTOS, M. R. A.; INNECCO, R. Adubação orgânica e altura de corte da erva-cidreira brasileira. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 2, p. 182-185, 2004.

SAXENA, G. et al. An efficient in vitro produce for micropropagation and generation of somaclones of rose scented *Pelargonium*. **Plant Science**, [S.L], v.155, p.133-40, 2000.

SELLAMI, I.H. et al. Effect of growth stage on the content and composition of the essential oil and phenolic fraction of sweet marjoram (*Origanum majorana* L.). **Industrial Crops and Products**, [S.L], v. 30, p. 395–402, 2009.

SGANZERLA, E. **Nova agricultura, a fascinante arte de cultivar com os plásticos**. Porto Alegre: Plasticultura Gaúcha. 1997.

SILVA, M. I. S.; GUIMARÃES, E. C.; MAVARES, T. Previsão da temperatura média mensal de Uberlândia, MG, com modelos de séries temporais. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, [S.L], v.12, p.480-485, 2008

SILVA, A. C. et al. Influência da cor do mulch. plástico e da adubação no teor, rendimento e composição do óleo essencial de gerânio. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 28, p. S3193-S3200, 2010.

SIMÕES, C. M.; SPITZER, V. Óleos Essenciais. IN: SIMÕES, C. M.: SPITZER, V. **Da Planta ao Medicamento**. Porto Alegre: Editora da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 1999, cap. 18

SIMÕES, C. M.; SPITZER, V. Óleos voláteis. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 5. ed. Porto Alegre, RS: Ed. da UFSC, 2004.

SIMÕES, C. M. O.; SPITZER V. 2001. Óleos Voláteis. In: SIMÕES CMO et al.(eds.). **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. Porto Alegre/Florianópolis: Ed.Universidade/UFGRS/Ed.UFSC. p. 397-425.

SIMON, J. E.; CHADWICK, A. F.; CRAKER, L. E. **Herbs: an indexed bibliography 1971-1980: the scientific literature on selected herbs, and aromatic and medicinal plants of the temperate zone**. Hamden: Archon Books, 1984.

SINGH, S. et al. Growth and yield of geranium (*Pelargonium graveolens*) and garlic (*Allium sativum*) in intercropping system. **Indian Journal of Agricultural Research**, [S.L], v. 45, n. 3, p. 179 - 187, 2011

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Plant physiology**. 4. ed. Sunderland: Sinauer Associates, 2006.

VIDA, J.B. et al. Manejo de doenças em cultivos protegidos. In: ZAMBOLIM, L. (Ed.). **Manejo integrado e Fitossanidade: cultivo protegido, pivô central e plantio direto**. Viçosa, 2001.

VIDA, J.B. et al. Manejo de doenças de plantas em cultivo protegido. **Fitopatologia Brasileira**, [S.L], v. 29, n. 4, p. 355-372, julho-agosto 2004.

VILLELA JÚNIOR, L. V. E.; ARAÚJO, J. A. C.; FACTOR, T. L. Análise do resfriamento da solução nutritiva para cultivo hidropônico do morangueiro. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 24, n. 2, p.338-346, maio-agosto 2004.

VITTI, A. M. S.; BRITO, J. O. **Óleo essencial de eucalipto**. Universidade de São Paulo: Documentos florestais, n.17, p 1-26, 2003.