

REGULADORES VEGETAIS MODULAM A SÍNTESE DE ALCALOIDES E O PERFIL DE VOLÁTEIS FOLIARES EM MUDAS DE *Annona emarginata* (ANNONACEAE)?

MARÍLIA CAIXETA SOUSA

Tese apresentada ao Instituto de Biociências,
Câmpus de Botucatu, UNESP, para obtenção do
título de Doutora no Programa de Pós-Graduação
em Ciências Biológicas (Botânica). Área de
concentração: Fisiologia e Bioquímica Vegetal.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
Campus de Botucatu



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“Júlio De Mesquita Filho”

INSTITUTO DE BIOCIÊNCIAS DE BOTUCATU

REGULADORES VEGETAIS MODULAM A SÍNTESE DE
ALCALOIDES E O PERFIL DE VOLÁTEIS FOLIARES EM
MUDAS DE *Annona emarginata* (ANNONACEAE)?

MARÍLIA CAIXETA SOUSA

PROF. DRA. GISELA FERREIRA
Orientadora

PROF. DR. IVÁN DE LA CRUZ CHACÓN
Co-orientador

Tese apresentada ao Instituto de Biociências,
Câmpus de Botucatu, UNESP, para obtenção do
título de Doutora no Programa de Pós-Graduação
em Ciências Biológicas (Botânica). Área de
concentração: Fisiologia e Bioquímica Vegetal.

BOTUCATU – SP
2020

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉC. AQUIS. TRATAMENTO DA INFORM.
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CÂMPUS DE BOTUCATU - UNESP

BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: ROSEMEIRE APARECIDA VICENTE-CRB 8/5651

Sousa, Marília Caixeta.

Reguladores vegetais modulam a síntese de alcaloides e o perfil de voláteis foliares em mudas de *Annona emarginata* (Annonaceae)? / Marília Caixeta Sousa. - Botucatu, 2020

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Instituto de Biociências de Botucatu

Orientador: Gisela Ferreira

Coorientador: Iván de la Cruz Chacón

Capes: 20303009

1. Fotossíntese. 2. Hormônios vegetais. 3. Plantas - Metabolismo. 4. *Annona*. 5. Reguladores de crescimento de plantas.

Palavras-chave: Fotossíntese; Hormônios vegetais; Metabolismo especializado; Metabolismo primário; Substâncias voláteis.

*Aos meus pais Conceição e Marcio, à minha irmã Milene, e a
toda minha família que, com muito carinho, não mediram
esforços para que eu realizasse meus objetivos.
A eles todo meu amor e admiração, **Dedico.***

Agradecimentos

À Coordenação de Aprfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil CAPES pela concessão de bolsa de doutorado - Código de Financiamento 001.

À querida Prof.^a Dr.^a Gisela Ferreira pela atenção e orientação que foram imprescindíveis para a realização deste trabalho. Agradeço especialmente a confiança creditada a mim e a oportunidade de aprendizado.

Ao Prof. Dr. Iván De La Cruz Chacón da Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas, pela orientação e dedicação a este trabalho.

À Prof.^a Dr.^a Carmem Silvia F. Boaro, ao Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Botânica) e aos funcionários da Seção de Pós-graduação, pelo auxílio no decorrer do curso.

Aos docentes, técnicos e funcionários do Departamento de Botânica do Instituto de Biociências de Botucatu, por todo auxílio dedicado.

À Coordenadoria de Assistência Técnica e Integral (CATI) de São Bento do Sapucaí - SP, em especial, à Engenheira Agrônoma Dr.^a. Silvana Catarina Sales Bueno e ao Engenheiro Agrônomo Amélio José Berti, pelo fornecimento das mudas de *Annona emarginata* e por todo o apoio durante as coletas.

À Prof.^a Dr.^a Marcia Ortiz Mayo Marques do Instituto Agrônômico de Campinas, à Dr.^a Maria Aparecida Ribeiro Vieira e a todos os funcionários do instituto pelo auxílio nas análises de voláteis foliares.

Ao Prof. Dr. Ivan de Godoy Maia e à doutoranda Mariana de Lara Campos Arcuri por todo o aprendizado obtido durante as análises moleculares.

Às amigas de Pós-graduação, Carolina Mimi, Mariana De-Pieri-Oliveira e Patrícia Corrêa pela por tornarem a realização desse trabalho mais divertida e por toda a aprendizagem que tivemos juntas.

Ao amigo Dr. Felipe Giroto Campos, por toda a parceria e auxílio na realização das análises de trocas gasosas.

Aos colegas do Laboratório de Germinação, que sempre estiveram presentes para auxiliar na realização desse trabalho.

Aos professores Dr. Derblai Casaroli, Dr. Evandro Binotto Fagan e Dr. João Domingos Rodrigues que foram fundamentais para meu ingresso no mundo científico.

Aos meus queridos pais Conceição e Marcio pelo amor, dedicação e incentivo. À minha irmã Milene pelo carinho e amizade. Ao meu irmão Mauro, que mesmo muito distante, sempre me deu forças para seguir em frente.

A todos os meus familiares, em especial meus afilhados Lucas e Júlia, por compreenderem a minha ausência e acreditarem nos meus objetivos.

À amiga LÍlian Simonetti por sempre me apoiar nos momentos difíceis e comemorar comigo todas as vitórias

À Marla Diamante, por compartilhar comigo as experiências de viver longe de casa. Obrigada por tudo!

Aos meus amigos, todos, sem exceção! Não deixarei escrito aqui nomes, para não cometer o erro de esquecer de alguém. Obrigada pelas risadas, apoio e companhia!

Sumário

RESUMO	8
ABSTRACT	9
1. INTRODUÇÃO GERAL.....	10
2. OBJETIVOS	12
REFERÊNCIAS	13
3. CAPÍTULO 1: Avanços sobre o efeito de reguladores vegetais na síntese de alcaloides e terpenos em Annonaceae	16
3.1. Metabolismo especializado em Annonaceae	16
3.1.1. Alcaloides em Annonaceae.....	16
3.1.2. Terpenos em Annonaceae.....	18
3.2. Efeito dos hormônios e reguladores vegetais no metabolismo.....	20
3.3. Material Suplementar.....	23
REFERÊNCIAS	30
4. CAPÍTULO 2 – Ação diferencial de reguladores vegetais no metabolismo de <i>Annona emarginata</i>	54
4.1. INTRODUÇÃO.....	55
4.2. MATERIAL E MÉTODOS.....	57
4.3. RESULTADOS	61
4.4. DISCUSSÃO	64
4.5. CONCLUSÃO.....	67
Material Suplementar.....	86
REFERÊNCIAS	94
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS	103

SOUSA, M. C. **REGULADORES VEGETAIS MODULAM A SÍNTESE DE ALCALOIDES E O PERFIL DE VOLÁTEIS FOLIARES EM MUDAS DE *Annona emarginata* (ANNONACEAE)?** 2020. 103P. TESE (DOUTORADO) – INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS, UNESP - UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA, BOTUCATU.

RESUMO

As plantas da família Annonaceae são conhecidas por produzirem diversos metabolitos especializados, dentre eles, alcaloides e voláteis de interesse farmacológico. No entanto, não há relatos de como seu metabolismo especializado (ME) pode responder a aplicação exógena de reguladores vegetais e como é possível a modulação ser associada ao metabolismo primário (MP). Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar as respostas do ME e MP de *Annona emarginata* em função da aplicação dos reguladores vegetais. Para isso plantas jovens foram tratadas com auxina, metil jasmonato, ácido salicílico e ácido abscísico em várias concentrações. Para conhecer o efeito particular da auxina foi realizado um segundo experimento que utilizou a auxina e seu inibidor observando a resposta em vários momentos após a aplicação. As respostas avaliadas do ME foram a quantificação dos alcaloides totais, da oxoaporfina liriodenina, perfil de alcaloides em raízes e o perfil de voláteis foliares. Para o MP foram determinadas as variáveis de trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a*. O uso de reguladores vegetais em *A. emarginata* apresentou efeito negativo nas variáveis de trocas gasosas, ocasionando diminuição da assimilação de CO₂ e eficiência de carboxilação da enzima Rubisco. A aplicação de auxina a 10⁻⁶ M e do ácido salicílico a 10⁻³ M ocasionou incremento de alcaloides totais e liriodenina. Todos os reguladores alteraram a composição dos voláteis foliares, sendo que a auxina, metil jasmonato e ácido salicílico diminuíram a proporção relativa de monoterpenos, e o ácido abscísico provocou alterações nos sesquiterpenos. Com isso foi possível demonstrar que *A. emarginata* altera o fluxo energético entre metabolismo primário e especializado em função do regulador vegetal aplicado e que o número e proporção de metabolitos especializados também são modulados de acordo com o tratamento empregado.

Palavras-chave: Metabolismo especializado; Metabolismo primário; Hormônios vegetais; Substâncias voláteis; Fotossíntese.

PLANT GROWTH REGULATORS MODULATING ALKALOID SYNTHESIS AND LEAF VOLATILE PROFILE IN *Annona emarginata* (ANNONACEAE) SEEDLINGS?

ABSTRACT

Plants of the Annonaceae family are known to produce several specialized metabolites, including alkaloids and volatiles of pharmacological interest. However, there are no reports on how its specialized metabolism (SM) can respond to exogenous application of plant regulators and how it is possible that modulation is associated with primary metabolism (PM). Thus, the objective of this work was to evaluate the SM and PM responses of *Annona emarginata* as a function of the application of plant growth regulators. For this, young plants were treated with auxin, methyl jasmonate, salicylic acid and abscisic acid at various concentrations. To know the effect of auxin, a second experiment was carried out using auxin and its inhibitor, observing the response at various times after application. The evaluated responses of the SM were the quantification of the total alkaloids, the oxoaporphine liriodenine, the alkaloids profile in roots and the leaf volatiles profile. For PM, the gas exchange and fluorescence variables of chlorophyll a were determined. The use of plant growth regulators in *A. emarginata* had a negative effect on gas exchange variables, causing a decrease in CO₂ assimilation and Rubisco enzyme carboxylation efficiency. The application of 10⁻⁶ M auxin and 10⁻³ M salicylic acid caused an increase in total alkaloids and liriodenine. All regulators altered the composition of leaf volatiles, with auxin, methyl jasmonate and salicylic acid decreasing the relative proportion of monoterpenes, and abscisic acid caused alterations in sesquiterpenes. Thus, it was possible to demonstrate that *A. emarginata* alters the energy flow between primary and specialized metabolism as a function of the plant growth regulator applied and that the number and proportion of specialized metabolites are also modulated according to the treatment used.

Key words: Annonaceae; Alkaloids; Phytohormones; Specialized Metabolism; volatile substances.

1. INTRODUÇÃO GERAL

As plantas apresentam metabolismo funcionalmente dividido em primário e especializado (secundário). O metabolismo primário é considerado como uma série de processos envolvidos na manutenção fundamental do crescimento e desenvolvimento vegetal. O metabolismo especializado tem como precursores compostos do metabolismo primário que atuam especialmente na interação entre a planta e o ambiente, garantindo sua sobrevivência (KUTCHAN et al., 2015; PICHERSKY; LEWINSOHN, 2011; VERPOORTE, 2000).

Os metabólitos especializados diferentemente dos metabólitos primários, que são encontrados em todo o reino vegetal, apresentam-se em baixas concentrações e são restritos a uma espécie ou a determinados grupos de espécies, podendo ser principalmente divididos em terpenos, compostos fenólicos e compostos nitrogenados (VERPOORTE, 2000; STEVENSON; NICOLSON; WRIGHT, 2017). Estas moléculas podem desempenhar função de alelopatia, defesa química contra herbivoria e ataque de patógenos, atração de organismos benéficos como polinizadores, proteção contra mudanças de temperatura, níveis hídricos e na intensidade luminosa, oferecendo, portanto, auxílio em relação a estresses bióticos e abióticos (VERPOORTE, 2000; STEVENSON; NICOLSON; WRIGHT, 2017).

Na família Annonaceae foram relatados ácidos fenólicos, substâncias aromáticas, esteroides, óleos essenciais, acetogeninas e alcaloides, englobando, portanto, os diversos grupos de metabólitos especializados (LEBOEUF et al., 1982; MAKABE; KONNO; MIYOSHI, 2008; LIMA et al., 2012). Nessa família estão documentados mais de 900 alcaloides, apresentando maior abundância os alcaloides benzilisoquinolínicos derivados da tirosina e fenilalanina (LÚCIO et al., 2015).

Um dos alcaloides típicos, mas não exclusivo, em Anonáceas é a liriodenina, um alcaloide benzilisoquinolínico (ABI), considerado marcador quimiotaxonômico, que possui potente ação antifúngica, antibactericida, antiprotozoaria, capaz de inibir o crescimento de vários fitopatógenos (DE LA CRUZ et al., 2011a). Em *Annona* como *A. diversifolia*, os ABIs são produzidos desde etapas iniciais da germinação (DE LA CRUZ; GONZÁLEZ-ESQUINCA, 2012), de tal maneira que plântulas com seis folhas possuem a mesma variedade e quantidade de alcaloides que uma planta adulta (GONZÁLEZ-ESQUINCA et al., 2014). Nestas etapas, a liriodenina forma parte do sistema de defesa ao inibir o crescimento de

Rhizopus stolonifer e *Aspergillus glaucus*, fungos que degradam sementes dormentes ou que não germinam (DE LA CRUZ et al., 2011a).

O desenvolvimento vegetal está relacionado à síntese e balanço hormonal, no entanto as relações entre hormônios e síntese de metabólitos especializados são pouco estudadas, em especial em Annonaceae. Hormônios vegetais têm efeitos biológicos reconhecidos há mais de um século e está bem estabelecido que esses compostos atuam na regulação e coordenação do crescimento das plantas, morfogênese e metabolismo (ALAM et al., 2012; OLIVOTO et al., 2017). Metabólitos especializados e hormônios compartilham parte de rotas metabólicas, o que sugere que hormônios poderão desempenhar papel na biossíntese de alcaloides e óleos essenciais. Por exemplo, a rota do ácido chiquímico dá origem a produtos especializados nitrogenados como os alcaloides e compostos fenólicos, além do grupo hormonal das auxinas (MAEDA; DUDAREVA, 2012; LJUNG, 2013); as rotas do ácido mevalônico e metileritritol-fosfato, originam os terpenos incluindo os hormônios vegetais ácido abscísico, brassinosteróides e as giberelinas (RAO et al., 2002; EL-SAYED; VERPOORTE, 2004; HEDDEN; THOMAS, 2012).

Foi usada a espécie *Annona emarginata* (Schltdl.) H. Rainer, sinônimo de *Rollinia emarginata* (RAINER, 2007), nativa do continente sul-americano, encontrada em Bolívia, Peru, Argentina, Paraguai, Uruguai e Brasil (MAAS et al., 2001). No Brasil possui importância na recuperação de áreas degradadas e é utilizada como porta-enxerto para espécies comerciais como a atemoia (*Annona x atemoya* Mabb.) e a fruta-do-conde (*A. squamosa* L.) (BETTIOL NETO et al., 2006; KAVATI, 2013) devido a sua rusticidade, tolerância a déficit hídrico severo (MANTOAN et al., 2016) e a patógenos causadores da broca-do-coleto (KAVATI, 2013), podridão de raízes e colo (TOKUNAGA, 2005). Nesta espécie há relatos da presença de liriodenina, anonaina, reticulina e asimilobina em raízes e caules de plantas adultas (LÚCIO et al., 2015) e de voláteis em função da variação de nitrogênio no meio hidropônico (CAMPOS, 2015).

Vários esforços vêm sendo realizados para conhecer as vias que regulam a biossíntese dos metabólitos especializados, no entanto, até o momento, o papel dos hormônios nestas rotas não está totalmente elucidado. Embora a família Annonaceae seja estudada quanto à síntese de alcaloides (DE LA CRUZ CHACÓN; GONZÁLEZ-ESQUINCA, 2012) e perfil de voláteis foliares e óleos essenciais (DE COSTA et al., 2013; CAMPOS, 2015; RABELO et al., 2016) não foram encontrados relatos da interação entre estes e os reguladores vegetais, o que reforça a importância deste estudo.

2. OBJETIVOS

- i. Verificar se os reguladores vegetais (auxina, jasmonato, ácido salicílico e ácido abscísico) aumentam a eficiência fotossintética em *Annona emarginata*.
- ii. Determinar se os reguladores vegetais proporcionam aumento na produção de alcaloides e variação no perfil de voláteis foliares.
- iii. Averiguar as possíveis relações entre o metabolismo primário e especializado das plantas jovens durante o estágio vegetativo, em função da aplicação de reguladores vegetais.
- iv. Realizar uma revisão de literatura a respeito dos metabólitos especializados em Annonaceae, com foco em alcaloides de terpenos.

REFERÊNCIAS

- ALAM, M. M.; NAEEM, M.; IDREES, M.; KHAN, M. M. A.; MOINUDDIN. Augmentation of photosynthesis, crop productivity, enzyme activities and alkaloids production in Sadabahar (*Catharanthus roseus* L.) through application of diverse plant growth regulators. **Journal of Crop Science and Biotechnology**, v. 15, n. 2, p. 117–129, 29 jun. 2012. Disponível em: <<http://link.springer.com/article/10.1007/s12892-011-0005-7>>.
- BETTIOL NETO, J. E.; PIO, R.; BUENO, S. C. S.; BASTOS, D. C.; SCARPARE FILHO, J. A. Enraizamento de estacas dos porta-enxertos Araticum-de-Terra-Fria (*Rollinia* sp.) e Araticum-Mirim (*Rollinia emarginata* Schltdl.) para anonáceas. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n. 6, p. 1077–1082, 2006.
- CAMPOS, F. G. *Annona emarginata* (SCHLTDL.) H. RAINER ‘ARATICUM-DE- TERRA-FRIA’ CULTIVADA COM VARIAÇÃO DE NITROGÊNIO: PRODUTIVIDADE E PERFIL QUÍMICO DOS VOLÁTEIS FOLIARES. **Dissertação**, v. 1, 2015.
- DE COSTA, F.; YENDO, A. C. A.; FLECK, J. D.; GOSMANN, G.; FETT-NETO, A. G. Accumulation of a bioactive triterpene saponin fraction of *Quillaja brasiliensis* leaves is associated with abiotic and biotic stresses. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 66, p. 56–62, 2013.
- DE LA CRUZ, C. I.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R. Liriodenine alkaloid in *Annona diversifolia* during early development. **Natural product research**, v. 26, n. 2, p. 42–49, 2012.
- DE LA CRUZ, C. I.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R.; GUEVARA, F. P.; JÍMENEZ, G. L. F. Liriodenine, early antimicrobial defence in *Annona diversifolia*. **Zeitschrift für Naturforschung**, v. 66, n. Table I, p. 377–384, 2011.
- DE LA CRUZ CHACÓN, I.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R. Liriodenine alkaloid in *Annona diversifolia* during early development. **Natural Product Research**, v. 26, n. 1, p. 42–49, 2012. Disponível em: <<http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/14786419.2010.533373>>.
- EL-SAYED, M.; VERPOORTE, R. Growth, metabolic profiling and enzymes activities of *Catharanthus roseus* seedlings treated with plant growth regulators. **Plant Growth Regulation**, v. 44, n. 1, p. 53–58, 2004.
- GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R.; DE-LA-CRUZ-CHACÓN, I.; CASTRO-

MORENO, M.; OROZCO-CASTILLO, J. A.; RILEY- SALDAÑA, C. A. Alkaloids and acetogenins in Annonaceae development: biological considerations. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. spe1, p. 01–16, 2014. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452014000500001&lng=en&nrm=iso&tlng=en>.

HEDDEN, P.; THOMAS, S. G. Gibberellin biosynthesis and its regulation. **Biochemical Journal**, v. 444, n. 1, p. 11–25, 2012. Disponível em: <<http://biochemj.org/lookup/doi/10.1042/BJ20120245>>.

LEBOEUF, M.; CAVÉ, A.; BHAUMIK, P. K.; MUKHERJEE, B.; MUKHERJEE, R. The phytochemistry of the annonaceae. **Phytochemistry**, v. 21, n. 12, p. 2783–2813, 1982.

LIMA, L. A. R. S.; ALVES, T. M. A.; ZANI, C. L.; PIMENTA, L. P. S.; BOAVENTURA, M. A. D. Antioxidant and cytotoxic potential of fatty acid methyl esters from the seeds of *Annona cornifolia* A. St.-Hil. (Annonaceae). **Food Research International**, v. 48, n. 2, p. 873–875, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2012.07.016>>.

LJUNG, K. Auxin metabolism and homeostasis during plant development. **Development**, v. 140, n. 5, p. 943–950, 2013. Disponível em: <<http://dev.biologists.org/cgi/doi/10.1242/dev.086363>>.

LÚCIO, A. S. S. C.; ALMEIDA, J. R. G. da S.; DA-CUNHA, E. V. L.; TAVARES, J. F.; BARBOSA FILHO, J. M. Alkaloids of the Annonaceae: Occurrence and a Compilation of Their Biological Activities. In: **Alkaloids: Chemistry and Biology**. [s.l: s.n.]74p. 233–409.

MAAS, P. J. M.; KAMER, H. M. De; JUNIKKA, L.; MELLO-SILVA, R. De; RAINER, H. Annonaceae from Central-eastern Brazil. **Rodriguésia**, v. 52, n. 80, p. 65–98, 2001.

MAEDA, H.; DUDAREVA, N. The Shikimate Pathway and Aromatic Amino Acid Biosynthesis in Plants. **Annual Review of Plant Biology**, v. 63, n. 1, p. 73–105, 2012. Disponível em: <<http://www.annualreviews.org/doi/10.1146/annurev-arplant-042811-105439>>.

MAKABE, H.; KONNO, H.; MIYOSHI, H. Current Topics of Organic and Biological Chemistry of Annonaceous Acetogenins and their Synthetic Mimics. **Current Drug Discovery Technologies**, v. 5, n. 3, p. 213–229, 1 set. 2008. Disponível em: <<http://www.eurekaselect.com/openurl/content.php?genre=article&issn=1570->

1638&volume=5&issue=3&spage=213>.

MANTOAN, L. P. B.; ROLIM DE ALMEIDA, L. F.; MACEDO, A. C.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Photosynthetic adjustment after rehydration in *Annona emarginata*. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 38, n. 6, p. 157, 30 jun. 2016. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s11738-016-2171-1>>.

OLIVOTO, T.; NARDINO, M.; CARVALHO, I. R.; FOLLMANN, D. N.; SZARESKEI, V. J.; FERRARI, M.; PELEGRIN, A. J. de; SOUZA, V. Q. de. Plant secondary metabolites and its dynamical systems of induction in response to environmental factors: A review. **African Journal of Agricultural Research**, v. 12, n. 2, p. 71–84, 2017. Disponível em: <<http://academicjournals.org/journal/AJAR/article-abstract/0F0007062355>>.

PICHERSKY, E.; LEWINSOHN, E. Convergent Evolution in Plant Specialized Metabolism. **Annual Review of Plant Biology**, v. 62, n. 1, p. 549–566, 2011. Disponível em: <<http://www.annualreviews.org/doi/10.1146/annurev-arplant-042110-103814>>.

RABELO, S. V.; QUINTANS, J. de S. S.; COSTA, E. V.; ALMEIDA, J. R. G. da S.; QUINTANS JÚNIOR, L. J. *Annona* Species (Annonaceae) Oils. In: **Essential Oils in Food Preservation, Flavor and Safety**. [s.l.] Elsevier, 2016. p. 221–229.

RAINER, H. Monographic studies in the genus *Annona* L. (Annonaceae): Inclusion of the genus *Rollinia* A. S. T. -H. IL. **Ann. Naturhist. Mus. Wien**, v. 108 B, n. Fries 1959, p. 191–206, 2007.

RAO, S. S. R.; VARDHINI, B. V.; SUJATHA, E.; ANURADHA, S. Brassinosteroids - A new class of phytohormones. **Current Science**, v. 82, n. 10, p. 1239–1245, 2002.

STEVENSON, P. C.; NICOLSON, S. W.; WRIGHT, G. A. Plant secondary metabolites in nectar: impacts on pollinators and ecological functions. **Functional Ecology**, v. 31, n. 1, p. 65–75, 2017.

VERPOORTE, R. Secondary Metabolism. In: **Metabolic Engineering of Plant Secondary Metabolism**. Dordrecht: Springer Netherlands, 2000. p. 1–29.

3. CAPÍTULO 1: Avanços sobre o efeito de reguladores vegetais na síntese de alcaloides e terpenos em Annonaceae

3.1. Metabolismo especializado em Annonaceae

A família Annonaceae apresenta importância evolutiva, ecológica e econômica, incluindo 108 gêneros e 2.400 espécies (CHATROU et al., 2012). No Brasil, está representada por 26 gêneros e aproximadamente 260 espécies (MAAS et al., 2001). A expansão do seu cultivo está ligada ao interesse do mercado por frutas frescas e para a indústria de processamento de seus derivados. Além disso, há aumento das pesquisas com moléculas provenientes das anonas com as mais diversas funções biológicas, o que tem gerado cada vez mais pesquisas nessa área (FERREIRA, 2011). Nessa família foram relatados ácidos fenólicos, substâncias aromáticas, esteroides, óleos essenciais, acetogeninas e alcaloides (LEBOEUF et al., 1982; MAKABE; KONNO; MIYOSHI, 2008; DE LIMA et al., 2012). Neste capítulo será feita abordagem a respeito de compostos da classe de alcaloides e terpenos.

3.1.1. Alcaloides em Annonaceae

Existem três revisões de literatura sobre alcaloides em plantas da família Annonaceae. A primeira foi publicada por Leboeuf et al. (1982), a segunda por Saito (1995) e a última, mais atual, realizada por Lúcio et al. (2015). Nessa última foram documentados 934 alcaloides encontrados em 254 espécies, o que revela aumento substancial em relação aos 168 alcaloides inicialmente relatados por Leboeuf et al. (1982). Essa quimiodiversidade sugere a importância dessas moléculas nitrogenadas para plantas da família Annonaceae, uma vez que há intenso investimento dos recursos fotossintéticos para biossíntese. No entanto, os papéis específicos de muitas delas não estão claramente estabelecidos (GONZÁLEZ-ESQUINCA et al., 2014).

Os alcaloides mais abundantes na família Annonaceae são os benzilisoquinolínicos (ABIs) derivados da tirosina e fenilalanina (LÚCIO et al., 2015), que representam um grupo grande e diversificado de compostos que incluem alcaloides aporfínicos e oxoaporfínicos, como a liriodenina (PHILLIPSON et al., 1985; GONZÁLEZ-ESQUINCA et al., 2014; OROZCO-CASTILLO et al., 2016). Também estão reportados alcaloides indólicos derivados do triptofano, porém em menor escala (WATERMAN, 1985).

Um dos alcaloides típicos, mas não exclusivo, em Anonáceas é a liriodenina. Ela é um alcaloide oxoaporfínico encontrado em 240 espécies dessa família, podendo ser considerado um marcador quimiotaxonômico (GONZÁLEZ-ESQUINCA et al., 2014; PINHEIRO et al., 2009). Foi isolada pela primeira vez em *Liriodendron tulipifera* L., e apresenta propriedades antimicrobiana, antitumoral, antiplaquetária dentre outras (WARTHEN et al., 1969; CHEN et al., 2013).

Em *A. diversifolia*, os ABIs são produzidos desde etapas iniciais da germinação (DE LA CRUZ CHACÓN; GONZÁLEZ-ESQUINCA, 2012), de tal maneira que plântulas com seis folhas possuem a mesma variedade e quantidade de alcaloides que uma planta adulta (GONZÁLEZ-ESQUINCA et al., 2014). Nestas etapas, a liriodenina forma parte do sistema de defesa ao inibir o crescimento de *Rhizopus stolonifer* e *Aspergillus glaucus*, fungos que degradam sementes dormentes ou que não germinam (DE LA CRUZ et al., 2011b). Em sementes de *A. cacas* foi reportado a presença de liriodenina nas sementes antes mesmo do início do processo de germinação (SOUSA et al., 2019). Em *A. mucosa* foi observado atividade antileishmania do alcaloide liriodenina (DE LIMA et al., 2012). Em estudo realizado com *A. salzmannii*, liriodenina apresentou atividade antimicrobiana contra *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* e *Candida dubliniensis* (COSTA et al., 2013a). Liriodenina extraída de raízes de *A. reticulata* apresentou propriedade citotóxica contra células cancerígenas (SURESH et al., 2012).

Do ponto de vista ecológico, a maioria dos alcaloides possuem efeitos tóxicos em animais e efeitos alelopáticos em plantas (RAMAWAT; MÉRILLON, 2013), sendo que os alcaloides benzilisoquinolínicos conferem proteção contra herbívoros e inibem a multiplicação de microrganismos (SCHMELLER et al., 1997).

Devido as suas característica químicas, de modo geral, os alcaloides das anonáceas tem enorme importância por seu potencial farmacológico incluindo atividade antibacteriana (PAULO et al. 1992; LUNA-CAZÁRES; GONZÁLEZ-ESQUINCA, 2008), antifúngica (HUFFORD et al., 1980; VILLAR et al., 1987; NISSANKA et al., 2001; RAHMAN et al., 2005; WIRASATHIEN et al., 2006; DE LA CRUZ-CHACÓN et al., 2011), analgésica (NISHIYAMA et al. 2010), antiplaquetária (LIN et al., 1994; MOHARAM et al., 2010; CHEN et al., 2013) e atividade citotóxica (YOU et al., 1995; CHEN et al., 1997; DE SIQUEIRA et al., 1998; CHANG et al., 2004; KHAMIS et al., 2004; WIRASATHIEN et al., 2006; GUO et al., 2005; CHIU et al., 2012). Os alcaloides apresentam também atividade inseticida controlando populações de mosquitos *Aedes*

albopictus e *Culex quinquefasciatus* a partir de extratos de semente de *A.squamosa* L. e *A.muricata* L. (RAVAOMANARIVO et al., 2014). Ma et al. (2014), relatam efeito bioinseticida de uso na agricultura com alcaloides extraídos de *Tripterygium wilfordi*, para combater insetos como o *Plutella xylostella* L. (traça das crucíferas). Além do efeito inseticida, De la Cruz-Chacón e González-Esquinca (2015) relatam efeito de alcaloides extraídos de Annonaceae no controle de vasta lista de fungos fitopatogênicos com interesse na agricultura.

3.1.2. Terpenos em Annonaceae

Várias espécies da família Annonaceae possuem aroma, essas fragrâncias estão relacionadas a presença de óleos essenciais, contendo em especial terpenoides. Como a maioria dos estudos nessa família são realizados com alcalóides e acetogeninas, não há tantos estudos sobre essas substâncias voláteis. Diversos artigos foram dedicados a essas substâncias voláteis, em especial para espécies de interesse econômico, no entanto poucas compilações de dados referentes a terpenos de Annonaceae foram realizadas. Em 1989 foi realizada uma revisão sobre voláteis de Annonaceae (Ekundayo, 1989), em 1999 sobre óleos essenciais de Annonaceae (FOURNIER; LEBOEUF; CAVÉ, 1999) e em 2016 uma revisão sobre óleos do gênero *Annona* (RABELO et al., 2016).

Os compostos voláteis são divididos em classes incluindo terpenóides, fenilpropanóides, benzenoides, derivados de ácidos graxos e de aminoácidos (DUDAREVA et al., 2013). Óleos essenciais são constituídos por compostos voláteis e aromáticos, produzidos pelo metabolismo especializado. São sintetizados por todos os órgãos da planta e armazenados em células secretoras, cavidades, canais, células epidérmicas ou tricomas glandulares (BAKKALI et al, 2008; BASSOLÉ et al., 2012). Em geral, são constituídos principalmente por monoterpenos (10C) e sesquiterpenos (15C), que são hidrocarbonetos formados pela junção de isoprenos (5C) (MOHAMED et al., 2010; KANDI et al, 2015).

Em Annonaceae, os principais compostos são geralmente hidrocarbonetos monoterpênicos nos óleos de frutas e sementes, hidrocarbonetos sesquiterpênicos nos óleos das folhas e sesquiterpenos oxigenados nos óleos de casca e raiz. Os constituintes principais são α -pineno, limoneno, β -pineno, β -cariofileno, p-cimeno e óxido de cariofileno (Fournier et al., 1999). Muitos desses compostos possuem algum tipo de atividade biológica conhecida (Rabelo et al., 2016).

Óleos essenciais extraídos de folhas de *Annona Salzmannii* e *A. pickelii* apresentam atividade antioxidante, antimicrobiana, antitumoral e contra *Trypanosoma cruzi* (COSTA et al., 2011; COSTA et al., 2012). Em *A. foetida*, óleos essenciais apresentam atividades antimicrobiana e antileishmania (COSTA et al., 2009). Óleos extraídos de *A. vepretotum* apresentam propriedades antimicrobiana e contra *T. cruzi* (COSTA et al., 2012). Em *Annona sylvatica* foram relatadas atividades anti-inflamatória e anticancerígenas dos seus óleos essenciais (FORMAGIO et al., 2013).

Visto que as anonaceae são ricas em terpenos, muito deles com alguma atividade biológica associada, o principal objetivo desta revisão é apresentar uma visão geral dos trabalhos publicados durante as duas últimas décadas, relacionando o tipo de estudo (apenas descritivo ou de atividade biológica), o local de publicação e os gêneros mais estudados. Para isso, buscamos artigos publicados no período de 2000 a 2019, utilizando uma combinação das palavras-chave “Annonaceae”, “terpenos” e “voláteis”. Foram excluídos artigos a respeito de variação sazonal e de localidade no do perfil de compostos. SCOPUS, Web of Science, Science Direct.

Diversos estudos foram dedicados a óleos isolados de várias partes de espécies de Annonaceae, nessa revisão foram encontrados 82 artigos com os mecanismos de busca utilizados (Quadro 1 – Material suplementar), 48% deles apenas descreve os compostos presentes nas espécies estudadas e 52% testam a atividade biológica.

A maioria dos estudos foram realizados com espécies dos gêneros *Xylopia* e *Annona*, assim como também foi observado na revisão realizada por Fournier et al. (1999). Esses são os gêneros como o maior número de espécies dentro da família Annonaceae, *Annona* conta com aproximadamente 160 espécies (Chatrou et al., 2012) e *Xylopia* com 100 a 160 espécies de árvores e arbustos (LOPES; MELLO-SILVA, 2014). Dentro do gênero *Xylopia* as espécies *X. aethiopica* e *X. aromatica* foram as mais estudadas e para o gênero *Annona* a maioria dos estudos foram realizados com *A. squamosa*, *A. muricata* e *A. reticulata*.

Foram encontrados estudos sobre plantas coletadas em 19 países, sendo a maioria no Vietnã e Brasil, seguidos por Austrália e Nigéria. Em sua maioria os terpenos foram extraídos das folhas.

3.2. Efeito dos hormônios e reguladores vegetais no metabolismo

Hormônios vegetais têm efeitos biológicos reconhecidos há mais de um século e está bem estabelecido que esses compostos atuam na regulação e coordenação do crescimento das plantas, morfogênese e metabolismo (ALAM et al., 2012; OLIVOTO et al., 2017). Em relação as trocas gasosas, foi reportado que a aplicação de reguladores vegetais, como auxinas (JOSHI; SHUKLA; SHUKLA, 2011), giberelinas e ácido abscísico (EL-SAYED; VERPOORTE, 2004; SUKHOV et al., 2017), e ácido salicílico (GORNI; PACHECO, 2016) podem causar alterações na assimilação de carbono bem como nos demais parâmetros avaliados, interferindo diretamente na produção de biomassa.

Em relação aos metabólitos especializados, a literatura relata que os hormônios compartilham parte de rotas metabólicas, o que sugere que eles podem competir por substrato. Dessa forma a aplicação de reguladores vegetais pode alterar a síntese de alcaloides, óleos essenciais e outras substâncias no metabolismo especializado. Por exemplo, a rota do ácido chiquímico dá origem a produtos especializados nitrogenados como os alcaloides e compostos fenólicos, além dos grupos hormonais das auxinas e salicilatos (MAEDA; DUDAREVA, 2012; LJUNG, 2013); as rotas do ácido mevalônico e metileritritol-fosfato, originam os terpenos incluindo os hormônio vegetais ácido abscísico, brassinosteróides e as giberelinas (RAO et al., 2002; EL-SAYED; VERPOORTE, 2004; HEDDEN; THOMAS, 2012). No entanto, essas relações devem ser mais bem estudadas a fim de elucidar o real papel dos reguladores vegetais nas rotas de síntese de metabólitos especializados.

Para as auxinas são propostas duas vias principais para a biossíntese, as vias independentes e dependentes do aminoácido triptofano (WOODWARD; BARTEL, 2005; CHANDLER, 2009; NORMANLY, 2010; DI et al., 2016). Dentre as auxinas naturais o ácido indol acético (AIA) é a mais abundante tendo a síntese associada a regiões de divisão celular rápida, onde se encontram meristemas de órgãos em desenvolvimento (SIMON; PETRÁŠEK, 2011; DI et al., 2016).

A relação entre auxinas e metabólitos especializados tem sido demonstrada em alguns trabalhos. Em *Cinchona ledgeriana* a produção de alcaloides indólicos foi estimulada pela auxina (HARKES et al., 1985). Em folhas de *Balanites aegyptiaca* a síntese de alcaloides, saponina e de tanino nas plantas também foi aumentada significativamente com a utilização de diferentes concentrações desse regulador vegetal

(MOSTAFA; ABOU ALHAM, 2011). Em *Catharanthus roseus* a aplicação foliar de ácido indolacético (AIA), na concentração de 150 e 200 ppm, proporcionou aumento na biomassa e a produção do alcaloide indólico vincristina (MUTHULAKSHMI; PANDIYARAJAN, 2013). Em cultura de células de *Daucus carota* e *C. roseus* a auxina apresentou efeito negativo na síntese de alcaloides indólicos, por estimular a proliferação celular enquanto reprimiu a expressão de genes *tdc* (gene que codifica a enzima triptofano descarboxilase) e *str* (gene que codifica a enzima strictosidina sintase) envolvidos na biossíntese de alcaloides, sendo que o nível desses transcritos aumentou em meio sem o fitormônio (GODDIJN et al., 1992; PASQUALI et al., 1992).

O ácido salicílico (AS) pertence à classe dos compostos fenólicos, distribuído em uma ampla gama de espécies de plantas, sendo encontrado tanto nas folhas como nas estruturas reprodutivas (HAYAT; ALI; AHMAD, 2007). Seu processo de biossíntese é derivado da rota do ácido chiquímico, tendo como precursor direto o corismato. Estudos mostram que existem dois caminhos para sua síntese, a via do isicorismato e a via da enzima fenilalanina amônia-liase (PAL) (FAGAN et al., 2015).

Diversos estudos recentes têm mostrado que a aplicação exógena de ácido salicílico pode impulsionar o crescimento e desenvolvimento das plantas, atuando em seus sistemas de sinalização e induzindo enzimas a catalisar a formação de compostos de defesa, o que explica seu papel como elicitor do metabolismo especializado (GORNI; PACHECO, 2016). Em hortelã-pimenta (*Mentha piperita*) e erva-doce (*Foeniculum vulgare*) observou-se que a aplicação de desse regulador vegetal aumentou o teor de óleo em comparação com as plantas não tratadas (SAHARKHIZ; GOUDARZI, 2014; GORNI et al., 2017). Em plantas de tomilho submetidas a seca, a pulverização foliar de ácido salicílico impulsionou a produção de metabolitos especializados, em particular os polifenóis antioxidantes e os constituintes do óleo essencial (KHALIL et al., 2018). Quando aplicado em culturas de tecido de *Stemona* sp. houve maior acúmulo de alcaloides pirrolidínicos em relação ao controle (CHAICHANA; DHEERANUPATTANA, 2012).

Os jasmonatos são conhecidos como moléculas sinalizadoras de plantas em respostas a estresse biótico e abiótico (PASQUALI et al., 1992; MEMELINK; VERPOORTE; KIJNE, 2001). Os jasmonatos são derivados do ácido linolênico que é convertido em ácido 13-hidroperoxinolênico pela enzima 13- LOX (13-lipoxigenase) (DOBRITZSCH et al., 2015). Quando aplicados em plantas de forma exógena têm demonstrado exibir efeitos morfológicos e fisiológicos, sendo associados ao acúmulo de

metabólitos especializados (alcaloides, terpenoides, fenilpropanoides), que também são parte da resposta de defesa.

Verificou-se que os jasmonatos têm fortes efeitos indutores na biossíntese de ABIs em *Eschscholzia californica* e em culturas de suspensão celular de *Thalictrum tuberosum* pela ativação coordenada de genes de biossíntese desses compostos (FRICK; KUTCHAN, 1999; FACCHINI; HUBER-ALLANACH; TARI, 2000). Contudo, observa-se que a aplicação desse regulador vegetal induz conjuntos distintos de genes para enzimas limitantes de velocidade em diferentes espécies de plantas, dependendo da subclasse de alcaloides benzilisoquinolínicos (MEMELINK; VERPOORTE; KIJNE, 2001).

O ácido abscísico (ABA) tem efeito na inibição do crescimento e da germinação de sementes, fechamento de estômatos, além disso, está envolvido na regulação da dormência sazonal nos tecidos em repouso e nos mecanismos de tolerância à seca (CHINNUSAMY; GONG; ZHU, 2008). O ABA é um sesquiterpeno, sua síntese é iniciada nos plastídios e deriva do ácido mevalônico e do metabolismo de carotenoides. Quando aplicado em mudas de *C. roseus* retardou o crescimento e aumentou a produção dos alcaloides indólicos (EL-SAYED; VERPOORTE, 2004).

Diante do exposto é possível observar que os reguladores vegetais atuam em diversas rotas e podem realmente alterar tanto o metabolismo primário quanto especializado das plantas, onde os efeitos dependerão da interação entre o tratamento, a concentração e a espécie estudada. No entanto, os mecanismos de ação desses compostos nos processos fisiológicos requerem maiores investigações, reforçando a necessidade de estudos futuros neste sentido.

3.3. Material Suplementar

Quadro 1- Terpenos descritos para Annonaceae entre 2000 e 2019. Os dados foram organizados de acordo com a espécie, parte da planta, localização geográfica e tipo de estudo (D- estudo descritivo; AB – estudo relacionado a atividade biológica).

Espécie	Parte da planta	Localização Geográfica	Estudo	Referência
<i>Alphonsea philastreana</i>	Folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013c)
<i>Alphonsea gaudichaudiana</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013c)
<i>Anaxagorea brevipes</i>	folhas	Brasil	AB	(DE ALENCAR et al., 2016)
<i>Anaxagorea dolichocarpa</i>	caules finos	Brasil	D	(ANDRADE; OLIVEIRA; ZOGHBI, 2007)
<i>Anaxagorea dolichocarpa</i>	folhas	Brasil	D	(ANDRADE; OLIVEIRA; ZOGHBI, 2007)
<i>Annona squamosa</i>	caule	India	AB	(CHAVAN; SHINDE; NIRMAL, 2006)
<i>Annona muricata</i>	folhas	Brasil	ab	(KOSSOUOH et al., 2007)
<i>Annona foetida</i>	folhas	Brasil	AB	(COSTA et al., 2009)
<i>Annona senegalensis</i>	folhas	Egito	AB	(AHMED et al., 2010)
<i>Annona foetida</i>	folhas	Brasil	AB	(COSTA et al., 2011)
<i>Annona pickelii</i>	folhas	Brasil	AB	(COSTA et al., 2011)
<i>Annona coriácea</i>	folhas	Brasil	AB	(SIQUEIRA et al., 2011)
<i>Annona vepretorum</i>	folhas	Brasil	AB	(COSTA et al., 2012)
<i>Annona muricata</i>	folhas	Benim	AB	(ALITONOU et al., 2013)
<i>Annona squamosa</i>	folhas	Benim	AB	(ALITONOU et al., 2013)
<i>Annona crassiflora</i>	folhas	Brasil	AB	(OLIANI et al., 2013)
<i>Annona muricata</i>	folhas	Nigéria	AB	(OWOLABI et al., 2013)
<i>Annona cherimola</i>	folhas	Egito	AB	(ELHAWARY et al., 2013)
<i>Annona squamosa</i>	folhas	Egito	AB	(ELHAWARY et al., 2013)
<i>Annona muricata</i>	folhas	Egito	AB	(ELHAWARY et al., 2013)
<i>Annona glabra</i>	folhas	Egito	AB	(ELHAWARY et al., 2013)
<i>Annona vepretorum</i>	folhas	Brasil	AB	(ARAÚJO et al., 2015)
<i>Annona muricata</i>	folhas	Gana	AB	(GYESI; OPOKU; BORQUAYE, 2019)
<i>Annona muricata</i>	frutos	Gana	AB	(GYESI; OPOKU; BORQUAYE, 2019)
<i>Rollinia sericea</i>	folhas	Brasil	AB	(ITO et al., 2010)
<i>Annona cherimólia</i>	frutos	Cuba	D	(PINO, 2000a)
<i>Annona retlcilata</i>	frutos	Cuba	D	(PINO, 2000a)

<i>Annona muricata</i>	frutos	Cuba	D	(PINO; AGÜERO; MARBOT, 2001)
<i>Annona glabra</i>	frutos	Cuba	D	(PINO; MARBOT; AGÜERO, 2002)
<i>Annona montana</i>	frutos	Cuba	D	(PINO; MARBOT; AGÜERO, 2002)
<i>Annona reticulata</i>	frutos	Cuba	D	(PINO, 2000a)
<i>Annona squamosa</i>	folhas	Índia	D	(GARG; GUPTA, 2005)
<i>Annona reticulata</i>	folhas	Nigeria	D	(OGUNWANDE; EKUNDAYO; KASALI, 2006)
<i>Annona densicoma</i>	folhas	Brasil	D	(ANDRADE et al., 2010)
<i>Annona senegalensis</i>	casca da raiz	Congo	D	(NKOUNKOU-LOUMPANGOU et al., 2002)
<i>Annona senegalensis</i>	casca do caule	Congo	D	(NKOUNKOU-LOUMPANGOU et al., 2002)
<i>Annona senegalensis</i>	fruto	Congo	D	(NKOUNKOU-LOUMPANGOU et al., 2002)
<i>Annona senegalensis</i>	folhas	Congo	D	(NKOUNKOU-LOUMPANGOU et al., 2002)
<i>Annona senegalensis</i>	fruto	Congo	D	(NKOUNKOU-LOUMPANGOU et al., 2002)
<i>Annona senegalensis</i>	sementes	Congo	D	(NKOUNKOU-LOUMPANGOU et al., 2002)
<i>Annona senegalensis</i>	folhas	Nigéria	D	(AMEEN et al., 2011)
<i>Annona squamosa</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Annona reticulata</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Annona squamosa</i>	caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Annona reticulata</i>	caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Annona glabra</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Annona squamosa</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Annona muricata</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Annona reticulata</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Annona cherimola</i>	folhas	Brasil	D	(CAMPOS et al., 2019c)
<i>Annona squamosa</i>	folhas	Brasil	D	(CAMPOS et al., 2019c)
<i>Annona emarginata</i>	folhas	Brasil	D	(CAMPOS et al., 2019c)
<i>Annona × atemoya</i>	folhas	Brasil	D	(CAMPOS et al., 2019c)
<i>Rollinia mucosa</i>	folhas	Cuba	D	(PINO, 2000b)
<i>Anonidium mannii</i>	casca do caule	Gabão	D	(AGNANIET; MENUT; BESSIÈRE, 2004)
<i>Artabotrys hongkongensis</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013b)
<i>Artabotrys pallens</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Artabotrys petelotii</i>	Caule	Vietnam	D	(HUNG et al., 2014)

<i>Artabotrys intermedius</i>	Caule	Vietnam	D	(HUNG et al., 2014)
<i>Artabotrys petelotii</i>	folhas	Vietnam	D	(HUNG et al., 2014)
<i>Artabotrys intermedius</i>	folhas	Vietnam	D	(HUNG et al., 2014)
<i>Artabotrys harmandii</i>	folhas	Vietnam	D	(HUNG et al., 2014)
<i>Asimina triloba</i>	folhas	Reino Unido	AB	(FARAG, 2009)
<i>Bocageopsis multiflora</i>	folhas	Brasil	AB	(ALCÂNTARA et al., 2017)
<i>Bocageopsis multiflora</i>	folhas	Brasil	AB	(BAY et al., 2019)
<i>Cananga odorata</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004a)
<i>Cananga odorata</i>	folhas	China	AB	(ZHAO et al., 2019)
<i>Cleistopholis patens</i>	casca do caule	Camarões	AB	(BOYOM et al., 2011)
<i>Cleistopholis patens</i>	folhas	Camarões	AB	(BOYOM et al., 2011)
<i>Cyathostemma micranthum</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004a)
<i>Dasymaschalon rostratum</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Dasymaschalon longiusculum</i>	casca do caule	Vietnam	D	(DAI et al., 2014b)
<i>Dasymaschalon glaucum</i>	casca do caule	Vietnam	D	(DAI et al., 2014b)
<i>Dasymaschalon robinsonii</i>	casca do caule	Vietnam	D	(DAI et al., 2014b)
<i>Dasymaschalon longiusculum</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2014b)
<i>Dasymaschalon glaucum</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2014b)
<i>Dasymaschalon robinsonii</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2014b)
<i>Desmopsis bibracteata</i>	folhas	Costa Rica	AB	(PALAZZO et al., 2009)
<i>Desmopsis microcarpa</i>	folhas	Costa Rica	AB	(PALAZZO et al., 2009)
<i>Desmos cochinchinensis</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2012)
<i>Desmos penduculosus</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2012)
<i>Desmos chinensis</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2012)
<i>Desmos dumosus</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2012)
<i>Desmos penduculosus</i> var. <i>tonkinensis</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2012)
<i>Desmos cochinchinensis</i>	casca do caule	Vietnam	D	(DAI et al., 2014c)
<i>Desmos cochinchinensis</i>	frutos	Vietnam	D	(DAI et al., 2014c)
<i>Duguetia glabriuscula</i>	folhas	Brasil	AB	(DE SIQUEIRA et al., 2003)
<i>Duguetia glabriuscula</i>	folhas	Brasil	AB	(DE SIQUEIRA et al., 2003)
<i>Duguetia gardneriana</i>	folhas	Brasil	AB	(ALMEIDA et al., 2010)
<i>Duguetia moricandiana</i>	folhas	Brasil	AB	(ALMEIDA et al., 2010)
<i>Duguetia quitarensis</i>	folhas	Brasil	AB	(BAY et al., 2019)
<i>Duguetia flagellaris</i>	caule	Brasil	D	(MAIA et al., 2006)
<i>Duguetia trunciflora</i>	caule	Brasil	D	(MAIA et al., 2006)
<i>Duguetia flagellaris</i>	folhas e caules finos	Brasil	D	(MAIA et al., 2006)
<i>Duguetia pycnastera</i>	folhas e caules finos	Brasil	D	(MAIA et al., 2006)

<i>Duquetia riparia</i>	folhas e caules finos	Brasil	D	(MAIA et al., 2006)
<i>Duquetia trunciflora</i>	folhas e caules finos	Brasil	D	(MAIA et al., 2006)
<i>Duquetia eximia</i>	folhas e caules finos	Brasil	D	(MAIA et al., 2006)
<i>Ephedranthus amazonicus</i>	folhas	Brasil	AB	(ALCÂNTARA et al., 2017)
<i>Fissistigma maclurei</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013b)
<i>Fissistigma rufinerve</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013b)
<i>Fissistigma chloroneurum</i>	folhas	Vietnam	D	(HÖFERL et al., 2013)
<i>Fissistigma cupreonitens</i>	folhas	Vietnam	D	(HÖFERL et al., 2013)
<i>Fissistigma pallens</i>	folhas	Vietnam	D	(HÖFERL et al., 2013)
<i>Fissistigma bicolor</i>	folhas	Vietnam	D	(HÖFERL et al., 2013)
<i>Fissistigma shangtzeense</i>	folhas	Vietnam	D	(HÖFERL et al., 2013)
<i>Fissistigma petelotii</i>	folhas	Vietnam	D	(HÖFERL et al., 2013)
<i>Fissistigma bracteolatum</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2014a)
<i>Fissistigma villosissimum</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2014a)
<i>Fissistigma latifolium</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2014a)
<i>Fissistigma glaucescens</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2014a)
<i>Fissistigma bracteolatum</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2014a)
<i>Fissistigma villosissimum</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2014a)
<i>Fissistigma latifolium</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2014a)
<i>Fissistigma glaucescens</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2014a)
<i>Fissistigma bracteolatum</i>	frutos	Vietnam	D	(HUNG et al., 2016)
<i>Fissistigma maclurei</i>	frutos	Vietnam	D	(HUNG et al., 2016)
<i>Friesodielsia filipes</i>	casca do caule	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Friesodielsia filipes</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Fusaea longifolia</i>	folhas	Brasil	AB	(BAY et al., 2019)
<i>Goniothalamus macrophyllus</i>	caules finos	Malásia	AB	(HUMEIRAH et al., 2010)
<i>Goniothalamus macrophyllus</i>	raiz	Malásia	AB	(HUMEIRAH et al., 2010)
<i>Goniothalamus australis</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004a)
<i>Goniothalamus tamirensis</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Goniothalamus takhtajanii</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG; DAI; OGUNWANDE, 2016)
<i>Goniothalamus multiovulatus</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG; DAI; OGUNWANDE, 2016)
<i>Goniothalamus wightii</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG; DAI; OGUNWANDE, 2016)
<i>Goniothalamus multiovulatus</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG; DAI; OGUNWANDE, 2016)
<i>Goniothalamus wightii</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG; DAI; OGUNWANDE, 2016)
<i>Goniothalamus takhtajanii</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG; DAI; OGUNWANDE, 2016)
<i>Guatteria costaricensis</i>	folhas	Costa Rica	AB	(PALAZZO et al., 2009)

<i>Guatteria diospyroides</i>	folhas	Costa Rica	AB	(PALAZZO et al., 2009)
<i>Guatteria oliviformis</i>	folhas	Costa Rica	AB	(PALAZZO et al., 2009)
<i>Guatteria blepharophylla</i>	folhas	Brasil	AB	(ALCÂNTARA et al., 2017)
<i>Guatteria elliptica</i>	folhas	Brasil	AB	(FERREIRA et al., 2018)
<i>Guatteria elliptica</i>	folhas	Brasil	AB	(FERREIRA et al., 2018)
<i>Guatteria juruensis</i>	folhas	Brasil	D	(MAIA et al., 2005a)
<i>Guatteria microcalyx</i>	folhas	Brasil	D	(MAIA et al., 2005a)
<i>Guatteria poeppigiana</i>	folhas	Brasil	D	(MAIA et al., 2005a)
<i>Guatteria australis</i>	folhas	Brasil	AB	(SIQUEIRA et al., 2015)
<i>Guatteria punctata</i>	folhas	Brasil	AB	(BAY et al., 2019)
<i>Guatteriopsis hispida</i>	folhas	Brasil	AB	(COSTA et al., 2008)
<i>Guatteriopsis blepharophylla</i>	folhas	Brasil	AB	(COSTA et al., 2008)
<i>Guatteriopsis friesiana</i>	folhas	Brasil	AB	(COSTA et al., 2008)
<i>Guatteriopsis blepharophylla</i>	folhas	Brasil	D	(MAIA et al., 2005a)
<i>Meiogyne virgata</i>	casca do caule	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Meiogyne virgata</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Meiogyne hainanensis</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2015)
<i>Meiogyne monogyna</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2015)
<i>Melodorum uhrii</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004b)
<i>Melodorum leichhardtii</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004b)
<i>Melodorum fruticosum</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013b)
<i>Melodorum vietnamensis</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Melodorum indochinense</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2015)
<i>Melodorum vietnamense</i> var. <i>Calcareum</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2015)
<i>Mitrephora zippeliana</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004a)
<i>Mitrephora zippeliana</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004a)
<i>Monodora myristica</i>	folhas	Benim	AB	(ALITONOU et al., 2013)
<i>Monodora myristica</i>	casca do caule	Gabão	D	(AGNANIET; MENUT; BESSIÈRE, 2004)
<i>Orophea hirsuta</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Pachypodanthium staudtii</i>	casca do caule	Gabão	D	(AGNANIET; MENUT; BESSIÈRE, 2004)
<i>Polyalthia nitidissirnu</i> chemotype 1 (PIF21361)	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2001)
<i>Polyalthia nitidissirnu</i> chemotype 2 (PIF19261, PIF.24581)	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2001)
<i>Polyalthia</i> sp.	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2001)
<i>Polyalthia australis</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2001)

<i>Polyalthia michaelii</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2001)
<i>Polyalthia suaveolens</i>	casca do caule	Gabão	D	(AGNANIET; MENUT; BESSIÈRE, 2004)
<i>Polyalthia longifolia</i>	casca do caule	Nigéria	D	(OGUNBINU et al., 2007)
<i>Polyalthia longifolia</i>	folhas	Nigéria	D	(OGUNBINU et al., 2007)
<i>Polyalthia longifolia</i> var. <i>pendula</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013b)
<i>Polyalthia sessiliflora</i>	casca do caule	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Polyalthia sessiliflora</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Pseuduvaria mulgraveana</i> var. <i>mulgraveana</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY et al., 2004)
<i>Pseuduvaria mulgraveana</i> var. <i>glabrescens</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY et al., 2004)
<i>Pseuduvaria villosa</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY et al., 2004)
<i>Pseuduvaria froggattii</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY et al., 2004)
<i>Pseuduvaria hylandii</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY et al., 2004)
<i>Pseuduvaria indochinensis</i>	casca da raiz	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Pseuduvaria indochinensis</i>	casca do caule	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Pseuduvaria indochinensis</i>	folhas	Vietnam	D	(DAI et al., 2014a)
<i>Unonopsis costaricensis</i>	folhas	Costa Rica	AB	(PALAZZO et al., 2009)
<i>Unonopsis quatteroides</i>	folhas	Brasil	AB	(YOSHIDA et al., 2019)
<i>Uvaria hamiltonii</i>	flores	India	AB	(BARMAN et al., 2019)
<i>Uvaria rufa</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004a)
<i>Uvaria pierrei</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Uvaria dac</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2013a)
<i>Uvaria rufa</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2014b)
<i>Uvaria cordata</i>	casca do caule	Vietnam	D	(THANG et al., 2014b)
<i>Uvaria rufa</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2014b)
<i>Uvaria cordata</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2014b)
<i>Uvaria hamiltonii</i>	flores	India	AB	(BARMAN et al., 2019)
<i>Uvaria concava</i>	folhas	Australia	D	(BROPHY; GOLDSACK; FORSTER, 2004a)
<i>Uvaria grandiflora</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2017)
<i>Uvaria microcarpa</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2017)
<i>Uvariastrum pierreanum</i>	casca do caule	Camarões	AB	(BOYOM et al., 2011)
<i>Uvariastrum pierreanum</i>	folhas	Camarões	AB	(BOYOM et al., 2011)
<i>Dennettia tripetala</i>	casca do caule	Nigeria	AB	(GBOLADE et al., 2008)
<i>Dennettia tripetala</i>	folhas	Nigeria	AB	(GBOLADE et al., 2008)
<i>Xylopia aethiopica</i>	folhas	Gana	AB	(KARIOTI et al., 2004)
<i>Xylopia aethiopica</i>	frutos	Gana	AB	(KARIOTI et al., 2004)
<i>Xylopia aethiopica</i>	casca do caule	Gana	AB	(KARIOTI et al., 2004)
<i>Xylopia aethiopica</i>	cascas da raiz	Gana	AB	(KARIOTI et al., 2004)
<i>Xylopia langsdorffiana</i>	folhas	Brasil	AB	(TAVARES et al., 2007)

<i>Xylopia aethiopica</i>	frutos	Togo	AB	(KOBÀ et al., 2008)
<i>Xylopia aethiopica</i>	folhas	Benim	AB	(ALITONOU et al., 2013)
<i>Xylopia laevigata</i>	folhas	Brasil	AB	(COSTA et al., 2013b)
<i>Xylopia frutescens</i>	folhas	Brasil	AB	(FERRAZ et al., 2013)
<i>Xylopia frutescens</i>	folhas	Brasil	AB	(SILVA et al., 2013)
<i>Xylopia laevigata</i>	folhas	Brasil	AB	(SILVA et al., 2013)
<i>Xylopia aethiopica</i>	frutos	Sudão	AB	(ABD-ALGADER et al., 2013)
<i>Xylopia parviflora</i>	frutos	Camarões	AB	(WOGUEM et al., 2014)
<i>Xylopia malayana</i>	caules finos	Malásia	AB	(GHANI et al., 2016)
<i>Xylopia elliptica</i>	caules finos	Malásia	AB	(GHANI et al., 2016)
<i>Xylopia fusca</i>	caules finos	Malásia	AB	(GHANI et al., 2016)
<i>Xylopia aethiopica</i>	frutos	Nigeria	AB	(USMAN et al., 2016)
<i>Xylopia aromatica</i>	folhas	Brasil	AB	(ALCÂNTARA et al., 2017)
<i>Xylopia aromatica</i>	flores	Brasil	AB	(NASCIMENTO et al., 2018)
<i>Xylopia aromatica</i>	folhas	Brasil	AB	(NASCIMENTO et al., 2018)
<i>Xylopia brasiliensis</i>	folhas	Brasil	D	(LAGO et al., 2003)
<i>Xylopia aromatica</i>	folhas	Brasil	D	(LAGO et al., 2003)
<i>Xylopia aromatica</i>	flores	Brasil	D	(ANDRADE et al., 2004)
<i>Xylopia aromatica</i>	folhas	Brasil	D	(ANDRADE et al., 2004)
<i>Xylopia aromatica</i>	frutos	Brasil	D	(ANDRADE et al., 2004)
<i>Xylopia aromatica</i>	folhas	Brasil	D	(MAIA et al., 2005b)
<i>Xylopia cayennensis</i>	folhas	Brasil	D	(MAIA et al., 2005b)
<i>Xylopia emarginata</i>	folhas	Brasil	D	(MAIA et al., 2005b)
<i>Xylopia nitida</i>	folhas	Brasil	D	(MAIA et al., 2005b)
<i>Xylopia aethiopica</i>	frutos	Sudão	D	(EL-KAMALI; ADAM, 2009)
<i>Xylopia pierrei</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2015)
<i>Xylopia vielana</i>	folhas	Vietnam	D	(THANG et al., 2015)
<i>Xylopia aethiopica</i>	frutos	Nigeria	AB	(OLONISAKIN et al., 2018)
<i>Xylopia hypolampra</i>	casca do caule	Itália	AB	(PEDRALI et al., 2019)
<i>Xylopia Aethiopica</i>	frutos	Nigeria	D	(OGUNWANDE; OLAWORE; ADELEKE, 2005)

REFERENCIAS

- ABD-ALGADER, N. N.; EL-KAMALI, H. H.; RAMADAN, M. M.; GHANEM, K. Z.; FARRAG, A. R. H. Xylopia aethiopica volatile compounds protect against panadol-induced hepatic and renal toxicity in male rats. **World Applied Sciences Journal**, v. 27, n. 1, p. 10–22, 2013.
- AGNANIET, H.; MENUT, C.; BESSIÈRE, J. M. Aromatic plants of tropical central africa. part LII comparative study of the volatile constituents from barks of four annonaceae species. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 7, n. 3, p. 201–209, 2004.
- AHMED, A. L.; BASSEM, S. E. M.; MOHAMED, Y. H.; GAMILA, M. W. Cytotoxic essential oil from Annona sengalensis Pers. Leaves. **Pharmacognosy Research**, v. 2, n. 4, p. 211–214, 2010.
- ALAM, M. M.; NAEEM, M.; IDREES, M.; KHAN, M. M. A.; MOINUDDIN. Augmentation of photosynthesis, crop productivity, enzyme activities and alkaloids production in Sadabahar (Catharanthus roseus L.) through application of diverse plant growth regulators. **Journal of Crop Science and Biotechnology**, v. 15, n. 2, p. 117–129, 29 jun. 2012. Disponível em: <<http://link.springer.com/article/10.1007/s12892-011-0005-7>>.
- ALCÂNTARA, J. M.; DE LUCENA, J. M. V. M.; FACANALI, R.; MARQUES, M. O. M.; DA PAZ LIMA, M. Chemical composition and bactericidal activity of the essential oils of four species of annonaceae growing in brazilian amazon. **Natural Product Communications**, v. 12, n. 4, p. 619–622, 2017.
- ALITONOU, G.; TCHOBO, F.; SESSOU, P.; AVLESSI, F. Chemical composition, antiradical and antiinflammatory activities of four Annonaceae from Benin. **International Journal of Pharmaceutical, Chemical and Biological Sciences**, v. 3, n. 3, p. 914–923, 2013. Disponível em: <<http://www.ijpcbs.com/files/volume3-3-2013/63.pdf>>.
- ALMEIDA, J. R. D. S. G.; FACANALI, R.; VIEIRA, M. A. R.; MARQUES, M. O. M.; LÚCIO, A. S. S. C.; DE OLIVEIRA LIMA, E.; DE FÁTIMA AGRA, M.; BARBOSA-FILHO, J. M. Composition and antimicrobial activity of the leaf essential oils of duguetia gardneriana mart. and duguetia moricandiana mart. (annonaceae). **Journal of Essential Oil Research**, v. 22, n. 3, p. 275–278, 2010.
- AMEEN, O.; USMAN, L.; OGANIJA, F.; HAMID, A.; MUHAMMED, N.;

ZUBAIR, M.; ADEBAYO, S. Chemical composition of leaf essential oil of *Annona senegalensis* Pers. (Annonaceae) growing in North Central Nigeria. **International Journal of Biological and Chemical Sciences**, v. 5, n. 1, p. 375–379, 2011.

ANDRADE, D. J. de; OLIVEIRA, C. A. L. de; PATTARO, F. C.; SIQUEIRA, D. S. Acaricidas utilizados na citricultura convencional e orgânica: manejo da leprose e populações de ácaros fitoseídeos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 4, p. 1028–1037, 2010. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452010000400011&lng=pt&tlng=pt>.

ANDRADE, E. H. A.; DA SILVA, A. C. M.; CARREIRA, L. M. M.; OLIVEIRA, J.; MAIA, J. G. S. Essential oil composition from leaf, fruit and flower of *xylopia aromatica* (lam.) mart. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 7, n. 2, p. 151–154, 2004.

ANDRADE, E. H. A.; OLIVEIRA, J.; ZOGHBI, M. das G. B. Volatiles of *Anaxagorea dolichocarpa* Spreng. & Sandw. and *Annona densicoma* Mart. growing Wild in the state of Pará, Brazil. **Flavour and Fragrance Journal**, v. 22, n. 2, p. 158–160, mar. 2007. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1002/ffj.1776>>.

ARAÚJO, C. D. S.; DE OLIVEIRA, A. P.; LIMA, R. N.; ALVES, P. B.; DINIZ, T. C.; DA SILVA ALMEIDA, J. R. G. Chemical constituents and antioxidant activity of the essential oil from leaves of *Annona vepretorum* Mart. (Annonaceae). **Pharmacognosy Magazine**, v. 11, n. 43, p. 615–618, 2015.

ATKINSON, R.; AREY, J. Gas-phase tropospheric chemistry of biogenic volatile organic compounds: a review. **Atmospheric Environment**, v. 37, n. SUPPL. 2, p. 197–219, jan. 2003. Disponível em: <<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S1352231003003911>>.

BALDWIN, I. T. An ecologically motivated analysis of plant-herbivore interactions in native tobacco. **Plant physiology**, v. 127, n. 4, p. 1449–1458, 2001.

BARMAN, M.; GHISSING, U.; DEY, P. K.; AGARWAL, A.; BERA, B.; KOTAMREDDY, J. N. R.; KARMAKAR, P.; MITRA, A. Specialized metabolites contributing to colour and scent volatiles in *Uvaria hamiltonii* flowers. **Natural Product Research**, v. 0, n. 0, p. 1–4, 2019. Disponível em: <<https://doi.org/10.1080/14786419.2019.1610959>>.

BARON, D.; AMARO, A. C. E.; CAMPOS, F. G.; FERREIRA, G. Leaf gas exchanges responses of atemoya scion grafted onto *Annona* rootstocks. **Theoretical**

and Experimental Plant Physiology, v. 30, n. 3, p. 203–213, 2018a. Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s40626-018-0115-4>>.

BARON, D.; AMARO, A. C. E.; MACEDO, A. C.; BOARO, C. S. F.; FERREIRA, G. Physiological changes modulated by rootstocks in atemoya (*Annona x atemoya* Mabb.): gas exchange, growth and ion concentration. **Brazilian Journal of Botany**, v. 41, n. 1, p. 219–225, 14 mar. 2018b. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s40415-017-0421-0>>.

BARON, D.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F.; RODRIGUES, J. D.; AMARO, A. C. E.; MISCHAN, M. M. The Effect of the Ionic Strength of Nutrient Solution on Gas Exchange, Ionic Concentration and Leaf Biomass of *Annona emarginata* (Schltdl.) H. Rainer Variety ‘Terra-Fria’ Seedlings. **Journal of Plant Nutrition**, v. 38, n. 12, p. 1944–1960, 2015.

BATE, N. J.; ROTHSTEIN, S. J. C6-volatiles derived from the lipoxygenase pathway induce a subset of defense-related genes. **The Plant Journal**, v. 16, n. 5, p. 561–569, dez. 1998. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1046/j.1365-313x.1998.00324.x>>.

BATISTA, D. S.; DE CASTRO, K. M.; KOEHLER, A. D.; PORTO, B. N.; DA SILVA, A. R.; DE SOUZA, V. C.; TEIXEIRA, M. L.; DAS GRAÇAS CARDOSO, M.; DE OLIVEIRA SANTOS, M.; VICCINI, L. F.; OTONI, W. C. Elevated CO₂ improves growth, modifies anatomy, and modulates essential oil qualitative production and gene expression in *Lippia alba* (Verbenaceae). **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 128, n. 2, p. 357–368, 21 fev. 2017. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s11240-016-1115-1>>.

BAY, M.; SOUZA DE OLIVEIRA, J. V.; SALES JUNIOR, P. A.; FONSECA MURTA, S. M.; ROGÉRIO DOS SANTOS, A.; DOS SANTOS BASTOS, I.; PUCCINELLI ORLANDI, P.; TEIXEIRA DE SOUSA JUNIOR, P. In Vitro Trypanocidal and Antibacterial Activities of Essential Oils from Four Species of the Family Annonaceae. **Chemistry and Biodiversity**, 2019.

BELL, E.; MULLET, J. E. Characterization of an Arabidopsis Lipoxygenase Gene Responsive to Methyl Jasmonate and Wounding. **Plant Physiology**, v. 103, n. 4, p. 1133–1137, 1 dez. 1993. Disponível em: <<http://www.plantphysiol.org/lookup/doi/10.1104/pp.103.4.1133>>.

BETTIOL NETO, J. E.; PIO, R.; BUENO, S. C. S.; BASTOS, D. C.; SCARPARE FILHO, J. A. Enraizamento de estacas dos porta-enxertos *Araticum-de-*

Terra-Fria (*Rollinia* sp.) e Araticum-Mirim (*Rollinia emarginata* Schltdl.) para anonáceas. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n. 6, p. 1077–1082, 2006.

BOYOM, F. F.; NGOUANA, V.; KEMGNE, E. A. M.; ZOLLO, P. H. A.; MENUT, C.; BESSIERE, J. M.; GUT, J.; ROSENTHAL, P. J. Antiplasmodial volatile extracts from *Cleistopholis patens* Engler & Diels and *Uvariastrum pierreanum* Engl. (Engl. & Diels) (Annonaceae) growing in Cameroon. **Parasitology Research**, v. 108, n. 5, p. 1211–1217, 2011.

BRAGA, J. F.; FERREIRA, G.; PINHO, S. Z. de; BRAGA, L. F.; SOUSA, M. P. Germination of atemoya (*annona cherimola* mill. x *a. squamosa* L.) cv. gefner seeds subjected to treatments with plant growth regulators. **International Journal of Science and Nature**, v. 1, n. 2, p. 120–126, 2010.

BROPHY, J.; GOLDSACK, R.; FORSTER, P. Essential oils from the leaves of some queensland annonaceae. **Journal of Essential Oil Research**, v. 16, n. 2, p. 95–100, 2004a.

BROPHY, J. J.; GOLDSACK, R. J.; FORSTER, P. I. Leaf oils of the australian species of *polyalthia* (annonaceae). **Journal of Essential Oil Research**, v. 13, n. 1, p. 5–7, 2001.

BROPHY, J. J.; GOLDSACK, R. J.; FORSTER, P. I. The leaf oils of the queensland species of *melodorum* (annonaceae). **Journal of Essential Oil Research**, v. 16, n. 5, p. 483–486, 2004b.

BROPHY, J. J.; GOLDSACK, R. J.; HOOK, J. M.; FOOKES, C. J. R.; FORSTER, P. I. The Leaf Essential Oils of the Australian Species of *Pseuduvaria* (Annonaceae). **Journal of Essential Oil Research**, v. 16, n. 4, p. 362–366, jul. 2004.
Disponível em:

<<http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/10412905.2004.9698743>>.

CAMPOS, F. G. *Annona emarginata* (SCHLTDL.) H. RAINER ‘ARATICUM-DE- TERRA-FRIA’ CULTIVADA COM VARIAÇÃO DE NITROGÊNIO: PRODUTIVIDADE E PERFIL QUÍMICO DOS VOLÁTEIS FOLIARES. **Dissertação**, v. 1, 2015.

CAMPOS, F. G.; BARON, D.; ORTIZ, M.; MARQUES, M.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Characterization of the chemical composition of the essential oils from *Annona emarginata*. **Fevereiro 2014**, v. 36, p. 202–208, 2014.

CAMPOS, F. G.; VIEIRA, M. A. R.; AMARO, A. C. E.; DELACRUZ-CHACÓN, I.; MARQUES, M. O. M.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Nitrogen in

the defense system of *Annona emarginata* (Schltdl.) H. Rainer. **PLOS ONE**, v. 14, n. 6, p. e0217930, 6 jun. 2019a. Disponível em:

<<http://dx.plos.org/10.1371/journal.pone.0217930>>.

CAMPOS, F. G.; VIEIRA, M. A. R.; BARON, D.; MARQUES, M. O. M.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Profile of Essential Oils From the Leaves of *Annona* Grafted. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 2, p. 210, 15 jan. 2019b. Disponível em: <<http://www.ccsenet.org/journal/index.php/jas/article/view/0/38094>>.

CAMPOS, F. G.; VIEIRA, M. A. R.; SANTOS, A. A. Dos; JORGE, L. G.; MARQUES, M. O. M.; BOARO, C. S. F. Chemical Diversity of Volatiles From Parents, Rootstock and Atemoya Hybrid. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 4, p. 271, 15 mar. 2019c. Disponível em:

<<http://www.ccsenet.org/journal/index.php/jas/article/view/0/38733>>.

CAPPELLARI, L. D. R.; SANTORO, M. V.; SCHMIDT, A.; GERSHENZON, J.; BANCHIO, E. Improving Phenolic Total Content and Monoterpene in *Mentha x piperita* by Using Salicylic Acid or Methyl Jasmonate Combined with Rhizobacteria Inoculation. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 21, n. 1, p. 50, 19 dez. 2020. Disponível em:

<<https://www.mdpi.com/1422-0067/21/1/50>>.

CARVALHO, D.; DE, ved U.; CRUZ, M. A. da; OSIPI, E. A. F.; COSSA, C. A.; COLOMBO, R. C.; SORACE, M. A. F. PLANT GROWTH REGULATORS ON ATEMOYA SEEDS GERMINATION. **Nucleus**, v. 15, n. 2, p. 457–462, 30 out. 2018. Disponível em:

<<http://www.nucleus.feituverava.com.br/index.php/nucleus/article/view/2832/2698>>.

CHAICHANA, N.; DHEERANUPATTANA, S. Effects of Methyl Jasmonate and Salicylic Acid on Alkaloid Production from in vitro Culture of *Stemona* sp. **International Journal of Bioscience, Biochemistry and Bioinformatics**, v. 2, n. 3, p. 146–150, 2012.

CHANDLER, J. W. Auxin as compère in plant hormone crosstalk. **Planta**, v. 231, n. 1, p. 1–12, 2009.

CHATROU, L. W.; ERKENS, R. H. J.; RICHARDSON, J. E.; SAUNDERS, R. M. K.; FAY, M. F. The natural history of Annonaceae. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 169, n. 1, p. 1–4, maio 2012. Disponível em: <<https://academic.oup.com/botlinnean/article-lookup/doi/10.1111/j.1095-8339.2012.01242.x>>.

CHAUDHARI, J. C.; YADAV, L.; VARU, D. K. Effect of plant growth regulators on quality of Custard apple (*Annona squamosa* L.) CV. Sindhan.

International Journal of Chemical Studies, v. 5, n. 5Pt.O, p. 1036–1037, 2017.

Disponível em: <<http://www.chemijournal.com/archives/2017/vol5issue5/PartO/5-4-471-880.pdf>>.

CHAVAN, M. J.; SHINDE, D. B.; NIRMAL, S. A. Major volatile constituents of *Annona squamosa* L. bark. **Natural Product Research**, v. 20, n. 8, p. 754–757, 2006.

CHEN, C.-Y.; WU, H.-M.; CHAO, W.-Y.; LEE, C.-H. Review on pharmacological activities of liriodenine. **African Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 7, n. 18, p. 1067–1070, 2013.

CHINNUSAMY, V.; GONG, Z.; ZHU, J.-K. Absciscic Acid-mediated Epigenetic Processes in Plant Development and Stress Responses. **Journal of Integrative Plant Biology**, v. 50, n. 10, p. 1187–1195, out. 2008. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1111/j.1744-7909.2008.00727.x>>.

COSTA, E. V.; DA CRUZ, P. E. O.; DE LOURENÇO, C. C.; DE SOUZA MORAES, V. R.; DE LIMA NOGUEIRA, P. C.; SALVADOR, M. J. Antioxidant and antimicrobial activities of aporphinoids and other alkaloids from the bark of *Annona salzmannii* A. DC. (Annonaceae). **Natural Product Research**, v. 27, n. 11, p. 1002–1006, 2013a.

COSTA, E. V.; DA SILVA, T. B.; MENEZES, L. R. A.; RIBEIRO, L. H. G.; GADELHA, F. R.; DE CARVALHO, J. E.; DE SOUZA, L. M. B.; DA SILVA, M. A. N.; SIQUEIRA, C. A. T.; SALVADOR, M. J. Biological activities of the essential oil from the leaves of *Xylopia laevigata* (Annonaceae). **Journal of Essential Oil Research**, v. 25, n. 3, p. 179–185, 2013b.

COSTA, E. V.; DUTRA, L. M.; NOGUEIRA, P. C. D. L.; MORAES, V. R. D. S.; SALVADOR, M. J.; RIBEIRO, L. H. G.; GADELHA, F. R. Essential oil from the leaves of *Annona vepretorum*: Chemical composition and bioactivity. **Natural Product Communications**, v. 7, n. 2, p. 265–266, 2012.

COSTA, E. V.; PINHEIRO, M. L. B.; DE SOUZA, A. D. L.; BARISON, A.; CAMPOS, F. R.; VALDEZ, R. H.; UEDA-NAKAMURA, T.; FILHO, B. P. D.; NAKAMURA, C. V. Trypanocidal activity of oxoaporphine and pyrimidine- β -carboline alkaloids from the branches of *annona foetida* mart. (annonaceae). **Molecules**, v. 16, n. 11, p. 9714–9720, 2011.

COSTA, E. V.; PINHEIRO, M. L. B.; SILVA, J. R. D. A.; MAIA, B. H. L. D. N. S.; DUARTE, M. C. T.; AMARAL, A. C. F.; MACHADO, G. M. D. C.; LEON, L. L. Antimicrobial and antileishmanial activity of essential oil from the leaves of *Annona foetida* (Annonaceae). **Quimica Nova**, v. 32, n. 1, p. 78–81, 2009.

COSTA, E. V.; TEIXEIRA, S. D.; MARQUES, F. A.; DUARTE, M. C. T.; DELARMELINA, C.; PINHEIRO, M. L. B.; TRIGO, J. R.; SALES MAIA, B. H. L. N. Chemical composition and antimicrobial activity of the essential oils of the Amazon *Guatteropsis* species. **Phytochemistry**, v. 69, n. 9, p. 1895–1899, 2008.

DAI, D. N.; HOI, T. M.; THANG, T. D.; OGUNWANDE, I. A. The leaf essential oils of five Vietnamese *Desmos* species (annonaceae). **Natural Product Communications**, v. 7, n. 2, p. 231–234, 2012.

DAI, D. N.; HUONG, L. T.; HUNG, N. H.; THANG, T. D.; OGUNWANDE, I. A. Chemical compositions of essential oils of selected medicinal plants from *thừa thiên-hu* province, vietnam. **Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants**, v. 20, n. 3, p. 269–281, 2014a.

DAI, D. N.; HUONG, L. T.; THANG, T. D.; OGUNWANDE, I. A. **Analysis of essential oil constituents of three *Dasymaschalon* species (Annonaceae) from Vietnam** *Natural Product Research* Taylor & Francis, , 2014b. . Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/14786419.2013.858339>>.

DAI, D. N.; THANH, B. V.; THANG, T. D.; OGUNWANDE, I. A. Identification of Volatile Constituents of the Stem bark and Fruits of *Desmos cochinchinensis* Lour. v. 1, n. 4, p. 20–23, 2014c.

DE ALENCAR, D. C.; PINHEIRO, M. L. B.; PEREIRA, J. L. D. S.; DE CARVALHO, J. E.; CAMPOS, F. R.; SERAIN, A. F.; TIRICO, R. B.; HERNÁNDEZ-TASCO, A. J.; COSTA, E. V.; SALVADOR, M. J. Chemical composition of the essential oil from the leaves of *Anaxagorea brevipes* (Annonaceae) and evaluation of its bioactivity. **Natural Product Research**, v. 30, n. 9, p. 1088–1092, 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/14786419.2015.1101103>>.

DE COSTA, F.; YENDO, A. C. A.; FLECK, J. D.; GOSMANN, G.; FETTNETO, A. G. Accumulation of a bioactive triterpene saponin fraction of *Quillaja brasiliensis* leaves is associated with abiotic and biotic stresses. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 66, p. 56–62, 2013.

DE LA CRUZ, C. I.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R. Liriodenine alkaloid in *Annona diversifolia* during early development. **Natural product research**, v. 26, n.

2, p. 42–49, 2012.

DE LA CRUZ, C. I.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R.; GUEVARA, F. P.; JÍMENEZ, G. L. F. Liriodenine, early antimicrobial defence in *Annona diversifolia*.

Zeitschrift für Naturforschung, v. 66, n. Table I, p. 377–384, 2011a.

DE LA CRUZ, C. I.; GONZÁLEZ, E. A. R.; GUEVARA, F. P.; JÍMENEZ, G. L. F. Liriodenine, early antimicrobial defence in *Annona diversifolia*. **Zeitschrift für Naturforschung**, v. 66, p. 377–384, 2011b.

DE LA CRUZ CHACÓN, I.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R. Liriodenine alkaloid in *Annona diversifolia* during early development. **Natural Product Research**, v. 26, n. 1, p. 42–49, 2012. Disponível em:

<<http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/14786419.2010.533373>>.

DE LIMA, J. P. S.; PINHEIRO, M. L. B.; ANTONIO, A. M.; JOSÉ, J. L.; SANTOS, D. M. F.; BARISON, A.; SILVA-JARDIM, I.; COSTA, E. V. In Vitro Atilishmanial and Cytotoxic Activities of *Annona mucosa* (Annonaceae). **Revista Virtual de Química**, v. 4, n. 6, p. 692–702, 2012.

DE SIQUEIRA, J. M.; MÜLLER, L.; CAROLLO, C. A.; SILVA GARCEZ, W.; DIAMANTINO BOAVENTURA, M. A.; NASCIMENTO, E. A. AROMADENDRANE SESQUITERPENOIDS FROM THE ESSENTIAL OIL OF LEAVES OF DUGUETIA GLABRIUSCULA - ANNONACEAE. **Journal of the Chilean Chemical Society**, v. 48, n. 4, dez. 2003. Disponível em:

<http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-97072003000400014&lng=en&nrm=iso&tlng=en>.

DELANHOL, S. J.; MANTOAN, L. P. B.; AMARO, A. C. E.; FERREIRA, G. Gas exchange in *Annona emarginata* (SCHLTDL.) H. RAINER subjected to salt stress and application of plant growth regulator. **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 17, n. 1, p. 67 70, 2018.

DEMMIG-ADAMS, B.; ADAMS III, W. W.; BARKER, D. H.; LOGAN, B. A.; BOWLING, D. R.; VERHOEVEN, A. S. Using chlorophyll fluorescence to assess the fraction of absorbed light allocated to thermal dissipation of excess excitation. **Physiologia Plantarum**, v. 98, n. 2, p. 253–264, 9 out. 2008. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1034/j.1399-3054.1996.980206.x>>.

DHEWARE, R. M.; JADHAV, A. R.; THORAT, U. K. Influence of Growth Regulators on Quality and Fruit Attributes of Custard Apple (*Annona squamosa* L.) Cv. Balanagar. **International Journal of Economic Plants**, v. 5, n. 3, p. 151–153, 2018.

DI, D. W.; ZHANG, C.; LUO, P.; AN, C. W.; GUO, G. Q. The biosynthesis of auxin: how many paths truly lead to IAA? **Plant Growth Regulation**, v. 78, n. 3, p. 275–285, 2016.

DOBRITZSCH, S.; WEYHE, M.; SCHUBERT, R.; DINDAS, J.; HAUSE, G.; KOPKA, J.; HAUSE, B. Dissection of jasmonate functions in tomato stamen development by transcriptome and metabolome analyses. **BMC Biology**, v. 13, n. 1, p. 28, 2015. Disponível em: <<http://www.biomedcentral.com/1741-7007/13/28>>.

DUDAREVA, N.; KLEMPIEN, A.; MUHLEMANN, J. K.; KAPLAN, I. Biosynthesis, function and metabolic engineering of plant volatile organic compounds. **New Phytologist**, v. 198, n. 1, p. 16–32, abr. 2013. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1111/nph.12145>>.

EGYDIO-BRANDÃO, A.; NOVAES, P.; SANTOS, D. Alkaloids from Annona: Review from 2005 To 2017. **JSM Biochem Mol Biol**, v. 4, n. 3, p. 1031, 2017.

EL-KAMALI, H. H.; ADAM, H. O. Aromatic plants from the Sudan: Part II. Chemical composition of the essential oil of *Xylopiya aethiopica* (Dunal) A. Rich. - existence of chemotype species. **Advances in Natural and Applied Sciences**, v. 3, n. 2, p. 166–169, 2009.

EL-SAYED, M.; VERPOORTE, R. Growth, metabolic profiling and enzymes activities of *Catharanthus roseus* seedlings treated with plant growth regulators. **Plant Growth Regulation**, v. 44, n. 1, p. 53–58, 2004.

ELHAWARY, S. S.; EL TANTAWY, M. E.; RABEH, M. a.; FAWAZ, N. E. DNA Fingerprinting , Chemical Composition , Antitumor and Antimicrobial Activities of the Essential Oils and Extractives of four Annona Species from Egypt. **Journal of Natural Sciences Research**, v. 3, n. 13, p. 59–69, 2013.

ERB, M.; MELDAU, S.; HOWE, G. A. Role of phytohormones in insect-specific plant reactions. **Trends in Plant Science**, v. 17, n. 5, p. 250–259, maio 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.tplants.2012.01.003>>.

FACCHINI, P. J.; HUBER-ALLANACH, K. L.; TARI, L. W. Plant aromatic L-amino acid decarboxylases: Evolution, biochemistry, regulation, and metabolic engineering applications. **Phytochemistry**, v. 54, n. 2, p. 121–138, 2000.

FAGAN, E. B.; ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D.; CHALFUNJÚNIO, A.; NETO, D. D. **Fisiologia Vegetal: Reguladores Vegetais**. [s.l.: s.n.]

FARAG, M. A. Chemical composition and biological activities of Asimina

triloba leaf essential oil. **Pharmaceutical Biology**, v. 47, n. 10, p. 982–986, 2009.

FERRAZ, R. P. C.; CARDOSO, G. M. B.; DA SILVA, T. B.; FONTES, J. E. do N.; PRATA, A. P. do N.; CARVALHO, A. A.; MORAES, M. O.; PESSOA, C.; COSTA, E. V.; BEZERRA, D. P. Antitumour properties of the leaf essential oil of *Xylopia frutescens* Aubl. (Annonaceae). **Food chemistry**, v. 141, n. 1, p. 196–200, 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.02.114>>.

FERREIRA, A. K. R.; LOURENÇO, F. R.; YOUNG, M. C. M.; LIMA, M. E. L.; CORDEIRO, I.; SUFFREDINI, I. B.; LOPES, P. S.; MORENO, P. R. H. Chemical composition and biological activities of *Guatteria elliptica* R. E. Fries (Annonaceae) essential oils. **Journal of Essential Oil Research**, v. 30, n. 1, p. 69–76, 2018. Disponível em: <<http://doi.org/10.1080/10412905.2017.1371086>>.

FERREIRA, G. REGULADORES VEGETAIS NA SUPERAÇÃO DA DORMÊNCIA, BALANÇO HORMONAL E DEGRADAÇÃO DE RESERVAS EM SEMENTES DE *Annona diversifolia* SAFF. E *A. purpurea* MOC. & SÉSSÉ EX DUNAL (ANNONACEAE). p. 116, 2011. Disponível em: <http://base.repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/106722/ferreira_g_ld_botib.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

FOURNIER, G.; LEBOEUF, M.; CAVÉ, A. Annonaceae essential oils: A review. **Journal of Essential Oil Research**, v. 11, n. 2, p. 131–142, 1999. Disponível em: <<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/10412905.1999.9701092>>.

FRICK, S.; KUTCHAN, T. M. Molecular cloning and functional expression of O-methyltransferases common to isoquinoline alkaloid and phenylpropanoid biosynthesis. **The Plant Journal**, v. 17, n. 4, p. 329–339, 1999. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1046/j.1365-313X.1999.00379.x>>.

GARG, S. N.; GUPTA, D. Composition of the leaf oil of *annona squamosa* L. From the north indian plains. **Journal of Essential Oil Research**, v. 17, n. 3, p. 257–258, 2005.

GBOLADE, A. A.; ARCORACI, T.; D'ARRIGO, M.; OLORUNMOLA, F. O.; BIONDI, D. M.; RUBERTO, G. Essential oils of *Dennettia tripetala* Bak. f. stem bark and leaf - Constituents and biological activities. **Natural Product Communications**, v. 3, n. 11, p. 1925–1930, 2008.

GHANI, S. A.; NOR, A. M. A.; MAILINA, J. M. M.; SAIFUL, A. J.; MAZURAH, M. I.; MOHD, F. Z. P. Chemical compositions and antimicrobial activity of twig essential oils from three *Xylopia* (Annonaceae) species. **African Journal of**

Biotechnology, v. 15, n. 10, p. 356–362, 2016.

GODDIJN, O. J. M.; DE KAM, R. J.; ZANETTI, A.; SCHILPEROORT, R. A.; HOGE, J. H. C. Auxin rapidly down-regulates transcription of the tryptophan decarboxylase gene from *Catharanthus roseus*. **Plant Molecular Biology**, v. 18, n. 6, p. 1113–1120, 1992.

GONÇALVES, S.; ROMANO, A. In vitro culture of lavenders (*Lavandula* spp.) and the production of secondary metabolites. **Biotechnology Advances**, v. 31, n. 2, p. 166–174, mar. 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.biotechadv.2012.09.006>>.

GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R.; DE-LA-CRUZ-CHACÓN, I.; CASTRO-MORENO, M.; OROZCO-CASTILLO, J. A.; RILEY-SALDAÑA, C. A. Alkaloids and acetogenins in Annonaceae development: biological considerations. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. spe1, p. 01–16, 2014. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452014000500001&lng=en&nrm=iso&tlng=en>.

GORNI, P. H.; BROZULATO, M. de O.; LOURENÇÃO, R. da S.; KONRAD, E. C. G. Increased biomass and salicylic acid elicitor activity in fennel (*Foeniculum vulgare* Miller). **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 20, n. 0, p. 1–7, 2017. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1981-67232017000100429&lng=en&tlng=en>.

GORNI, P. H.; PACHECO, A. C. Growth promotion and elicitor activity of salicylic acid in *Achillea millefolium* L. **African Journal of Biotechnology**, v. 15, n. 16, p. 657–665, 20 abr. 2016. Disponível em: <<http://academicjournals.org/journal/AJB/article-abstract/977BD0258078>>.

GRIMES, H. D.; KOETJE, D. S.; FRANCESCHI, V. R. Expression, Activity, and Cellular Accumulation of Methyl Jasmonate-Responsive Lipoxygenase in Soybean Seedlings. **Plant Physiology**, v. 100, n. 1, p. 433–443, 1 set. 1992. Disponível em: <<http://www.plantphysiol.org/lookup/doi/10.1104/pp.100.1.433>>.

GUO, M.; FENG, J.; ZHANG, P.; JIA, L.; CHEN, K. Postharvest treatment with trans-2-hexenal induced resistance against *Botrytis cinerea* in tomato fruit. **Australasian Plant Pathology**, v. 44, n. 1, p. 121–128, 19 jan. 2015. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s13313-014-0331-6>>.

GYESI, J. N.; OPOKU, R.; BORQUAYE, L. S. Chemical Composition,

Total Phenolic Content, and Antioxidant Activities of the Essential Oils of the Leaves and Fruit Pulp of *Annona muricata* L. (Soursop) from Ghana. **Biochemistry Research International**, v. 2019, 2019.

HARKES, P. A. A.; KRIJBOLDER, L.; LIBBENGA, K. R.; WIJNSMA, R.; NSENGIYAREMGE, T.; VERPOORTE, R. Influence of various media constituents on the growth of *Cinchona ledgeriana* tissue cultures and the production of alkaloids and anthraquinones therein. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 4, n. 3, p. 199–214, 1985.

HAYAT, S.; ALI, B.; AHMAD, A. Salicylic Acid: Biosynthesis, Metabolism and Physiological Role in Plants. In: **Salicylic Acid: A Plant Hormone**. Dordrecht: Springer Netherlands, 2007. p. 1–14.

HEDDEN, P.; THOMAS, S. G. Gibberellin biosynthesis and its regulation. **Biochemical Journal**, v. 444, n. 1, p. 11–25, 2012. Disponível em: <<http://biochemj.org/lookup/doi/10.1042/BJ20120245>>.

HERMS, D. A.; MATTSON, W. J. The Dilemma of Plants: To Grow or Defend. **Source: The Quarterly Review of Biology**, v. 67, n. 3, p. 283–335, 1992. Disponível em: <<http://www.jstor.org/stable/2830650>><http://about.jstor.org/terms>>.

HÖFERL, M.; DAI, D. N.; THANG, T. D.; JIROVETZ, L.; SCHMIDT, E. Leaf essential oils of six Vietnamese species of *Fissistigma* (Annonaceae). **Natural Product Communications**, v. 8, n. 5, p. 663–665, 2013.

HUMEIRAH, A. G. S.; NOR AZAH, M. A.; MASTURA, M.; MAILINA, J.; SAIFUL, J. A.; MUHAJIR, H.; PUAD, A. M. Chemical constituents and antimicrobial activity of *Goniothalamus macrophyllus* (Annonaceae) from Pasoh Forest Reserve, Malaysia. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 34, p. 5511–5515, 2010.

HUNG, N.; DAI, D.; THAI, T.; THANG, T.; OGUNWANDE, I. Essential Oil from the Fruits of *Fissistigma bracteolatum* and *Fissistigma maclurei*. **Chemical Science International Journal**, v. 17, n. 3, p. 1–7, 2016.

HUNG, N. H.; DAI, D. N.; DUNG, D. M.; GIANG, T. T. B.; THANG, T. D.; OGUNWANDE, I. A. Chemical Composition of Essential Oils of *Artabotrys petelotii* Merr., *Artabotrys intermedius* Hassk., and *Artabotrys harmandii* Finet & Gagnep. (Annonaceae) from Vietnam. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 17, n. 6, p. 1105–1111, 2014.

HUOT, B.; YAO, J.; MONTGOMERY, B. L.; HE, S. Y. Growth–Defense

Tradeoffs in Plants: A Balancing Act to Optimize Fitness. **Molecular Plant**, v. 7, n. 8, p. 1267–1287, ago. 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1093/mp/ssu049>>.

ITO, R. K.; ITO, R. K.; CORDEIRO, I.; LIMA, M. E. L.; MORENO, P. R. H. Chemical composition and antimicrobial activity of the essential oil from rollinia sericea (R.E.Fr.) R.E.Fr. (Annonaceae) Leaves. **Journal of Essential Oil Research**, v. 22, n. 5, p. 419–421, 2010.

JAMWAL, K.; BHATTACHARYA, S.; PURI, S. Plant growth regulator mediated consequences of secondary metabolites in medicinal plants. **Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants**, v. 9, n. June 2017, p. 26–38, 2018. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2017.12.003>>.

JOSHI, G.; SHUKLA, A.; SHUKLA, A. Synergistic response of auxin and ethylene on physiology of Jatropha curcas L. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 23, n. 1, p. 66–77, 2011. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s00344-011-9230-z>>.

JUNG, S. Effect of chlorophyll reduction in Arabidopsis thaliana by methyl jasmonate or norflurazon on antioxidant systems. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 42, n. 3, p. 225–231, mar. 2004. Disponível em: <<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S098194280400004X>>.

KARIOTI, A.; HADJIPAVLOU-LITINA, D.; MENSAH, M. L. K.; FLEISCHER, T. C.; SKALTSA, H. Composition and antioxidant activity of the essential oils of Xylopia aethiopica (Dun) A. Rich. (Annonaceae) leaves, stem bark, root bark, and fresh and dried fruits, growing in Ghana. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 52, n. 26, p. 8094–8098, 2004.

KD, M.; UM, N.; RI, N.; PM, C. Effect of plant growth regulators on flowering , fruit set and yield of custard apple (Annona squamosa L .). **International Journal of Chemical Studies**, v. 6, n. 4, p. 2381–2384, 2018.

KHALIL, N.; FEKRY, M.; BISHR, M.; EL-ZALABANI, S.; SALAMA, O. Foliar spraying of salicylic acid induced accumulation of phenolics, increased radical scavenging activity and modified the composition of the essential oil of water stressed Thymus vulgaris L. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 123, n. 2018, p. 65–74, 2018. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2017.12.007>>.

KOBA, K.; SANDA, K.; RAYNAUD, C.; GUYON, C.; CHAUMONT, J. P.; NICOD, L. Chemical composition and in vitro cytotoxic activity of xylopia aethiopica (dun) a. Rich. (annonaceae) fruit essential oil from togo. **Journal of**

Essential Oil Research, v. 20, n. 4, p. 354–357, 2008.

KOORNNEEF, A.; PIETERSE, C. M. J. Cross Talk in Defense Signaling: Figure 1. **Plant Physiology**, v. 146, n. 3, p. 839–844, mar. 2008. Disponível em: <<http://www.plantphysiol.org/lookup/doi/10.1104/pp.107.112029>>.

KOSSOUOH, C.; MOUDACHIROU, M.; ADJAKIDJE, V.; CHALCHAT, J. C.; FIGUÉRÉDO, G. Essential oil chemical composition of annona muricata l. leaves from Benin. **Journal of Essential Oil Research**, v. 19, n. 4, p. 307–309, 2007.

KUTCHAN, T. M.; GERSHENZON, J.; MOLLER, B. .; DAVID, R.; GANG, D. R. Natural Products. In: BUCHANAN, B. B.; GRUISSEM, W.; GONES, R. . (Ed.). **Biochemistry and Molecular Biology of Plants**. 2. ed. Hoboken, New Jersey: Wiley, 2015. p. 1132–1221.

LAGO, J. H. G.; MOREIRA, I. C.; TANIZAKI, T. M.; MORENO, P. R. H.; ROQUE, N. F.; LIMBERGER, R. P.; APEL, M. A.; HENRIQUES, A. T. Mono and sesquiterpenes from the leaf essential oil of xylopia brasiliensis spreng. Annonaceae. **Journal of Essential Oil Research**, v. 15, n. 6, p. 406–407, 2003.

LEBOEUF, M.; CAVÉ, A.; BHAUMIK, P. K.; MUKHERJEE, B.; MUKHERJEE, R. The phytochemistry of the annonaceae. **Phytochemistry**, v. 21, n. 12, p. 2783–2813, 1982.

LI, H.-T.; WU, H.-M.; CHEN, H.-L.; LIU, C.-M.; CHEN, C.-Y. The Pharmacological Activities of (–)-Anonaine. **Molecules**, v. 18, n. 7, p. 8257–8263, 12 jul. 2013. Disponível em: <<http://www.mdpi.com/1420-3049/18/7/8257>>.

LIMA, L. A. R. S.; ALVES, T. M. A.; ZANI, C. L.; PIMENTA, L. P. S.; BOAVENTURA, M. A. D. Antioxidant and cytotoxic potential of fatty acid methyl esters from the seeds of Annona cornifolia A. St.-Hil. (Annonaceae). **Food Research International**, v. 48, n. 2, p. 873–875, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2012.07.016>>.

LJUNG, K. Auxin metabolism and homeostasis during plant development. **Development**, v. 140, n. 5, p. 943–950, 2013. Disponível em: <<http://dev.biologists.org/cgi/doi/10.1242/dev.086363>>.

LOPES, J. de C.; MELLO-SILVA, R. Diversidade e caracterização das Annonaceae do Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. spe1, p. 125–131, 2014. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452014000500015&lng=pt&tlng=pt>.

LÚCIO, A. S. S. C.; ALMEIDA, J. R. G. da S.; DA-CUNHA, E. V. L.;

TAVARES, J. F.; BARBOSA FILHO, J. M. Alkaloids of the Annonaceae: Occurrence and a Compilation of Their Biological Activities. In: **Alkaloids: Chemistry and Biology**. [s.l.: s.n.]74p. 233–409.

MAAS, P. J. M.; KAMER, H. M. De; JUNIKKA, L.; MELLO-SILVA, R. De; RAINER, H. Annonaceae from Central-eastern Brazil. **Rodriguésia**, v. 52, n. 80, p. 65–98, 2001.

MAEDA, H.; DUDAREVA, N. The Shikimate Pathway and Aromatic Amino Acid Biosynthesis in Plants. **Annual Review of Plant Biology**, v. 63, n. 1, p. 73–105, 2012. Disponível em: <<http://www.annualreviews.org/doi/10.1146/annurev-arplant-042811-105439>>.

MAIA, J. G. S.; ANDRADE, E. H. A.; CARREIRA, L. M. M.; OLIVEIRA, J. Essential oil composition from duguétia species (annonaceae). **Journal of Essential Oil Research**, v. 18, n. 1, p. 60–63, 2006.

MAIA, J. G. S.; ANDRADE, E. H. A.; CARREIRA, L. M. M.; OLIVEIRA, J.; ARAÚJO, J. S. Essential oils of the Amazon Guatteria and Guatteropsis species. **Flavour and Fragrance Journal**, v. 20, n. 5, p. 478–480, 2005a.

MAIA, J. G. S.; ANDRADE, E. H. A.; DA SILVA, A. C. M.; OLIVEIRA, J.; CARREIRA, L. M. M.; ARAÚJO, J. S. Leaf volatile oils from four Brazilian Xylopia species. **Flavour and Fragrance Journal**, v. 20, n. 5, p. 474–477, 2005b.

MAKABE, H.; KONNO, H.; MIYOSHI, H. Current Topics of Organic and Biological Chemistry of Annonaceous Acetogenins and their Synthetic Mimics. **Current Drug Discovery Technologies**, v. 5, n. 3, p. 213–229, 1 set. 2008. Disponível em: <<http://www.eurekaselect.com/openurl/content.php?genre=article&issn=1570-1638&volume=5&issue=3&spage=213>>.

MANTOAN, L. P. B.; ROLIM DE ALMEIDA, L. F.; MACEDO, A. C.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Photosynthetic adjustment after rehydration in *Annona emarginata*. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 38, n. 6, p. 157, 30 jun. 2016. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s11738-016-2171-1>>.

MEMELINK, J.; VERPOORTE, R.; KIJNE, J. W. ORCAnization of jasmonate-responsive gene expression in alkaloid metabolism. **Trends in Plant Science**, v. 6, n. 5, p. 212–219, 2001.

MIZOBUTSI, G. P.; SANTOS, B. H. C. dos; NIETSCH, S.; SANTOS, R. C. dos; SOBRAL, R. R. S.; PEREIRA, M. C. T.; MENDES, D. S. Gibberellic acid induces parthenocarpy and increases fruit size in the ‘Gefner’ custard apple (*Annona*

cherimola x *Annona squamosa*). **Australian Journal of Crop Science**, v. 10, n. 3, p. 314–321, 2016.

MOSTAFA, G. G.; ABOU ALHAM, M. F. Effect of Gibberellic Acid and Indole 3-acetic Acid on Improving Growth and Accumulation of Phytochemical Composition in *Balanites aegyptiaca* Plants. **American Journal of Plant Physiology**, v. 6, n. 1, p. 36–43, 1 jan. 2011. Disponível em: <<http://www.scialert.net/abstract/?doi=ajpp.2011.36.43>>.

MOTA FILHO, V. J. G.; PEREIRA, M. C. T.; NIETSCHE, S.; GUIMARÃES, J. F. R.; MOREIRA, G. B. R.; FERNANDES, T. P. Uso de fitorreguladores no desenvolvimento de frutos na atemoieira (*Annona cherimola* x *A. squamosa* cv. Gefner). **Revista Ceres**, v. 59, n. 5, p. 636–645, 2012.

MOTALLEBI, P.; NIKNAM, V.; EBRAHIMZADEH, H.; HASHEMI, M.; ENFERADI, S. T. Exogenous Methyl Jasmonate Treatment Induces Defense Response Against *Fusarium culmorum* in Wheat Seedlings. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 36, n. 1, p. 71–82, 11 mar. 2017. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s00344-016-9620-3>>.

MURCIA, G.; FONTANA, A.; PONTIN, M.; BARALDI, R.; BERTAZZA, G.; PICCOLI, P. N. ABA and GA3 regulate the synthesis of primary and secondary metabolites related to alleviation from biotic and abiotic stresses in grapevine. **Phytochemistry**, v. 135, p. 34–52, mar. 2017. Disponível em: <<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0031942216302734>>.

MUTHULAKSHMI, S.; PANDIYARAJAN, V. Influence of IAA on the vincristine content of *Catharanthus roseus* (L.) G. Don. **Asian Journal of Plant Science and Research**, v. 3, n. 4, p. 81–87, 2013.

NASCIMENTO, M. N. G. do; JUNQUEIRA, J. G. M.; TEREZAN, A. P.; PRISCILA SEVERINO, R.; DE SOUZA SILVA, T.; MARTINS, C. H. G.; SEVERINO, V. G. P. Chemical Composition and Antimicrobial Activity of Essential Oils from *Xylopia aromatica* (Annonaceae) Flowers and Leaves. **Revista Virtual de Química**, v. 10, n. 5, p. 1578–1590, 2018. Disponível em: <http://rvq.s bq.org.br/audiencia_pdf.asp?aid2=962&nomeArquivo=v10n5a28.pdf>.

NKOUNKOU-LOUMPANGOU, C.; GOUOLLALY, T.; MAHMOUT, Y.; ELOUMA, N.; OUAMBA, J.; CHALCHAT, J.; FIGUÉRÉDO, G. African journal of biotechnology. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 6, p. 887–891, 2002. Disponível em: <<https://www.ajol.info/index.php/ajb/article/view/78096>>.

NORMANLY, J. Approaching cellular and molecular resolution of auxin biosynthesis and metabolism. **Cold Spring Harbor perspectives in biology**, v. 2, n. 1, p. 1–17, 2010.

OGUNBINU, A. O.; OGUNWANDE, I. A.; ESSIEN, E.; CIONI, P. L.; FLAMINI, G. Sesquiterpenes-rich essential oils of *polyalthia longifolia* Thw. (annonaceae) from Nigeria. **Journal of Essential Oil Research**, v. 19, n. 5, p. 419–421, 2007.

OGUNWANDE, I. A.; EKUNDAYO, O.; KASALI, A. A. Essential Oil of *Annona reticulata* L. Leaves from Nigeria. **Journal of Essential Oil Research**, v. 18, n. 4, p. 374–376, 2006.

OGUNWANDE, I. A.; OLAWORE, N. O.; ADELEKE, K. A. Contribution to the study of essential oil of *xylopia aethiopica* (dunal) a. rich: Isolation and characterization of Zerumbone. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 8, n. 2, p. 159–164, 2005.

OLIANI, J.; SIQUEIRA, C. A. T.; SARTORATTO, A.; QUEIROGA, C. L.; MORENO, P. R. H.; REIMÃO, J. Q. R.; TEMPONE, A. G.; DIAZ, I. E. C.; FISCHER, D. C. H. Chemical composition and in vitro antiprotozoal activity of the volatile oil from leaves of *annona crassiflora* mart. (Annonaceae). **Pharmacologyonline**, v. 3, n. January 2014, p. 8–15, 2013.

OLIVOTO, T.; NARDINO, M.; CARVALHO, I. R.; FOLLMANN, D. N.; SZARESKEI, V. J.; FERRARI, M.; PELEGRIN, A. J. de; SOUZA, V. Q. de. Plant secondary metabolites and its dynamical systems of induction in response to environmental factors: A review. **African Journal of Agricultural Research**, v. 12, n. 2, p. 71–84, 2017. Disponível em: <<http://academicjournals.org/journal/AJAR/article-abstract/0F0007062355>>.

OLONISAKIN, A.; ABUGAN, A. V.; AKINNIFESI, T. A.; KOLAWOLE, B. O. Terpenoid constituents, insecticidal and antimicrobial activities of *Xylopia aethiopica* fruits found in Ondo State, Nigeria. **J. Chem Soc. Nigeria**, v. 43, n. 1, p. 126–133, 9 ago. 2018. Disponível em: <https://www.uam.es/gruposinv/meva/publicaciones_jesus/capitulos_espanyol_jesus/2005_motivacion_para_el_aprendizaje_Perspectiva_alumnos.pdf%0Ahttps://www.researchgate.net/profile/Juan_Aparicio7/publication/253571379_Los_estudios_sobre_el_cambio_conceptual_>.

OWOLABI, M. S.; OGUNDAJO, A. L.; DOSOKY, N. S.; SETZER, W. N.

The Cytotoxic Activity of *Annona muricata* Leaf Oil from Badagary , Nigeria.

American Journal of Essential Oil and Natural Product, v. 1, n. 1, p. 1–3, 2013.

PALAZZO, M. C.; WRIGHT, H. L.; AGIUS, B. R.; WRIGHT, B. S.; MORIARITY, D. M.; HABER, W. A.; SETZER, W. N. Chemical Compositions and Biological Activities of Leaf Essential Oils of Twelve Species of *Piper* from Monteverde, Costa Rica. **Natural Product Communications**, v. 3, n. 3, p. 153–160, ago. 2009. Disponível em:

<<http://journals.sagepub.com/doi/10.1177/1934578X0800300823>>.

PARMOON, G.; EBADI, A.; JAHANBAKHS, S.; HASHEMI, M.; MOOSAVI, S. A. Effect of Exogenous Application of Several Plant Growth Regulators on Photosynthetic Pigments of Fennel Plants. **Notulae Scientia Biologicae**, v. 10, n. 4, p. 508–515, 2018.

PASQUALI, G.; GODDIJN, O. J. M.; DE WAAL, A.; VERPOORTE, R.; SCHILPEROORT, R. A.; HOGE, J. H. C.; MEMELINK, J. Coordinated regulation of two indole alkaloid biosynthetic genes from *Catharanthus roseus* by auxin and elicitors. **Plant Molecular Biology**, v. 18, n. 6, p. 1121–1131, 1992.

PEDRALI, A.; ROBUSTELLI DELLA CUNA, F. S.; GRISOLI, P.; CORTI, M.; BRUSOTTI, G. Chemical composition and antimicrobial activity of the essential oil from the bark of *Xylopia hypoleuca*. **Natural Product Communications**, v. 14, n. 6, 2019.

PICHERSKY, E.; LEWINSOHN, E. Convergent Evolution in Plant Specialized Metabolism. **Annual Review of Plant Biology**, v. 62, n. 1, p. 549–566, 2011. Disponível em: <<http://www.annualreviews.org/doi/10.1146/annurev-arplant-042110-103814>>.

PIETERSE, C. M. J.; VAN DER DOES, D.; ZAMIOUDIS, C.; LEON-REYES, A.; VAN WEES, S. C. M. Hormonal Modulation of Plant Immunity. **Annual Review of Cell and Developmental Biology**, v. 28, n. 1, p. 489–521, 10 nov. 2012. Disponível em: <<http://www.annualreviews.org/doi/10.1146/annurev-cellbio-092910-154055>>.

PINO, J. A. Volatile components of Cuban *Annona* fruits. **Journal of Essential Oil Research**, v. 12, n. 5, p. 613–616, 2000a.

PINO, J. A. Volatile components of *Rollinia mucosa* (Jacq.) Baill. **Journal of Essential Oil Research**, v. 12, n. 1, p. 97–98, 2000b.

PINO, J. A.; AGÜERO, J.; MARBOT, R. Volatile components of soursop

(*Annona muricata* L.). **Journal of Essential Oil Research**, v. 13, n. 2, p. 140–141, 2001.

PINO, J. A.; MARBOT, R.; AGÜERO, J. Volatile components of бага (*Annona glabra* L.) fruit. **Journal of Essential Oil Research**, v. 14, n. 4, p. 252–253, 2002.

PRINS, C. L.; VIEIRA, I. J. C.; FREITAS, S. P. Growth regulators and essential oil production. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 22, n. 2, p. 91–102, 2010.

RABELO, S. V.; QUINTANS, J. de S. S.; COSTA, E. V.; ALMEIDA, J. R. G. da S.; QUINTANS JÚNIOR, L. J. *Annona* Species (Annonaceae) Oils. In: **Essential Oils in Food Preservation, Flavor and Safety**. [s.l.] Elsevier, 2016. p. 221–229.

RAINER, H. Monographic studies in the genus *Annona* L. (Annonaceae): Inclusion of the genus *Rollinia* A. S. T. -H. IL. **Ann. Naturhist. Mus. Wien**, v. 108 B, n. Fries 1959, p. 191–206, 2007.

RAO, S. S. R.; VARDHINI, B. V.; SUJATHA, E.; ANURADHA, S. Brassinosteroids - A new class of phytohormones. **Current Science**, v. 82, n. 10, p. 1239–1245, 2002.

REHMAN, R.; HANIF, M. A.; MUSHTAQ, Z.; AL-SADI, A. M. Biosynthesis of essential oils in aromatic plants: A review. **Food Reviews International**, v. 32, n. 2, p. 117–160, 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/87559129.2015.1057841>>.

RILEY-SALDAÑA, C. A.; CRUZ-ORTEGA, M. D. R.; MARTÍNEZ VÁZQUEZ, M.; DE-LA-CRUZ-CHACÓN, I.; CASTRO-MORENO, M.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R. Acetogenins and alkaloids during the initial development of *Annona muricata* L. (Annonaceae). **Zeitschrift für Naturforschung C**, v. 72, n. 11–12, p. 497–506, 26 out. 2017. Disponível em: <<http://www.degruyter.com/view/j/znc.2017.72.issue-11-12/znc-2017-0060/znc-2017-0060.xml>>.

ROSENSTIEL, T. N.; EBBETS, A. L.; KHATRI, W. C.; FALL, R.; MONSON, R. K. Induction of Poplar Leaf Nitrate Reductase: A Test of Extrachloroplastic Control of Isoprene Emission Rate. **Plant Biology**, v. 6, n. 1, p. 12–21, jan. 2004. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1055/s-2003-44722>>.

SAHARKHIZ, M. J.; GOUDARZI, T. Foliar Application of Salicylic acid Changes Essential oil Content and Chemical Compositions of Peppermint (*Mentha*

piperita L.). **Journal of Essential Oil Bearing Plants**, v. 17, n. 3, p. 435–440, 2014.

Disponível em:

<<http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/0972060X.2014.892839>>.

SELMAR, D.; KLEINWÄCHTER, M. Influencing the product quality by deliberately applying drought stress during the cultivation of medicinal plants.

Industrial Crops and Products, v. 42, n. 1, p. 558–566, mar. 2013. Disponível em:

<<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.06.020>>.

SILVA, T. B. Da; MENEZES, L. R. A.; SAMPAIO, M. F. C.; MEIRA, C. S.; GUIMARÃES, E. T.; SOARES, M. B. P.; DO PRATA, A. P. N.; DE NOGUEIRA, P. C. L.; COSTA, E. V. Chemical composition and anti-trypanosoma cruzi activity of essential oils obtained from leaves of *Xylopia frutescens* and *X. laevigata* (Annonaceae). **Natural Product Communications**, v. 8, n. 3, p. 403–406, 2013.

SIMON, S.; PETRÁŠEK, J. Why plants need more than one type of auxin. **Plant Science**, v. 180, n. 3, p. 454–460, 2011.

SIQUEIRA, C. A. T.; OLIANI, J.; SARTORATTO, A.; QUEIROGA, C. L.; MORENO, P. R. H.; REIMÃO, J. Q.; TEMPONE, A. G.; FISCHER, D. C. H. Chemical constituents of the volatile oil from leaves of *Annona coriacea* and in vitro antiprotozoal activity. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 21, n. 1, p. 33–40, 2011.

SIQUEIRA, C. A. T.; SERAIN, A. F.; PASCOAL, A. C. R. F.; ANDREAZZA, N. L.; DE LOURENÇO, C. C.; GÓIS RUIZ, A. L. T.; DE CARVALHO, J. E.; DE SOUZA, A. C. O.; TONINI MESQUITA, J.; TEMPONE, A. G.; SALVADOR, M. J. Bioactivity and chemical composition of the essential oil from the leaves of *Guatteria australis* A.St.-Hil. **Natural Product Research**, v. 29, n. 20, p. 1966–1969, 2015.

SMITH, J. L.; DE MORAES, C. M.; MESCHER, M. C. Jasmonate- and salicylate-mediated plant defense responses to insect herbivores, pathogens and parasitic plants. **Pest Management Science**, v. 65, n. 5, p. 497–503, maio 2009. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1002/ps.1714>>.

SOUSA, M. C.; BRONZATTO, A. C.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R.; CAMPOS, F. G.; DALANHOL, S. J.; BOARO, C. S. F.; MARTINS, A. L.; DA SILVA ALMEIDA, J. R. G.; COSTA, E. V.; DE-LA-CRUZ-CHACÓN, I.; FERREIRA, G. The production of alkaloids in *Annona cacans* seedlings is affected by the application of GA4+7 + 6-Benzyladenine. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 84, n. April, p. 47–51, jun. 2019. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.bse.2019.03.007>>.

STAMP, N. Out of the Quagmire of plant defense hypotheses. **The Quarterly Review of Biology**, v. 78, n. 1, p. 23–55, mar. 2003. Disponível em: <<https://www.journals.uchicago.edu/doi/10.1086/367580>>.

STEVENSON, P. C.; NICOLSON, S. W.; WRIGHT, G. A. Plant secondary metabolites in nectar: impacts on pollinators and ecological functions. **Functional Ecology**, v. 31, n. 1, p. 65–75, 2017.

STRAUSS, S. Y.; RUDGERS, J. A.; LAU, J. A.; IRWIN, R. E. Direct and ecological costs of resistance to herbivory. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 17, n. 6, p. 278–285, jun. 2002. Disponível em: <http://rbgsyd.nsw.gov.au/__data/assets/pdf_file/0005/58046/Cun5Wil767.pdf>.

SUKHOV, V. S.; GASPIROVICH, V. V.; GROMOVA, E. N.; LADEYNOVA, M. M.; SINITSYNA, Y. V.; BEREZINA, E. V.; AKINCHITS, E. K.; VODENEEV, V. A. Decrease of Mesophyll Conductance to CO₂ Is a Possible Mechanism of Abscissic Acid Influence on Photosynthesis in Seedlings of Pea and Wheat. **Biochemistry (Moscow), Supplement Series A: Membrane and Cell Biology**, v. 11, n. 3, p. 237–247, 2017.

TAVARES, J. F.; SILVA, M. V. B.; QUEIROGA, K. F.; MARTINS, R. M.; SILVA, T. M. S.; CAMARA, C. A.; AGRA, M. D. F.; BARBOSA-FILHO, J. M.; SILVA, M. S. D.; MARQUES, M. O. M. Composition and molluscicidal properties of essential oils from leaves of *Xylopia langsdorffiana* A. St. Hil. et Tul. (Annonaceae). **Journal of Essential Oil Research**, v. 19, n. 3, p. 282–284, 2007.

THANG, T. D.; DAI, D. N.; HOI, T. M.; OGUNWANDE, I. A. Chemical compositions of the leaf essential oils of some Annonaceae from Vietnam. **Journal of Essential Oil Research**, v. 25, n. 2, p. 85–91, 2013a.

THANG, T. D.; DAI, D. N.; HOI, T. M.; OGUNWANDE, I. A. Essential oils from five species of Annonaceae from Vietnam. **Natural Product Communications**, v. 8, n. 2, p. 239–242, 2013b.

THANG, T. D.; DAI, D. N.; OGUNWANDE, I. A. Identification of the Volatile Compounds in the Leaf and Stem Bark of Three *Goniothalamus* Species from Vietnam. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 19, n. 3, p. 743–749, 2016.

THANG, T. D.; HUNG, N. H.; DUNG, D. M.; DAI, D. N.; OGUNWANDE, I. A. Volatile terpenes from essential oils of selected medicinal plants grown in Vietnam forest reserves. **Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants**, v. 21, n. 4, p. 426–437, 2015. Disponível em:

<<http://dx.doi.org/10.1080/10496475.2014.996314>>.

THANG, T. D.; HUONG, L. T.; DAI, D. N.; OGUNWANDE, I. A.
Essential oil compositions of *Alphonsea philastreana* (Pierre) Pierre ex Finet & Gagnep. and *Alphonsea gaudichaudiana* (Baill.) Finet & Gagnep. from Vietnam**Natural Product Research**Taylor & Francis, , 2013c. . Disponível em:
 <<http://dx.doi.org/10.1080/14786419.2013.821121>>.

THANG, T. D.; LUU, H. V.; DUNG, V. C.; TUAN, N. N.; HUNG, N. H.; DAI, D. N.; OGUNWANDE, I. A. **Chemical constituents of essential oils from the leaves and stem barks of four Vietnamese species of *Fissistigma* (Annonaceae)****Natural Product Research**Taylor & Francis, , 2014a. . Disponível em:
 <<http://dx.doi.org/10.1080/14786419.2013.863199>>.

THANG, T. D.; LUU, H. V.; TUAN, N. N.; HUNG, N. H.; DAI, D. N.; OGUNWANDE, I. A. Constituents of Essential Oils from the Leaves and Stem Barks of *Uvaria rufa* and *Uvaria cordata* (Annonaceae) from Vietnam. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 17, n. 3, p. 427–434, 2014b.

THANG, T.; HOANG, L.; TUAN, N.; DAI, D.; OGUNWANDE, I.; HUNG, N. Analysis of the Leaf Essential Oils of *Uvaria grandiflora* Roxb. ex Hornem. and *Uvaria microcarpa* Champ. ex Benth. (Annonaceae) from Vietnam. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 20, n. 2, p. 496–501, 2017.

TSUCHIYA, T.; OHTA, H.; OKAWA, K.; IWAMATSU, A.; SHIMADA, H.; MASUDA, T.; TAKAMIYA, K. -i. Cloning of chlorophyllase, the key enzyme in chlorophyll degradation: Finding of a lipase motif and the induction by methyl jasmonate. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 96, n. 26, p. 15362–15367, 21 dez. 1999. Disponível em:
 <<http://www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.96.26.15362>>.

USMAN, L. A.; AKOLADE, J. O.; ODEBISI, B. O.; OLANIPEKUN, B. Chemical Composition and Antibacterial Activity of Fruit Essential Oil of *Xylopia aethiopica* D. Grown in Nigeria. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 19, n. 3, p. 648–655, 2016.

VEROTTI, T. do P.; OLIVEIRA, C. G. de; SOUZA PARREIRAS, N. de; GONÇALVES, F. C. M.; CORRÊA, C. V.; FERREIRA, G.; CAMPOS, F. G.; BOARO, C. S. F. Vegetal regulators increase the quality of atemoya fruits and recover the photosynthetic metabolism of stressed plants. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 41, n. 9, p. 1–8, 2019. Disponível em: <<http://dx.plos.org/10.1371/journal.pone.0217930>>.

VERPOORTE, R. Secondary Metabolism. In: **Metabolic Engineering of Plant Secondary Metabolism**. Dordrecht: Springer Netherlands, 2000. p. 1–29.

VOSS, U.; BISHOPP, A.; FARCOT, E.; BENNETT, M. J. Modelling hormonal response and development. **Trends in Plant Science**, v. 19, n. 5, p. 311–319, maio 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.tplants.2014.02.004>>.

WAKAI, J.; KUSAMA, S.; NAKAJIMA, K.; KAWAI, S.; OKUMURA, Y.; SHIOJIRI, K. Effects of trans-2-hexenal and cis-3-hexenal on post-harvest strawberry. **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, p. 10112, 12 dez. 2019. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1038/s41598-019-46307-4>>.

WANI, S. H.; KUMAR, V.; SHRIRAM, V.; SAH, S. K. Phytohormones and their metabolic engineering for abiotic stress tolerance in crop plants. **The Crop Journal**, v. 4, n. 3, p. 162–176, jun. 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1093/mp/ssu049>>.

WASTERNAK, C. A plant's balance of growth and defense – revisited. **New Phytologist**, v. 215, n. 4, p. 1291–1294, 2017.

WASTERNAK, C.; HAUSE, B. Jasmonates: biosynthesis, perception, signal transduction and action in plant stress response, growth and development. An update to the 2007 review in Annals of Botany. **Annals of Botany**, v. 111, n. 6, p. 1021–1058, jun. 2013. Disponível em: <<https://academic.oup.com/aob/article-lookup/doi/10.1093/aob/mct067>>.

WOGUEM, V.; FOGANG, H. P. D.; MAGGI, F.; TAPONDJOU, L. A.; WOMENI, H. M.; QUASSINTI, L.; BRAMUCCI, M.; VITALI, L. A.; PETRELLI, D.; LUPIDI, G.; PAPA, F.; VITTORI, S.; BARBONI, L. Volatile oil from striped African pepper (*Xylopiya parviflora*, Annonaceae) possesses notable chemopreventive, anti-inflammatory and antimicrobial potential. **Food Chemistry**, v. 149, p. 183–189, 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.10.093>>.

WOODWARD, A. W.; BARTEL, B. Auxin: Regulation, action, and interaction. **Annals of Botany**, v. 95, n. 5, p. 707–735, 2005.

YOSHIDA, N. C.; SAFFRAN, F. P.; LIMA, W. G.; FREIRE, T. V.; DE SIQUEIRA, J. M.; GARCEZ, W. S. Chemical characterization and bioherbicidal potential of the essential oil from the leaves of *Unonopsis guatterioidea* (A.DC.) R.E.Fr. (Annonaceae). **Natural Product Research**, v. 33, n. 22, p. 3312–3316, 2019. Disponível em: <<http://doi.org/10.1080/14786419.2018.1472595>>.

ZHAO, C.; LI, B.; LIU, D.; DAI, W.; CAO, L.; ZHANG, M. Chemical

components of the volatile oil from leaves of *Cananga odorata* and its anti-oxidant activity. **Pakistan Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 32, n. 1, p. 165–169, 2019.

4. CAPÍTULO 2 – Ação diferencial de reguladores vegetais no metabolismo de *Annona emarginata*

Resumo - Este estudo teve por objetivo avaliar se o uso de reguladores vegetais (auxina, jasmonato, ácido salicílico e ácido abscísico) altera as variáveis das trocas gasosas e fluorescência, aumenta a concentração de alcaloides e altera o perfil de voláteis foliares em mudas de *Annona emarginata* (Schltdl.) H. Rainer (Annonaceae). E ainda, averiguar as possíveis relações entre o metabolismo primário e especializado das plantas jovens durante o estágio vegetativo, em função da aplicação dos reguladores vegetais. Assim, foram instalados dois experimentos. Para o primeiro foi empregado delineamento em blocos casualizados, em esquema fatorial 4x4 [concentrações (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M) x classes de reguladores vegetais (auxina, jasmonatos, ácido salicílico e ácido abscísico)], totalizando 16 tratamentos, com cinco repetições de quatro plantas por parcela. No segundo experimento utilizou-se delineamento em blocos casualizados, em esquema fatorial 3x5 [reguladores vegetais (auxina, inibidor de auxina e controle) x momentos de coleta (12, 24, 48, 72 e 336 horas após a aplicação)], totalizando 15 tratamentos, com quatro repetições de duas plantas por parcela. Foram quantificados os alcaloides totais e de forma particular a oxoaporfina liriodenina em raízes e determinado o perfil de voláteis foliares. O uso de reguladores vegetais em mudas de *Annona emarginata* apresentou efeito negativo nas variáveis de trocas gasosas, ocasionando diminuição da assimilação de CO₂ e eficiência de carboxilação da Rubisco. A aplicação de auxina 10^{-6} M ocasionou incremento de alcaloides totais e liriodenina e a aplicação de ácido salicílico 10^{-3} M dos alcaloides totais. Todos os tratamentos utilizados alteraram a composição dos voláteis foliares, sendo que a auxina 10^{-6} M e todas as concentrações de metil jasmonato e ácido salicílico diminuiu a proporção relativa de hidrocarbonetos monoterpênicos. O ácido abscísico, provocou alterações na síntese de compostos da classe dos sesquiterpenos.

Palavras-chave: Annonaceae; Alcaloides; Fitormônios; Metabolismo Especializado; substâncias voláteis.

4.1. INTRODUÇÃO

As plantas usam a fotossíntese para converter energia luminosa em energia química, esses recursos são alocados para metabolismo primário e/o metabolismo especializado. Ambos os processos são vitais para a sobrevivência, a reprodução e a adequação das plantas e exigem recursos de forma simultânea. Dessa forma, o metabolismo especializado tem substrato e/ou energia limitada visto que as vias metabólicas primárias e especializadas compartilham precursores comuns (BALDWIN, 2001; STRAUSS et al., 2002; STAMP, 2003; WASTERACK, 2017).

Os reguladores vegetais controlam o crescimento, desenvolvimento, reprodução e a síntese de metabólitos especializados nas plantas (HUOT et al., 2014; MURCIA et al., 2017). Em relação ao metabolismo primário, as auxinas, giberelinas e brassinosteróides estão associados tradicionalmente com a modulação do crescimento e desenvolvimento (KOORNNEEF; PIETERSE, 2008; HUOT et al., 2014), outros afetam particularmente a fotossíntese, por exemplo, à aplicação exógena de JA, reduziu os componentes essenciais do aparelho fotossintético para a coleta de luz e fixação de carbono (TSUCHIYA et al., 1999; JUNG, 2004). No entanto, esse fenômeno é menos conhecido com outros reguladores. O conhecimento dos efeitos causados pelos reguladores vegetais nas variáveis da fotossíntese pode explicar a compensação para a produção de metabólitos especializados.

Os reguladores vegetais podem também afetar a síntese de metabólitos especializados (MURCIA et al., 2017) pela ativação ou inibição de enzimas que participam em sua biossíntese (GONÇALVES; ROMANO, 2013; JAMWAL; BHATTACHARYA; PURI, 2018; PARMOON et al., 2018). A auxina, por exemplo, quando aplicada em plantas de *Catharanthus roseus* proporciona aumento na biomassa e na produção do alcaloide indólico antitumoral vincristina (MUTHULAKSHMI; PANDIYARAJAN, 2013). O ácido salicílico ocasiona acúmulo de biomassa em *Achillea millefolium*, além do aumento da produção de óleos essenciais e fenóis totais (GORNI; PACHECO, 2016).

Annonaceae é uma família de Angiospermas que contribui com a diversidade dos bosques tropicais (CHATROU et al., 2012). Suas espécies biossintetizam metabólitos especializados de potencial interesse para a indústria farmacêutica e agricultura, devido a suas atividades biológicas (LEBOEUF et al., 1982;

MAKABE; KONNO; MIYOSHI, 2008; LIMA et al., 2012). Nessa família estão documentados cerca de 900 alcaloides, com maior frequência alcaloides benzilisoquinolínicos nas raízes (LÚCIO et al., 2015, DE-LA CRUZ ET AL, 2019). Também se destacam os terpenos voláteis, geralmente hidrocarbonetos monoterpênicos e sesquiterpênicos nas folhas (FOURNIER; LEBOEUF; CAVÉ, 1999).

Annona emarginata (Schltdl.) H. Rainer ($\equiv$ *Rollinia emarginata*) é uma planta nativa no Brasil (MAAS et al., 2001), possui importância na recuperação de áreas degradadas e é utilizada como porta-enxerto para a espécie comercial atemoia (*Annona x atemoya* Mabb.). As raízes de espécie tem presença dos alcaloides benzilisoquinolínicos, liriodenina, anonaina, reticulina e asimilobina (LÚCIO et al., 2015). Alguns como a liriodenina possui potente ação antifúngica, antibactericida, antiprotozoaria, citotóxica e antitumoral (DE LA CRUZ et al., 2011a; CHEN et al., 2013; LÚCIO et al., 2015). Também têm sido reportados voláteis foliares de plantas jovens e adultas, destacando-se o *trans*-cariofileno, o α -pineno, o limoneno e o β -selineno (CAMPOS et al., 2014, 2019c, 2019a, 2019b).

Nas Anonáceas há estudos desenvolvidos isoladamente com a fotossíntese (BARON et al., 2018b; MANTOAN et al., 2016; DELANHOL et al., 2018), trocas gasosas associadas a aplicação de reguladores vegetais (VEROTTI et al., 2019), terpenos e trocas gasosas associadas a fatores nutricionais (CAMPOS et al., 2019a), biossíntese de alcaloides durante o desenvolvimento inicial (DE LA CRUZ et al., 2011; RILEY-SALDAÑA et al., 2017; SOUSA et al., 2019), no entanto, o papel dos reguladores vegetais integrando esses processos ainda não foi estudado.

Considerando-se que os metabólitos especializados são fonte de diversos fármacos (VERPOORTE, 2000; KUTCHAN et al., 2015) há interesse em métodos que possam promover seu aumento a fim de otimizar a produção em larga escala (JAMWAL; BHATTACHARYA; PURI, 2018).

Este estudo tem por objetivo avaliar se o uso de reguladores vegetais (auxina, jasmonato, ácido salicílico e ácido abscísico) incrementa as variáveis relacionadas a fotossíntese (trocas gasosas e fluorescência da clorofila a), afeta o perfil e a concentração de alcaloides e altera o perfil de voláteis foliares em plantas jovens de *A. emarginata*. E ainda, averiguar as possíveis relações entre o metabolismo primário e especializado em função da aplicação de reguladores vegetais.

4.2. MATERIAL E MÉTODOS

4.2.1. Obtenção do material vegetal

As mudas de *Annona emarginata* (araticum-de-terra-fria) foram produzidas na Coordenadoria de Assistência Técnica e Integral (CATI) de São Bento do Sapucaí – São Paulo, Brasil, a partir de sementes de 80 frutos. Quando as plantas jovens apresentaram altura média de 10 cm foram levadas ao Departamento de Botânica, do Instituto de Biociências, UNESP, Câmpus de Botucatu, São Paulo, Brasil e transplantadas em sacos plásticos de 17dm³ (8x20x6 cm) preenchidas com substrato comercial Tropstrato HT®. Após 45 dias de adaptação as plantas foram submetidas a aplicação dos tratamentos.

4.2.2. Área experimental

O experimento foi conduzido em casa de vegetação no Departamento de Botânica, UNESP. Utilizou-se estrutura metálica do tipo arco, coberta com filme plástico agrícola de polietileno transparente (PEBD, anti-UV) com 150µm e com sombrite laminado ‘Aluminet’ (Polysack®). As condições ambientais foram determinadas durante as avaliações de trocas gasosas (Tabela 1).

4.2.3. Delineamento experimental

4.2.3.1. Uso de reguladores vegetais em mudas de *A. emarginata*

Esse experimento foi instalado a fim de observar o efeito de diferentes reguladores vegetais e suas concentrações no metabolismo primário (trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a* e no metabolismo especializado (síntese de alcaloides e perfil de voláteis foliares) em mudas de *A. emarginata*. As variáveis do metabolismo primário foram registradas 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a aplicação (DAP) e do metabolismo especializado aos 20 DAP.

O delineamento experimental foi em blocos casualizados em esquema fatorial 4 x 4 [reguladores vegetais (auxina, jasmonato, ácido abscísico e ácido salicílico) x concentrações (0, 10⁻⁹, 10⁻⁶ e 10⁻³M)], totalizando 16 tratamentos com cinco repetições de quatro plantas por parcela.

Como fonte de auxina foi utilizado o ácido indolbutírico (IBA); como fonte de jasmonato foi utilizado o metil jasmonato; como fonte de ácido abscísico foi utilizado o mesmo ABA; como fonte de salicilato foi utilizado o ácido salicílico. Todos esses produtos foram adquiridos na Sigma-Aldrich® Brasil Ltda.

4.2.3.2. Efeito da auxina na síntese de alcaloides em mudas de *A. emarginata*

Após a análise dos dados do experimento anterior, observou-se que a aplicação de Auxina [10^{-6} M] ocasionou variação expressiva no perfil de voláteis foliares e incrementou a síntese de alcaloides totais e do alcaloide principal (liriodenina). Assim, neste experimento foi utilizada auxina e um inibidor do transporte de auxina.

O delineamento experimental foi realizado em blocos casualizados, em esquema fatorial 3x5 (reguladores vegetais auxina, inibidor de auxina e controle x momentos de coleta: 12, 24, 48, 72 e 336 horas após a aplicação, totalizando 15 tratamentos, com quatro repetições de duas plantas por parcela. Como fonte de auxina foi utilizado o IBA e como inibidor de auxina foi utilizado o ácido 2,3,4-triidobenzóico (TIBA), da Sigma-Aldrich Brasil Ltda.

4.2.4. Aplicação dos reguladores vegetais

No primeiro experimento, utilizou-se plantas com 45 dias de adaptação e apresentavam em média 20 cm de altura. Os reguladores foram aplicados duas vezes com intervalo de sete dias.

No segundo experimento, utilizou-se plantas com sete meses de adaptação e com 45 cm de altura em média. Foram realizadas duas aplicações com intervalo de sete dias entre elas.

A aplicação dos reguladores foi realizada no Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia (NUPAM) – FCA/UNESP. As aplicações foram realizadas via foliar em sala fechada, com o uso de pulverizador estacionário pressurizado a ar comprimido com pressão constante (1.40 kgf cm^{-2}), com barra de pulverização à velocidade de 1 m s^{-1} e posicionada a 0.2 m de altura das plantas e munida de uma ponta de pulverização JSD – 110.01 (Teejet®, Jacto Máquinas Agrícolas SA). O consumo de calda proporcionando para todos os tratamentos foi de 160 L ha^{-1} . Os reguladores vegetais foram solubilizados em água deionizada e álcool etílico de acordo com a recomendação do fabricante e foi adicionado 0.5% de óleo vegetal à calda de aplicação.

4.2.5. Análises

4.2.5.1. Presença de Alcaloides

Para obtenção dos extratos dos alcaloides as raízes foram secas em estufa de aeração forçada, a temperatura constante de 40°C, até obtenção de matéria seca, e extraídas mediante a extração ácido-base (DE LA CRUZ; GONZÁLEZ, 2012). O conteúdo total de alcaloides foi determinado por espectrofotometria a 254 nm, utilizando o alcaloide liriodenina para elaboração da curva padrão ($y = 0.0881x - 0.0112$, $R^2 = 0.9949$), visto que é um alcaloide mayoritario na *A. emarginata* (FÉVRIER et al., 1999). O perfil de alcaloides e a quantificação de liriodenina nas amostras de cada tratamento foram realizados em um cromatógrafo líquido de ultra alta pressão (UHPLCfocused ThermoFisher-Scientific) com bomba gradiente e detector UV-VIS com o uso de coluna de fase reversa C18 (150 x 4.6mm e diâmetro de partícula de 5µm) a 30°C. A fase móvel foi água (pH 3.5 com ácido trifluoácetico) e metanol 30:70 gradiente, com fluxo de 1mL.min⁻¹. A detecção foi realizada em UV a 280 nm. Para a quantificação da liriodenina foi realizada mediante curva de calibração de 1-100 mg mL⁻¹ ($y=0.3658x + 1.114$; $R^2 = 0.9992$). Para o perfil de alcaloides utilizou-se os padrões dos alcaloides reticulina, norpredicentina, n-metil-laurotetanina, norglaucina, discretina, xilopina, xilopinina, assimilobina, laurotetanina, liriodenina, oxoglaucina e lanulinusina.

4.2.5.2. Voláteis foliares

As folhas foram secas em estufa de aeração forçada, a temperatura de 40°C até obtenção de matéria seca constante. A captura dos voláteis foi realizada por microextração em fase sólida em modo headspace (HS-SPME) com: SPME Fiber Assembly 75 um CarboxenTM – PDMS for Manual Holder-SUPELCO. A composição química dos componentes voláteis extraídos das folhas foi determinada por cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massas (CG-EM), em equipamento Shimadzu modelo QP-5000 dotado de coluna capilar de sílica fundida DB-5 (30 m x 0.25 mm x 0.25 µm) e gás de arraste Hélio (fluxo 1.0 mL min⁻¹) (CAMPOS et al., 2019c). Para a identificação das substâncias, os seus espectros de massas foram comparados aos do banco de dados do sistema CG-EM (Nist. 62 Libr.), determinando-

se o índice de retenção linear (IRL), comparando os mesmos com a literatura (ADAMS, 2017).

4.2.5.3. Trocas gasosas fluorescência da clorofila *a*

As avaliações de trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a* foram realizadas simultaneamente, entre 9 e 12 horas, em folhas totalmente expandidas, utilizando-se equipamento de sistema aberto de fotossíntese com analisador de CO₂ e vapor d'água por radiação infravermelha (Infra Red Gas Analyser, modelo GSF 3000, Walz). A análise foi realizada aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a primeira aplicação dos tratamentos.

As variáveis das trocas gasosas analisadas foram: taxa de assimilação líquida de CO₂ (A_{net} , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$), taxa transpiratória (E , $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), condutância estomática (g_s , $\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$) e concentração interna de CO₂ na câmara subestomática (C_i , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1}\text{ar}$), adotando-se as condições naturais de luminosidade médias (DFFFA) de cada dia de avaliação, incidentes no interior do ambiente de cultivo. A partir deste dados foi calculada a eficiência do uso da água (EUA , $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$) e a eficiência instantânea de carboxilação da enzima Rubisco (A_{net}/C_i).

As variáveis da fluorescência da clorofila *a* analisadas foram: fluorescência máxima (F_m'), rendimento quântico potencial do fotossistema II (F_v'/F_m'), rendimento quântico efetivo do fotossistema II (ΦFSII), taxa de transporte de elétrons (ETR), dissipação fotoquímica (qP), fração de luz absorvida pela antena do fotossistema II que é dissipada como calor (D) e fração de energia de excitação não dissipada na antena que não pode ser utilizada na fotoquímica (Ex), calculadas de acordo com (DEMMIG-ADAMS et al., 2008).

4.2.6. Formas de análise dos resultados

Os dados de fluorescência da clorofila *a* e trocas gasosas foram submetidos à análise de variância *One way* ANOVA, cada regulador vegetal foi analisado separadamente, comparando as diferentes concentrações em cada tempo de avaliação. As médias foram agrupadas pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0.05$).

Os dados de alcaloides totais e liriodenina do primeiro experimento foram submetidos à análise de variância *Two way* ANOVA, em esquema fatorial 4x4 (classes de reguladores vegetais [auxina, jasmonatos, ácido salicílico e ácido abscísico]) x

concentrações [0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M]). As médias foram comparadas pelo teste Tukey ($p \leq 0.05$). Do segundo experimento foram submetidos à análise de variância *Two way* ANOVA, em esquema fatorial 3x5 ([auxina, inibidor de auxina e controle] x momentos de coleta [12, 24, 48, 72 e 336 horas após a aplicação]). As médias foram comparadas pelo teste Tukey ($p \leq 0.05$).

Os dados de voláteis foliares (substâncias com proporção relativa > 2%) e classes das substâncias voláteis foram submetidos à análise de variância *One way* ANOVA, onde cada regulador vegetal foi analisado separadamente, comparando as diferentes concentrações, havendo diferença entre as médias, estas foram comparadas pelo teste Tukey ($p \leq 0,05$). As análises de componentes principais (ACP) e análise de cluster aglomerativa hierárquica, métodos quimiométricos multivariados, foram utilizadas para identificar similaridade existente no perfil de voláteis das diferentes concentrações de cada regulador vegetal utilizado, baseando-se nas substâncias voláteis com proporção relativa > 2%, utilizando o software XLSTAT (versão 2019.1.1.56604, Addinsoft, USA).

Foi gerado um mapa de calor para verificar as possíveis interações entre os dados referentes aos metabolismos primário e especializado. A análise foi realizada no website MetaboAnalyst (<http://www.metaboanalyst.ca>) com dados normalizados, distância euclidiana e algoritmo ward.

4.3. RESULTADOS

4.3.1. Efeitos dos reguladores vegetais nas trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a*

A aplicação dos fitoreguladores em mudas de *A. emarginata* promoveu alterações em algumas variáveis das trocas gasosas e na fluorescência da clorofila *a* em concentrações e períodos específicos de avaliação. Os efeitos mais pronunciados foram provocados por a auxina.

As mudas de *A. emarginata* tratadas com auxina apresentaram redução gradual na Assimilação líquida de carbono (*Anet*) mais marcadamente no final das avaliações (19 DAT) onde até as plantas tratadas com a menor concentração (10^{-9} M) apresentavam reduzida *Anet*. Essa redução na *Anet* impactou na eficiência de carboxilação da Rubisco (*A/Ci*) aos 12 e 16 DAT. Também houve redução na condutância estomática e na transpiração aos 14 DAT a 10^{-6} e 10^{-3} M (Tabela 2). Nas

variáveis da fluorescência da clorofila *a*, observou-se menos efeitos, por exemplo, a 10^{-6} M diminuiu a dissipação fotoquímica (qP) e aumentou a energia acumulada no fotossistema (Ex) aos 14 e 19 DAT (Tabela 3).

Plantas tratadas com ácido salicílico apresentaram baixa assimilação de carbono nas últimas avaliações (16 e 19 DAT), no entanto, não esteve associada ao acúmulo de carbono interno e por consequência na eficiência de carboxilação da Rubisco (Tabela 4). Ao mesmo tempo se verifica aumento na perda de energia na forma de calor (D), e redução do rendimento quântico potencial (F_v'/F_m') e do Ex, coincidentemente a 10^{-9} M aos 12 e 19 DAT (Tabela 5).

Com a aplicação de jasmonato observou-se que a 10^{-6} e 10^{-9} M (12 e 16 DAT) as plantas apresentaram aumento na assimilação de carbono, transpiração e condutância estomática, sem embargo, no final das avaliações as respostas se inverteram; em ambas as situações, sem alterar a eficiência de carboxilação (Tabela 6). Na fluorescência da clorofila *a* houve redução do rendimento quântico efetivo do fotossistema II (Φ_{FSII}), taxa de transporte de elétrons (ETR) e dissipação fotoquímica (qP) maxime em plantas tratadas com 10^{-9} M aos 16 DAT (Tabela 7).

As plantas submetidas a aplicação de ácido abscísico apresentaram poucas variações nas trocas gasosas e na fluorescência da clorofila *a*. Os efeitos mais sobresaliente observou-se a 10^{-9} M aos 16 DAT com a diminuição da A_{net} e A/C_i (Tabela 8), e com 10^{-6} M aos 10 DAT quando se apresentarem maiores valores de Φ_{FSII} e no ETR (Tabela 9).

4.3.2. Efeitos dos reguladores vegetais nos metabolitos especializados do *A. emarginata*.

4.3.2.1. Alcaloides

As raízes das mudas de *A. emarginata* apresentam os alcaloides liriodenina, lanulinosina, 2-N-methyl-laurotetanina e xilopina independentemente do regulador utilizado (Material Suplementar-Figuras S1-4). Nos tratamentos com ácido abscísico as plantas apresentaram modificação no perfil de alcaloides, com relação ao tratamento controle, onde não se detectou xilopina e laurotetanina (Figura S1).

Em relação a produção de alcaloides totais a aplicação da auxina (10^{-6} M) e do ácido salicílico (10^{-3} M) ocasionaram incrementos de 1.4 a 2 vezes. ABA e JAS não apresentaram efeito (Tabela 10).

Na produção de liriodenina todos os reguladores provocaram incrementos, o maior efeito observou-se com auxina (10^{-6} M) com aumento de 2.6 vezes na produção do alcaloide (Tabela 10).

Para melhor compreender o efeito da auxina na síntese de alcaloides foi comparado o efeito do regulador com um inibidor do seu transporte (ácido 2,3,4-triidobenzóico, TIBA). Em plantas tratadas com auxina observa-se que nas últimas coletas houve incremento de até 21% nos alcaloides totais e quase 200% na liriodenina em comparação a testemunha. Plantas tratadas com TIBA apresentaram menores concentrações de alcaloides totais, em todos os momentos de coleta. No entanto observa-se inconsistências na síntese de liriodenina, já que na última leitura houve redução, mas na penúltima aumento (Tabela 11).

4.3.2.2. *Voláteis foliares*

Foram identificadas 23 substâncias voláteis nas folhas das mudas de *Annona emarginata*, o que corresponde a mais de 89% do perfil. Os sesquiterpenos hidrocarbonetos compõem de 76% a 90% do perfil (Tabela 12). Observa-se que auxina (10^{-6} M) e o ácido salicílico (em todas as concentrações) reduziram ao grupo de monoterpenos em 7 e 4.7 vezes respectivamente, e que o jasmonato provocou diminuição nos monoterpenos e aumento nos derivados de ácidos graxos.

Observam-se efeitos na proporção relativa de certos voláteis foliares majoritários $\geq 2\%$ (Tabela 13). A auxina (10^{-6} M) levou a diminuição de 8 e 10 vezes dos monoterpenos α -pineno e triciclono, respectivamente. A aplicação de ABA a 10^{-3} M levou a diminuição de 4 e 5 vezes na proporção dos sesquiterpenos biciclogermacreno e β -gurjuneno, respectivamente, e aumento de 2 vezes no α -humuleno. O ácido salicílico, independentemente da concentração, provocou decréscimo de triciclono e α -pineno; e a 10^{-3} M ocasionou decréscimo de biciclogermacreno. Plantas com aplicação de jasmonatos apresentaram decréscimo de triciclono e α -pineno, além disso, o uso de 10^{-6} M levou ao incremento de 2.2 vezes na proporção relativa de 2-*trans*-hexenal.

Nos dendrogramas de similaridade é possível observar que com todos os reguladores vegetais (Figuras 1A, 2A, 3A e 4A) formaram-se três clusters, o tratamento controle formou um único cluster. No PCA, essas separações parecem estar associadas principalmente aos efeitos nos sesquiterpenos biciclogermacreno e *trans*-cariofileno (Figuras 1B-4B). Para a auxina, o 2-*trans*-hexenal também foi um volátil importante na

separação (Figura 1B). Essas observações se refletem nos agrupamentos dos dendogramas (Figuras 1A-4A).

Finalmente, de acordo com os mapas de calor é possível observar que a concentração 10^{-6} M de auxina ocasionou correlação positiva com a produção da liriodenina, alcaloides totais e Ex. E ainda, correlação negativa com A/Ci, Yield e compostos monoterpênicos. Por outro lado, quando não se aplicou auxina observa-se correlação negativa com o metabolismo de alcaloides e positiva com as variáveis de trocas gasosas (A, A/Ci e Yield).

4.4. DISCUSSÃO

A auxina reduz a assimilação de CO_2 e acúmulo de C interno, resultando em baixa eficiência de carboxilação (menor atividade da Rubisco), principalmente nas mudas que receberam 10^{-6} M deste regulador. Ao mesmo tempo, foram observadas diferenças significativas na fluorescência da clorofila *a*, com uma menor dissipação fotoquímica (qP de 0,093, poucos centros de reação do PSII abertos) que pode ter levado a menor produção de agentes redutores utilizados no metabolismo do carbono, e aos maiores valores na energia acumulada no fotossistema (Ex) indicando que o fluxo eletrônico não estava direcionado para a síntese de carbono no ciclo de Calvin (baixa eficiência de carboxilação).

Estes fatores podem ter sido determinantes para a obtenção da menor síntese de compostos monoterpênicos hidrocarbonetos uma vez que os monoterpênicos são sintetizados nos plastídeos e tem como precursor de isoprenóide o gliceraldeído-3-fosfato produzido pela fotossíntese (REHMAN et al., 2016; BATISTA et al., 2017). Por outro lado, o incremento de duas vezes na concentração de alcaloides totais e liriodenina nas plantas tratadas com auxina (10^{-6} M) pode estar relacionado ao elevado valor da fração de energia acumulada e que não foi usada na fotoquímica (Ex). Essa energia pode ter gerado espécies reativas de oxigênio, que de acordo com Selmar, Kleinwächter (2013), podem ser sinalizadoras para a síntese de alguns metabólitos especializados.

Em relação ao ácido salicílico (AS) e o jasmonato foi evidente a redução da assimilação do carbono ao longo do tempo. Além disso, o jasmonato provocou redução da transpiração e da condutância estomática. Embora esses câmbios as plantas não apresentaram variações na eficiência de carboxilação mas si se observou que a aplicação de ambos os reguladores resultou em redução da síntese de monoterpênicos, o que pode estar relacionado com a menor assimilação de CO_2 e baixa eficiência

fotossintética, a mesma forma que ocorreu com o uso da auxina, uma vez que os monoterpenos dependem gliceraldeído-3-fosfato, produto da fotossíntese (REHMAN et al., 2016; BATISTA et al., 2017).

Esperava-se que a aplicação de AS e metil-jasmonato fosse estimular a síntese de monoterpenos, visto que eles são conhecidos como elicitores das respostas químicas a fatores biótico e abiótico (LUO et al., 2019; CAPPELLARI et al., 2020) e a que em situações de estresse os níveis de monoterpenos podem aumentar, uma vez que auxiliam na neutralização de espécies reativas (ATKINSON; AREY, 2003). Como estas respostas não foram observadas, os resultados levam a hipotetizar que as concentrações usadas podem ter sido baixas para induzir estresse significativo.

Ainda o metil jasmonato (10^{-6} M) ter diminuído a proporção de monoterpenos estimulou a síntese de 2-*trans*-hexenal, um derivado de ácido graxo. Esse composto induz vários genes envolvidos na defesa da planta (BATE; ROTHSTEIN, 1998), e induz resistência contra fungos pós-colheita de frutos como *Solanum lycopersicum* (GUO et al., 2015) e *Fragaria × ananassa* (WAKAI et al., 2019). Tanto o metil jasmonato quanto o 2-*trans*-hexenal são produzidos na rota da lipoxigenase (LOX), que dependem da acetil-CoA (DUDAREVA et al., 2013). A aplicação de jasmonato pode aumentar a atividade da LOX, em plantas de soja (GRIMES; KOETJE; FRANCESCHI, 1992) e *Triticum aestivum* (MOTALLEBI et al., 2017) e de genes relacionados com sua síntese em *Arabidopsis thaliana* (BELL; MULLET, 1993), o que pode explicar o aumento do 2-*trans*-hexenal.

Os resultados confirmam o fato de que em situação de estresse as plantas produzem diversos metabolitos especializados, cuja síntese pode impactar no seu crescimento dependente de seu metabolismo primário, o que muitas vezes tem vantagens ecológicas, incluindo capacidade de defesa contra a inimigos naturais (HERMS; MATTSON, 1992).

A aplicação do jasmonato pode simular ataques de herbívoros, uma interpretação ecológica da regulação negativa do crescimento e da capacidade fotossintética em folhas atacadas é que essas respostas fazem parte da estratégia de defesa da planta para limitar a disponibilidade de alimentos para herbívoros (HERMSMEIER; SCHITTKO; BALDWIN, 2001). Deste modo, o fato da fotossíntese ter sido reduzida pode significar que a *A. emarginata* esteja empregando estratégia contra a herbivoria.

O incremento do alcaloide liriodenina em plantas tratadas com jasmonato (10^{-6} M) pode ser também compreendido como mecanismo de defesa da *A. emarginata*, uma vez que segundo HERMS; MATTSON, 1992; STAMP, 2003; HAVKO et al., 2016a relação entre a defesa e o crescimento envolve não apenas a realocação de esqueletos carbônicos, mas também redistribuição de nitrogênio, o que poderia justificar o aumento da produção do liriodenina, ao contrário de incrementar a fotossíntese nas plantas.

Em relação aos efeitos do ABA na fotossíntese os resultados não refletem o esperado para este regulador, uma vez embora tenha ocorrido redução da assimilação de CO_2 , não foram observadas diferenças na g_s , transpiração, nem na concentração de Ci ou na eficiência de carboxilação, diferindo de respostas do ABA observadas na literatura. Por exemplo, em estudos com *Pisum sativum* e *T. aestivum*, SUKHOV et al., 2017, observaram que os efeitos mais proeminentes na fotossíntese foram a diminuição na condutância estomática e na assimilação de CO_2 no primeiro dia após a aplicação dos tratamentos, com a diminuição do efeito no terceiro dia após a pulverização. Talvez devido ao tempo decorrido entre a aplicação e a observação (três dias) não tenham observados estes efeitos da aplicação do ABA em *A. emarginata*.

Em plantas tratadas com ABA, conforme esperado, houve alterações na síntese de compostos da classe dos sesquiterpenos (biciclogermacreno, β -gurjuneno, α -humuleno). Isso pode ter ocorrido pelo fato de que este regulador, assim como estes voláteis, é um sesquiterpeno (DUDAREVA et al., 2013) e sua aplicação pode ter afetado rotas comuns. De acordo com MANSOURI; ASRAR (2012) em *Cannabis sativa* a influência do ABA na síntese de sesquiterpenos é diferente para cada composto, em alguns deles mostrou diminuição de conteúdo e em outros aumento, assim como observado neste experimento. Em contrapartida, as alterações nas concentrações de liriodenina foram observadas apenas com 10^{-6} e 10^{-9} M do ABA.

Em resumo os principais avanços com esta investigação residem no fato de que os reguladores provocaram redução da fotossíntese e a energia não utilizada neste processo ao que parece foi desviada para a produção de metabólitos especializados. Observou-se aumento de alcaloides totais e liriodenina com auxina (10^{-6} M) e de alcaloides totais com AS. Além disso, o ABA (10^{-6} e 10^{-9} M) e jasmonato (10^{-6} M) modificaram o perfil de alcaloides. Todos os tratamentos utilizados alteraram a composição dos voláteis foliares, sendo que a auxina (10^{-6} M), o metil jasmonato e o

ácido salicílico diminuíram a proporção relativa de monoterpenos hidrocarbonetos, e o ácido abscísico provocou alterações na síntese de sesquiterpenos.

4.5. CONCLUSÃO

A. emarginata altera o fluxo energético entre metabolismo primário e especializado em função do regulador vegetal aplicado. De forma particular há modulação das classes de compostos sintetizados de acordo com o regulador empregado, tanto em relação ao perfil quanto a concentração produzida.

Tabela 1- Condições ambientais da casa de vegetação durante os experimentos.*

DAPA	Temperatura do ar (°C)	umidade relativa %	*DFFA ($\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$)
10	17.3 ± 0.2	23.8 ± 0.4	307.5 ± 9.1
12	19.8 ± 0.2	32.7 ± 0.2	338.5 ± 10.4
14	22.5 ± 0.3	36.8 ± 0.3	300.0 ± 7.3
16	20.4 ± 0.2	51.2 ± 0.4	285.2 ± 9.5
19	28.2 ± 0.2	35.5 ± 0.4	427.4 ± 17.6

*Densidade de fluxo de fótons fotossinteticamente ativos: DFFA

Tabela 2- Trocas gasosas: (a) Taxa de assimilação líquida de CO₂ [A_{net}]; (b) Eficiência instantânea de carboxilação [A_{net}/C_i]; (c) Concentração interna de CO₂ [C_i]; (d) Condutância estomática [g_s]; (e) Taxa transpiratória [E]; (f) Eficiência do uso da água [EUA] de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a aplicação (DAPA) de diferentes concentrações de auxina (0, 10⁻⁹, 10⁻⁶, 10⁻³ M).

10 DAPA						
[]	A_{net}	C_i	A/C_i	E	GH ₂ O	EUA
0	5,62	165,46 a	0,036	0,715	37,70	8,03 b
[10 ⁻⁹]	6,00	109,98 b	0,060	0,609	31,64	10,58 a
[10 ⁻⁶]	4,97	192,84 a	0,026	0,682	36,25	7,39 b
[10 ⁻³]	4,98	121,08 b	0,050	0,526	28,15	9,51 a
12 DAPA						
0	5,71 a	137,20 b	0,043 a	0,687	33,96	8,41 a
[10 ⁻⁹]	5,27 a	197,79 a	0,027 b	0,734	40,08	7,14 b
[10 ⁻⁶]	3,56 b	227,59 a	0,016 b	0,636	33,48	5,70 b
[10 ⁻³]	5,50 a	132,05 b	0,043 a	0,638	30,84	8,82 a
14 DAPA						
0	6,55 a	139,76	0,051	0,855 a	39,72 a	7,69
[10 ⁻⁹]	6,39 a	176,77	0,037	0,904 a	44,64 a	7,09
[10 ⁻⁶]	3,36 b	166,57	0,021	0,523 b	23,23 b	7,27
[10 ⁻³]	4,66 b	132,80	0,037	0,630 b	27,27 b	7,83
16 DAPA						
0	4,79 a	246,05	0,019 a	0,824	53,57	6,03
[10 ⁻⁹]	4,43 a	236,98	0,019 a	0,676	43,52	7,30
[10 ⁻⁶]	2,46 b	259,13	0,010 b	0,454	26,48	5,48
[10 ⁻³]	2,91 b	240,79	0,012 b	0,452	29,60	6,71
19 DAPA						
0	5,24 a	178,60 b	0,032	1,159	38,01	4,48 a
[10 ⁻⁹]	2,65 b	258,46 a	0,011	0,847	26,95	2,75 b
[10 ⁻⁶]	3,37 b	192,15 b	0,021	0,884	27,76	4,07 a
[10 ⁻³]	1,75 b	273,42 a	0,007	0,608	20,01	2,69 b

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna, não se diferem pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0,05$).

Tabela 3- Médias de rendimento quântico potencial do fotossistema II (Fv'/Fm'), rendimento quântico efetivo do fotossistema II (Φ FSII), taxa de transporte de elétrons (ETR), dissipação fotoquímica (qP), fração de luz absorvida pela antena do fotossistema II que é dissipada como calor (D) e fração de energia de excitação não dissipada na antena que não pode ser utilizada na fotoquímica (Ex) em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a aplicação (DAPA) de diferentes concentrações de auxina (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

10 DAPA						
[]	Fv'/Fm'	Φ FSII	ETR	qP	D	Ex
0	0,4763 a	0,045 a	22,62 a	0,096	0,524 b	0,431
10^{-9}	0,4103 b	0,043 a	21,60 a	0,105	0,590 a	0,367
10^{-6}	0,5053 a	0,038 b	19,34 b	0,076	0,495 b	0,467
10^{-3}	0,3975 b	0,033 b	16,48 b	0,085	0,602 a	0,365
12 DAPA						
0	0,434	0,05	24,99	0,116	0,566	0,368 b
10^{-9}	0,461	0,046	23,01	0,100	0,539	0,415 b
10^{-6}	0,5252	0,037	18,78	0,071	0,475	0,508 a
10^{-3}	0,4204	0,041	20,66	0,104	0,580	0,364 b
14 DAPA						
0	0,4636	0,064	32,08	0,147 a	0,536	0,400 b
10^{-9}	0,4624	0,052	26,27	0,113 a	0,538	0,410 b
10^{-6}	0,5697	0,039	19,64	0,052 b	0,430	0,557 a
10^{-3}	0,5093	0,049	24,87	0,102 a	0,491	0,463 b
16 DAPA						
0	0,4542	0,050	25,08	0,089	0,546	0,414
10^{-9}	0,5162	0,049	24,45	0,107	0,484	0,462
10^{-6}	0,4733	0,060	30,36	0,146	0,527	0,403
10^{-3}	0,4688	0,053	26,72	0,113	0,531	0,414
19 DAPA						
0	0,4024	0,060	30,18	0,171 a	0,598	0,343 b
10^{-9}	0,3495	0,052	26,15	0,141 a	0,651	0,298 b
10^{-6}	0,5165	0,048	24,09	0,093 b	0,483	0,469 a
10^{-3}	0,4367	0,063	31,65	0,167 a	0,563	0,369 b

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna, não se diferem pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0,05$).

Tabela 4- Trocas gasosas: (a) Taxa de assimilação líquida de CO₂ [A_{net}]; (b) Eficiência instantânea de carboxilação [A_{net}/Ci]; (c) Concentração interna de CO₂ [Ci]; (d) Condutância estomática [g_s]; (e) Taxa transpiratória [E]; (f) Eficiência do uso da água [EUA] de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a primeira aplicação (DAPA) de diferentes concentrações de ácido salicílico (AS) (0, 10⁻⁹, 10⁻⁶, 10⁻³ M).

10 DAPA						
[]	A	ci	A/Ci	E	GH ₂ O	EUA
0	4,34	153,91	0,031	0,552	28,72	8,93
[10 ⁻⁹]	4,49	152,46	0,031	0,553	28,46	8,98
[10 ⁻⁶]	5,46	144,19	0,040	0,640	33,86	9,51
[10 ⁻³]	4,28	141,77	0,031	0,467	24,93	9,25
12 DAPA						
0	6,59 a	103,58	0,064	0,660 a	33,62 a	10,05
[10 ⁻⁹]	5,60 a	165,03	0,041	0,793 a	39,71 a	7,87
[10 ⁻⁶]	4,09 b	164,57	0,028	0,490 b	26,24 b	8,50
[10 ⁻³]	6,06 a	183,71	0,036	0,824 a	42,40 a	8,06
14 DAPA						
0	4,91	145,43	0,035	0,725	29,73	6,76
[10 ⁻⁹]	5,75	170,09	0,039	0,869	39,41	7,27
[10 ⁻⁶]	5,07	151,37	0,034	0,721	31,54	7,12
[10 ⁻³]	5,46	146,72	0,045	0,631	29,48	9,00
16 DAPA						
0	5,52 a	209,77	0,027	0,721 a	45,68 a	7,78
[10 ⁻⁹]	3,61 b	210,95	0,017	0,472 b	31,13 b	7,82
[10 ⁻⁶]	2,89 b	223,79	0,013	0,414 b	25,85 b	7,31
[10 ⁻³]	3,76 b	246,21	0,016	0,611 a	42,51 a	6,52
19 DAPA						
0	3,40 a	212,78	0,017	0,812	27,53	4,06
[10 ⁻⁹]	2,23 b	210,13	0,011	0,584	19,04	3,85
[10 ⁻⁶]	3,34 b	233,86	0,015	0,982	32,85	3,41
[10 ⁻³]	2,75 b	243,68	0,012	0,819	28,15	3,36

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna, não se diferem pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0,05$).

Tabela 5- Médias de rendimento quântico potencial do fotossistema II (F_v'/F_m'), rendimento quântico efetivo do fotossistema II (Φ_{FSII}), taxa de transporte de elétrons (ETR), dissipação fotoquímica (qP), fração de luz absorvida pela antena do fotossistema II que é dissipada como calor (D) e fração de energia de excitação não dissipada na antena que não pode ser utilizada na fotoquímica (Ex) em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a aplicação (DAPA) de diferentes concentrações de ácido salicílico (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

10 DAPA						
[]	F_v'/F_m'	Φ_{FSII}	ETR	Qp	D	Ex
0	0,4512	0,038	19,07	0,083	0,549	0,413
10^{-9}	0,4345	0,036	18,23	0,090	0,566	0,397
10^{-6}	0,3888	0,04	20,15	0,103	0,611	0,349
10^{-3}	0,4246	0,03	15,04	0,075	0,575	0,394
12 DAPA						
0	0,5258 a	0,041	20,48	0,077 b	0,474 b	0,485 a
10^{-9}	0,3847 b	0,049	24,45	0,129 a	0,615 a	0,336 c
10^{-6}	0,4344 b	0,047	23,68	0,109 a	0,566 a	0,387 b
10^{-3}	0,5349 a	0,033	16,8	0,066 b	0,465 b	0,500 a
14 DAPA						
0	0,5219	0,061	30,55	0,118	0,478	0,461
10^{-9}	0,4575	0,065	32,87	0,145	0,543	0,391
10^{-6}	0,5045	0,058	29,27	0,119	0,495	0,446
10^{-3}	0,4912	0,050	25,24	0,115	0,509	0,439
16 DAPA						
0	0,4935	0,028	14,26	0,061	0,507	0,463
10^{-9}	0,4459	0,031	15,74	0,062	0,554	0,418
10^{-6}	0,489	0,042	20,98	0,088	0,511	0,445
10^{-3}	0,5528	0,045	22,78	0,101	0,447	0,497
19 DAPA						
0	0,4593 a	0,038	18,93	0,097	0,541 b	0,416 a
10^{-9}	0,2820 b	0,053	26,75	0,195	0,718 a	0,228 b
10^{-6}	0,4529 a	0,045	22,75	0,120	0,547 b	0,408 a
10^{-3}	0,4854 a	0,050	25,08	0,130	0,515 b	0,436 a

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna, não se diferem pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0,05$).

Tabela 6- Trocas gasosas: (a) Taxa de assimilação líquida de CO₂ [A_{net}]; (b) Eficiência instantânea de carboxilação [A_{net}/C_i]; (c) Concentração interna de CO₂ [C_i]; (d) Condutância estomática [g_s]; (e) Taxa transpiratória [E]; (f) Eficiência do uso da água [EUA] de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a aplicação (DAPA) de diferentes concentrações de jasmonato (JAS) (0, 10⁻⁹, 10⁻⁶, 10⁻³ M).

10 DAPA						
[]	A	ci	A/Ci	E	GH ₂ O	EUA
0	3,84	173,94	0,026	0,534	28,84	7,85
[10 ⁻⁹]	4,91	169,40	0,030	0,622	33,31	8,43
[10 ⁻⁶]	4,12	205,33	0,021	0,573	31,63	7,29
[10 ⁻³]	4,30	211,64	0,020	0,702	36,16	6,15
12 DAPA						
0	4,15 b	160,47	0,029	0,517 b	26,85 b	8,33
[10 ⁻⁹]	5,78 a	185,41	0,032	0,778 a	41,03 a	7,57
[10 ⁻⁶]	6,26 a	196,37	0,032	0,902 a	46,10 a	7,03
[10 ⁻³]	4,85 b	191,16	0,026	0,607 b	33,86 b	7,88
14 DAPA						
0	5,35	181,22	0,029	0,897 a	39,39 a	6,25
[10 ⁻⁹]	4,98	153,53	0,033	0,661 b	30,96 b	7,66
[10 ⁻⁶]	5,60	176,38	0,033	0,921 a	40,06 a	6,27
[10 ⁻³]	4,04	160,15	0,026	0,642 b	26,66 b	6,50
16 DAPA						
0	5,52 a	213,33	0,026	0,760 a	48,14 a	7,52
[10 ⁻⁹]	4,58 a	234,77	0,020	0,690 a	44,28 a	6,71
[10 ⁻⁶]	4,16 a	255,69	0,016	0,660 a	44,95 a	7,76
[10 ⁻³]	2,69 b	203,53	0,017	0,406 b	23,90 b	9,04
19 DAPA						
0	5,81 a	194,35	0,030	1,423 a	45,44 a	4,10
[10 ⁻⁹]	3,41 b	169,23	0,022	0,817 b	25,72 b	4,36
[10 ⁻⁶]	3,41 b	216,25	0,018	0,892 b	28,50 b	3,84
[10 ⁻³]	4,10 b	163,46	0,025	0,854 b	27,36 b	4,91

Tabela 7- Médias de rendimento quântico potencial do fotossistema II (Fv'/Fm'), rendimento quântico efetivo do fotossistema II (Φ FSII), taxa de transporte de elétrons (ETR), dissipação fotoquímica (qP), fração de luz absorvida pela antena do fotossistema II que é dissipada como calor (D) e fração de energia de excitação não dissipada na antena que não pode ser utilizada na fotoquímica (Ex) em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a aplicação (DAPA) de diferentes concentrações de jasmonato (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

10 DAPA						
[]	Fv'/Fm'	Φ FSII	ETR	Qp	D	Ex
0	0,4438	0,031	15,37	0,070	0,556	0,413
[10^{-9}]	0,4849	0,047	23,67	0,099	0,515	0,438
[10^{-6}]	0,5068	0,038	19,17	0,076	0,493	0,469
[10^{-3}]	0,4474	0,037	18,4	0,083	0,553	0,411
12 DAPA						
0	0,4398	0,040	20,1	0,092	0,56	0,400
[10^{-9}]	0,4432	0,050	25,23	0,113	0,557	0,393
[10^{-6}]	0,4918	0,041	20,74	0,086	0,508	0,451
[10^{-3}]	0,4328	0,039	19,67	0,100	0,567	0,393
14 DAPA						
0	0,5215	0,058	28,99	0,112	0,479	0,464
[10^{-9}]	0,4602	0,064	32,26	0,138	0,540	0,396
[10^{-6}]	0,5333	0,054	27,4	0,105	0,467	0,479
[10^{-3}]	0,5068	0,048	24,13	0,096	0,493	0,459
16 DAPA						
0	0,5283	0,059 a	29,46 a	0,140 a	0,472	0,456
[10^{-9}]	0,4968	0,038 b	19,00 c	0,083 b	0,503	0,456
[10^{-6}]	0,4663	0,051 a	25,82 b	0,128 a	0,534	0,407
[10^{-3}]	0,5219	0,050 a	25,25 b	0,118 a	0,478	0,461
19 DAPA						
0	0,4594	0,065	32,78	0,158	0,541	0,394
[10^{-9}]	0,4311	0,058	29,09	0,140	0,569	0,373
[10^{-6}]	0,4561	0,054	27,00	0,136	0,544	0,402
[10^{-3}]	0,4257	0,054	27,41	0,142	0,574	0,369

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna, não se diferem pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0,05$)

Tabela 8- Trocas gasosas: (a) Taxa de assimilação líquida de CO₂ [A_{net}]; (b) Eficiência instantânea de carboxilação [A_{net}/C_i]; (c) Concentração interna de CO₂ [C_i]; (d) Condutância estomática [g_s]; (e) Taxa transpiratória [E]; (f) Eficiência do uso da água [EUA] de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após a aplicação (DAPA) de diferentes concentrações de ácido abscísico (ABA) (0, 10⁻⁹, 10⁻⁶, 10⁻³ M).

10 DAPA						
[]	A	ci	A/Ci	E	GH2O	EUA
0	4,34	153,91	0,031	0,552	28,72	8,93
[10 ⁻⁹]	4,49	152,46	0,031	0,553	28,46	8,98
[10 ⁻⁶]	5,46	144,19	0,040	0,640	33,86	9,51
[10 ⁻³]	4,28	141,77	0,031	0,467	24,93	9,25
12 DAPA						
0	4,77 a	155,85	0,032	0,569	29,22	8,71 a
[10 ⁻⁹]	5,23 a	146,58	0,038	0,607	31,75	9,13 a
[10 ⁻⁶]	5,26 a	154,07	0,040	0,627	31,94	8,51 a
[10 ⁻³]	2,70 b	223,77	0,013	0,469	21,85	5,53 b
14 DAPA						
0	5,14	156,58	0,034	0,721	33,23	7,69
[10 ⁻⁹]	4,66	140,89	0,037	0,625	29,11	8,45
[10 ⁻⁶]	5,75	139,55	0,047	0,788	34,45	7,71
[10 ⁻³]	3,74	193,57	0,020	0,675	27,80	5,61
16 DAPA						
0	4,04 a	205,71	0,021 a	0,527	34,90	9,36
[10 ⁻⁹]	1,76 b	283,25	0,006 b	0,518	30,10	4,77
[10 ⁻⁶]	3,23 a	221,32	0,016 a	0,441	28,52	7,43
[10 ⁻³]	2,89 a	224,66	0,013 b	0,433	25,61	6,82
19 DAPA						
0	4,04	205,71	0,021	0,527	34,90	9,36
[10 ⁻⁹]	1,76	283,25	0,006	0,518	30,10	4,77
[10 ⁻⁶]	3,23	221,32	0,016	0,441	28,52	7,43
[10 ⁻³]	2,89	224,66	0,013	0,433	25,61	6,82

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna, não se diferem pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0,05$).

Tabela 9- Médias de rendimento quântico potencial do fotossistema II (Fv'/Fm'), rendimento quântico efetivo do fotossistema II (Φ FSII), taxa de transporte de elétrons (ETR), dissipação fotoquímica (qP), fração de luz absorvida pela antena do fotossistema II que é dissipada como calor (D) e fração de energia de excitação não dissipada na antena que não pode ser utilizada na fotoquímica (Ex) em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 10, 12, 14, 16 e 19 dias após aplicação (DAPA) de diferentes concentrações de ácido abscísico (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

10 DAPA						
0	Fv'/Fm'	Φ FSII	ETR	qP	D	Ex
0	0,4037	0,033 b	16,51 b	0,082	0,596	0,371
[10^{-9}]	0,4421	0,031 b	15,57 b	0,071	0,558	0,411
[10^{-6}]	0,4699	0,047 a	23,64 a	0,101	0,53	0,423
[10^{-3}]	0,4636	0,029 b	14,74 b	0,066	0,536	0,434
12 DAPA						
0	0,4065	0,037	18,53	0,095	0,594	0,37
[10^{-9}]	0,4334	0,039	19,41	0,095	0,567	0,394
[10^{-6}]	0,4191	0,043	21,44	0,11	0,581	0,377
[10^{-3}]	0,4135	0,034	17,25	0,092	0,587	0,378
14 DAPA						
0	0,4874	0,051	25,56	0,107	0,513	0,437
[10^{-9}]	0,5319	0,043	21,71	0,085	0,468	0,488
[10^{-6}]	0,4719	0,059	29,79	0,136	0,528	0,413
[10^{-3}]	0,464	0,038	19,29	0,09	0,536	0,425
16 DAPA						
0	0,4586	0,044	22,09	0,1	0,541	0,413
[10^{-9}]	0,4215	0,036	17,94	0,06	0,579	0,396
[10^{-6}]	0,4297	0,051	25,48	0,102	0,57	0,385
[10^{-3}]	0,4986	0,038	19,22	0,081	0,501	0,458
19 DAPA						
0	0,3586	0,056	28,13	0,168	0,641	0,3
[10^{-9}]	0,4479	0,057	28,69	0,137	0,552	0,389
[10^{-6}]	0,3777	0,049	24,5	0,155	0,622	0,323
[10^{-3}]	0,4654	0,046	23,16	0,103	0,535	0,418

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna, não se diferem pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0,05$).

Tabela 10- Concentração de alcaloides totais e liriodenina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa seca) em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a aplicação de diferentes concentrações (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M) ácido abscísico (ABA), ácido salicílico (AS), auxina (AUX) e jasmonato (JAS).

Concentração	ABA	AS	AUX	JAS
	Alcaloides totais ($\mu\text{g g}^{-1}$ MS)			
0	162,60 aA	169,79 bA	129,92 bA	148,49 aA
$[10^{-9}]$	190,63 aA	165,93 bA	149,10 bA	172,39 aA
$[10^{-6}]$	194,44 aB	130,65 bC	256,95 aA	160,55 aBC
$[10^{-3}]$	187,66 aAB	240,67 aA	140,21 bB	147,85 aB
	Liriodenina ($\mu\text{g g}^{-1}$ MS)			
0	24,87 bA	23,56 bA	20,01 cA	26,54 bA
$[10^{-9}]$	37,04 aA	33,52 aA	30,07 bA	35,30 abA
$[10^{-6}]$	38,95 aB	31,17 abB	52,96 aA	37,90 aB
$[10^{-3}]$	25,84 bA	25,27 abA	23,28 bcA	26,08 bA

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna e maiúscula na linha, não se diferem pelo teste Tukey 5%.

Tabela 11- Concentração de alcaloides totais e liriodenina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa seca) em plantas jovens de *Annona emarginata* as 12, 24, 48, 72 e 360 horas após aplicação dos tratamentos.

Tratamento	Momentos de coleta				
	12h	24h	48h	72h	360h
	Alcaloides totais ($\mu\text{g g}^{-1}$ MS)				
Testemunha	118,25 a A	120,06 a A	90,95 a B	102,27 b AB	99,36 b AB
Auxina	104,72 ab AB	112,71 a AB	93,07 a B	122,72 a A	125,67 a A
TIBA	92,71 b A	80,11 b AB	66,15 b B	68,36 c B	75,64 c AB
	Liriodenina ($\mu\text{g g}^{-1}$ MS)				
Testemunha	2,22 b A	1,91 b A	1,79 b A	1,57 c A	2,17 b A
Auxina	1,29 b C	3,21 a A	1,65 b BC	2,88 b AB	3,78 a A
TIBA	4,46 a AB	4,33 a AB	3,62 a B	5,68 a A	2,12 b C

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna e maiúscula na linha, não se diferem pelo teste Tukey 5%.

Tabela 12- Separação por classes das substâncias voláteis identificadas em folhas de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a aplicação de diferentes concentrações (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M) de auxina, ácido abscísico, ácido salicílico e jasmonato.

Auxina				
Classes	Concentração			
	0	[10^{-9}]	[10^{-6}]	[10^{-3}]
Monoterpenos Hidrocarbonetos	5,60 A	2,90 AB	0,80 B	3,20 AB
Sesquiterpenos Hidrocarbonetos	82,90	84,90	84,00	78,80
Outras classes	4,91	7,65	10,39	14,20
Total identificado	93,40	95,40	95,30	96,20
Ácido abscísico				
Monoterpenos Hidrocarbonetos	5,60	3,80	1,80	2,30
Sesquiterpenos Hidrocarbonetos	82,90	82,70	83,60	84,20
Outras classes	4,91	6,63	5,43	5,52
Total identificado	93,40	93,10	90,80	92,00
Ácido salicílico				
Monoterpenos Hidrocarbonetos	5,60 A	2,70 B	1,20 B	2,40 B
Sesquiterpenos Hidrocarbonetos	82,90	82,60	90,20	87,90
Outras classes	4,91	3,84	3,74	4,16
Total identificado	93,40	89,20	95,10	94,50
Jasmonato				
Monoterpenos Hidrocarbonetos	5,60 A	0,80 B	1,10 B	2,20 B
Sesquiterpenos Hidrocarbonetos	82,90	90,20	76,30	85,30
Outras classes	4,91 B	5,68 B	12,00 A	7,70 B
Total identificado	93,40	96,70	89,40	95,20

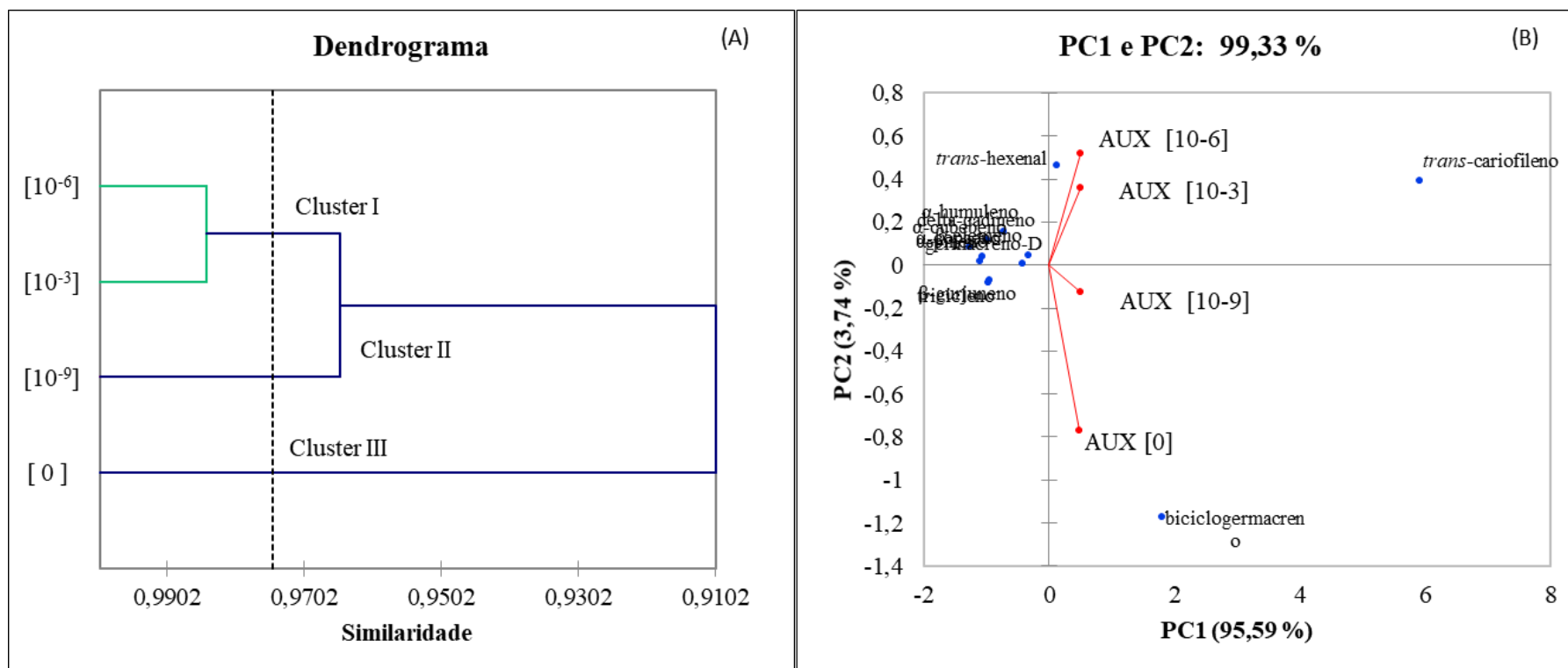
Médias seguidas pela mesma letra, maiúscula na linha, não se diferem pelo teste Tukey 5%.

Tabela 13- Proporção relativa média de substâncias voláteis $\geq 2\%$ em folhas de plantas jovens *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de diferentes concentrações (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M) de ácido salicílico, auxina, ácido abscísico e jasmonatos.

Ácido Salicílico												
Concentração	<i>2-trans-hexenal</i>	tricicleno	α -pineno	α -cubebeno	α -copaeno	β -elemeno	<i>trans</i> -cariofileno	β -gurjuneno	α -humuleno	germacreno-D	Biciclo-germacreno	delta-cadineno
0	4,43	3,47 a	2,14 a	0,85	1,79 ab	3,68	32,67	3,41	2,60	5,35	24,69 a	1,64
$[10^{-3}]$	3,86	1,39 b	0,98 b	2,23	3,26 a	2,29	44,97	2,05	3,75	5,64	13,33 b	3,90
$[10^{-6}]$	3,52	0,65 b	0,55 b	0,48	2,69 ab	3,86	44,94	2,84	3,63	5,44	17,37 ab	3,41
$[10^{-9}]$	3,53	1,61 b	1,09 b	0,18	1,35 b	4,22	38,54	3,26	3,69	2,87	20,80 ab	3,05
Auxina												
0	4,43	3,47 a	2,14 a	0,85	1,79	3,68	32,67	3,41	2,60	5,35	24,69	1,64
$[10^{-3}]$	12,36	1,56 ab	1,16 ab	0,00	0,32	6,38	41,45	1,22	3,40	4,42	13,46	1,81
$[10^{-6}]$	9,49	0,33 b	0,26 b	0,00	1,16	2,39	53,42	0,84	3,88	5,32	11,15	1,68
$[10^{-9}]$	6,71	1,86 ab	0,89 ab	0,00	2,01	9,00	39,21	1,99	3,36	4,93	18,75	2,01
Jasmonato												
0	4,43 b	3,47 a	2,14 a	0,85	1,79	3,68	32,67	3,41	2,60	5,35	24,69	1,64
$[10^{-3}]$	6,88 b	1,51 ab	0,67 b	0,24	1,06	6,77	35,55	2,66	2,84	7,32	23,23	3,01
$[10^{-6}]$	10,17 a	0,42 b	0,39 b	0,00	0,57	4,48	42,87	1,31	3,37	3,73	17,78	0,39
$[10^{-9}]$	5,09 b	0,50 b	0,13 b	0,00	0,49	5,89	49,63	2,24	3,98	4,27	18,49	1,93
Ácido abscísico												
0	4,43	3,47	2,14	0,85	1,79	3,68	32,67	3,41 a	2,60 b	5,35	24,69 a	1,64
$[10^{-3}]$	5,10	1,14	0,81	0,00	1,13	4,48	54,89	0,66 b	5,31 a	3,43	6,52 b	3,60
$[10^{-6}]$	4,82	1,12	0,58	0,00	1,62	5,05	43,62	2,76 ab	4,02 ab	3,69	18,29 ab	2,56
$[10^{-9}]$	5,77	2,56	1,27	0,00	3,08	6,55	36,58	2,75 ab	2,81 b	5,68	17,90 ab	3,20

Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na coluna, não se diferem pelo teste Tukey 5%.

Figura 1- Dendograma e análise de componentes principais (PCA) com proporção relativa média de substâncias voláteis majoritárias (> 2%) em folhas de plantas jovens *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de diferentes concentrações de auxina (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).



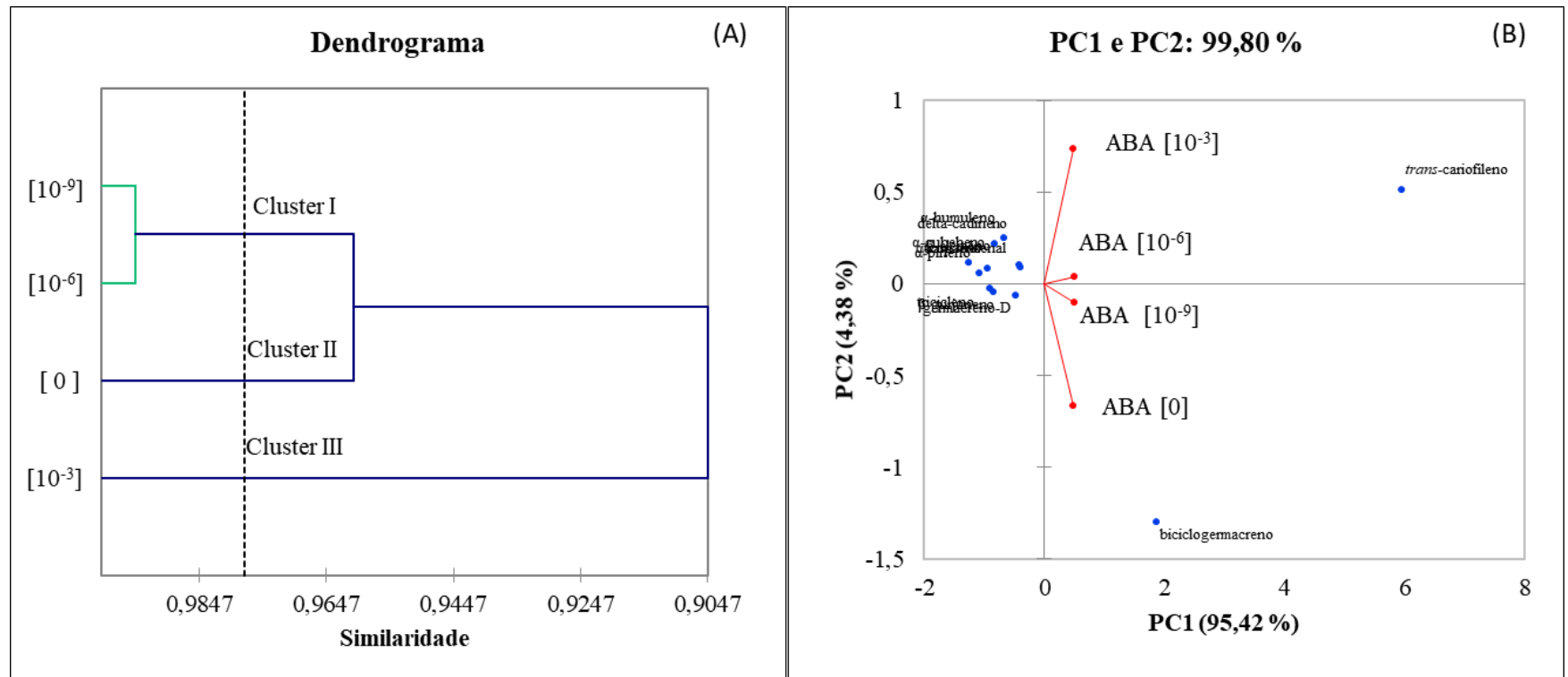


Figura 3- Dendograma e análise de componentes principais (PCA) com proporção relativa média de substâncias voláteis majoritárias (> 2%) em folhas de plantas jovens *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de diferentes concentrações de ácido salicílico (AS) (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

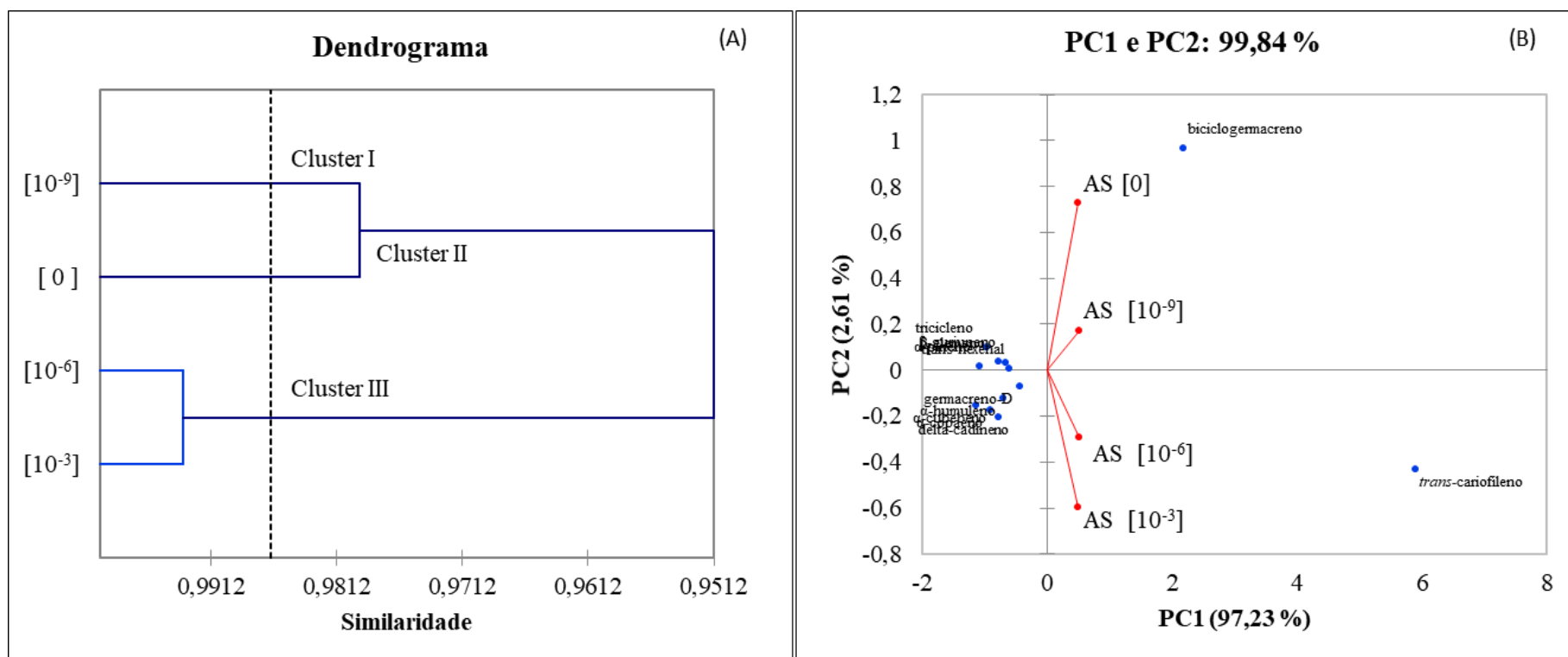


Figura 4- Dendrograma e análise de componentes principais (PCA) com proporção relativa média de substâncias voláteis majoritárias (> 2%) em folhas de plantas jovens *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de diferentes concentrações de jasmonato (JAS) (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

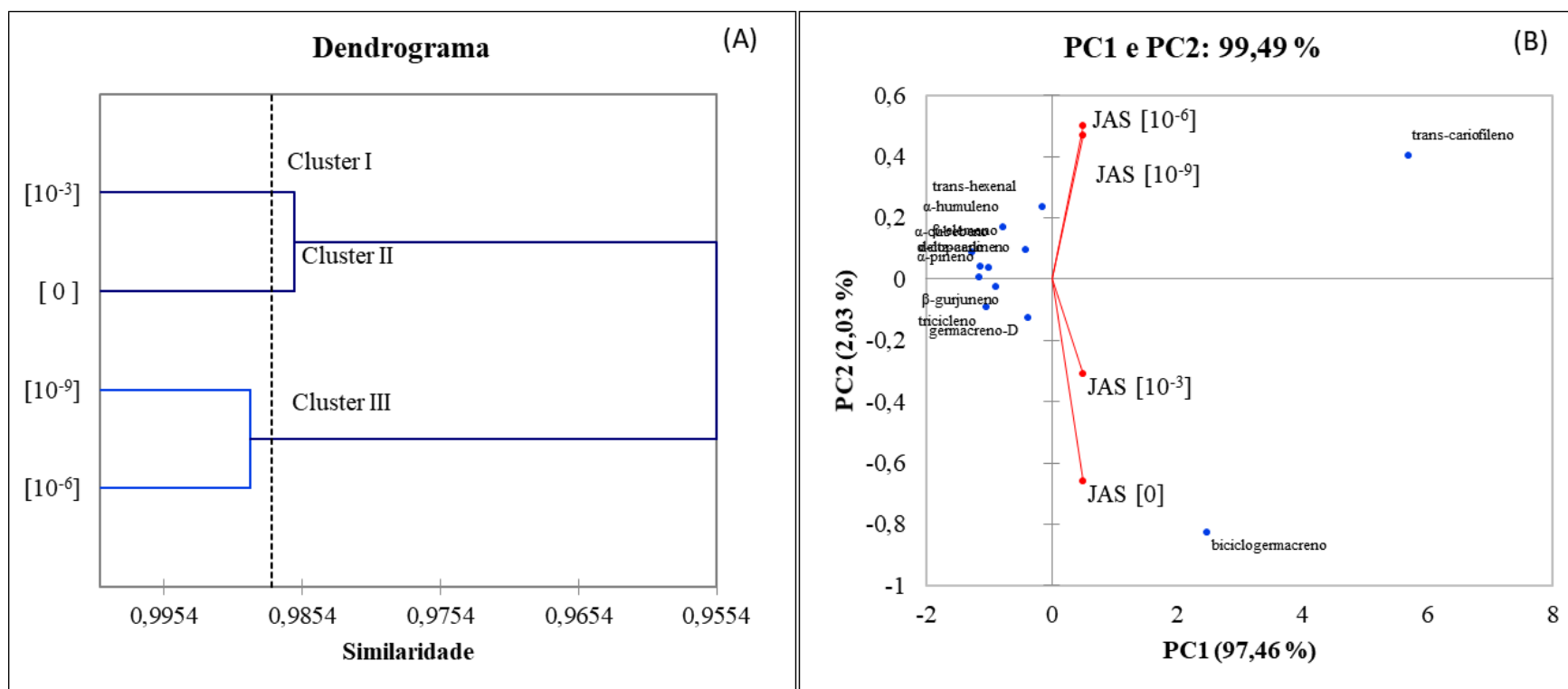


Figura 5- Mapa de calor de dados referentes ao metabolismo primário (trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a*) e metabolismo especializado (alcaloides e voláteis foliares) em *Annona emarginata* tratadas com diferentes concentrações de auxina (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

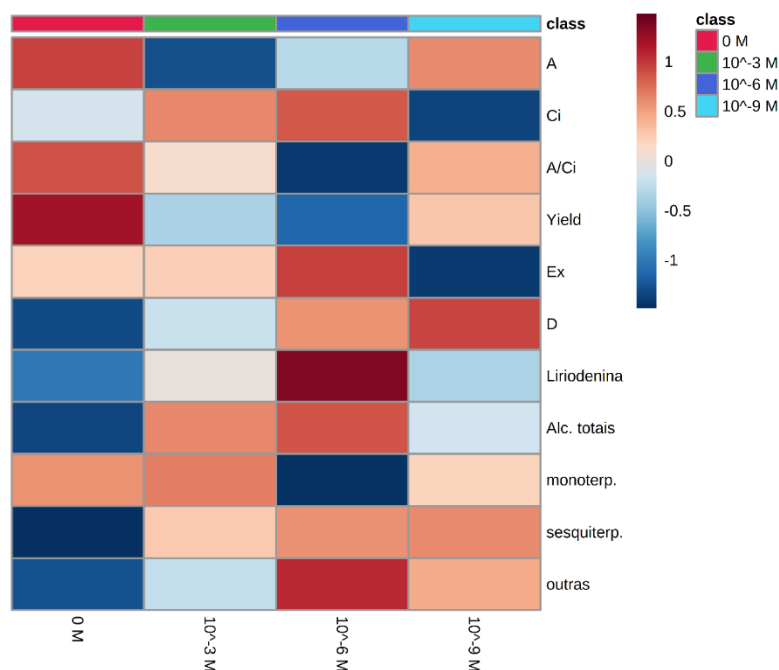


Figura 6- Mapa de calor de dados referentes ao metabolismo primário (trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a*) e metabolismo especializado (alcaloides e voláteis foliares) em *Annona emarginata* tratadas com diferentes concentrações de ABA (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

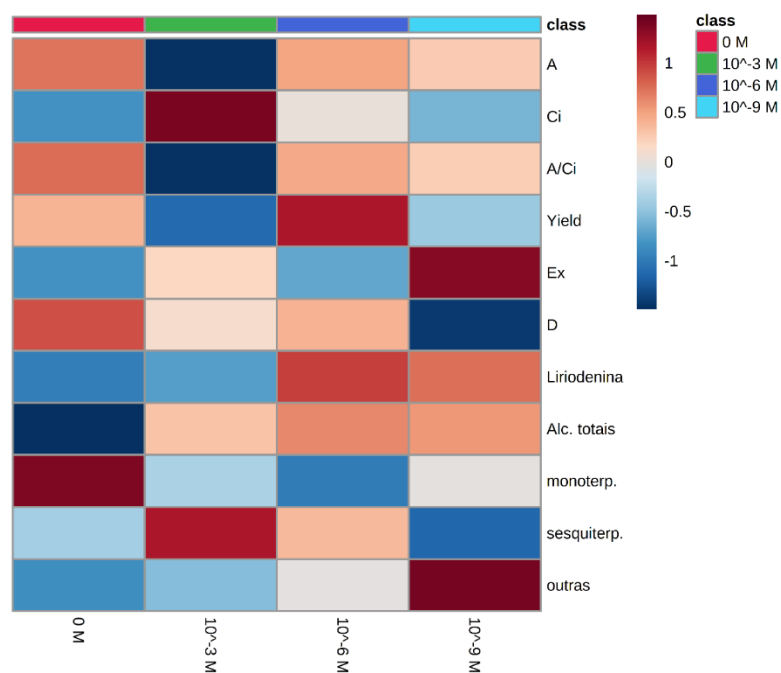


Figura 7- Mapa de calor de dados referentes ao metabolismo primário (trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a*) e metabolismo especializado (alcaloides e voláteis foliares) em *Annona emarginata* tratadas com diferentes concentrações de ácido salicílico (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

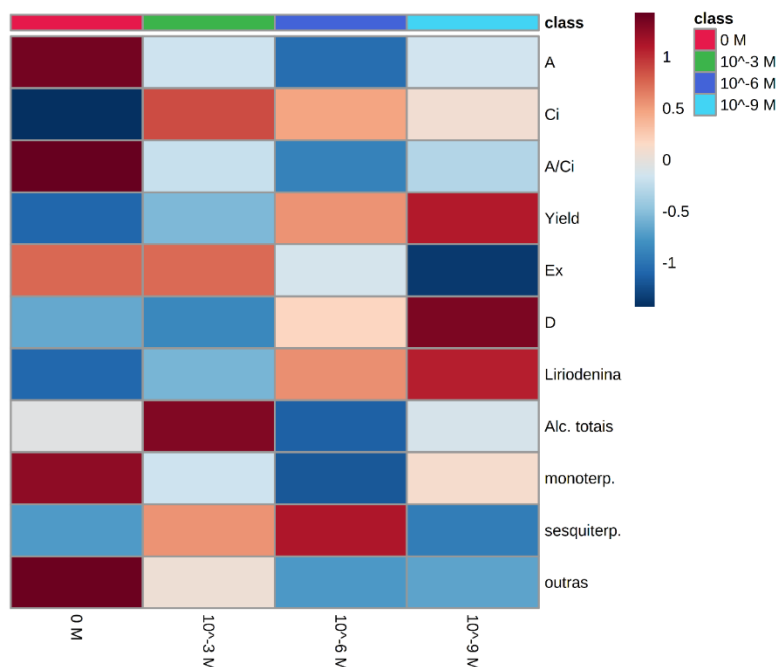
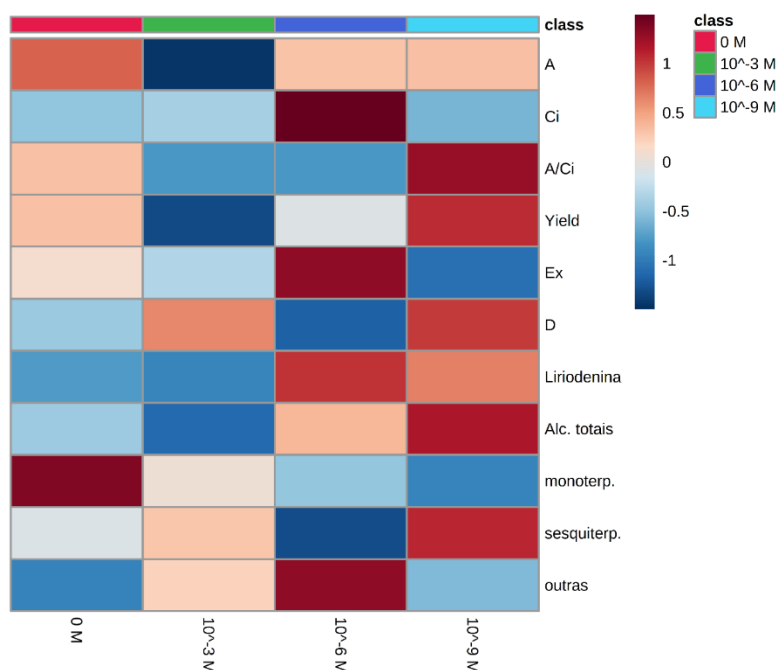


Figura 8- Mapa de calor de dados referentes ao metabolismo primário (trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a*) e metabolismo especializado (alcaloides e voláteis foliares) em *Annona emarginata* tratadas com diferentes concentrações de jasmonato (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).



Material Suplementar

Tabela S1- Média da proporção relativa das substâncias voláteis identificados em folhas de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de diferentes concentrações de auxina (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

Substâncias	IRC	IRL	Auxina			
			0	$[10^{-9}]$	$[10^{-6}]$	$[10^{-3}]$
2-trans-hexenal	857	855	4,43	6,71	9,49	12,36
Heptanal	900	902	0,00	0,00	0,09	0,40
Triciclano	920	926	3,47	1,86	0,33	1,56
α -pineno	927	930	2,14	0,89	0,26	1,16
β -pineno	975	979	0,00	0,12	0,26	0,52
acetato de hexila	1000	1009	0,00	0,12	0,18	0,40
n-nonanal	1109	1100	0,47	0,82	0,63	1,04
α -cubebeno	1345	1351	0,85	0,00	0,00	0,00
α -copaeno	1371	1376	1,79	2,01	1,16	0,32
β -bourboneno	1380	1388	1,02	0,56	0,17	0,87
β -elemeno	1387	1390	3,68	9,00	2,39	6,38
cis-cariofileno	1402	1408	0,52	0,35	0,30	0,47
trans-cariofileno	1415	1419	32,67	39,21	53,42	41,45
β -gurjuneno	1433	1433	3,41	1,99	0,84	1,22
α -humuleno	1448	1454	2,60	3,36	3,88	3,40
allo-aromadendreno	1457	1460	0,62	0,58	0,76	0,90
γ -muuroleno	1471	1479	1,66	0,87	0,31	1,34
germacreno D	1475	1481	5,35	4,93	5,32	4,42
Biciclogermacreno	1490	1500	24,69	18,75	11,15	13,46
α -muuroleno	1494	1500	1,01	0,33	0,31	0,49
germacreno A	1498	1509	0,58	21	1,97	1,13
γ -cadineno	1507	1513	0,84	0,76	0,38	1,10
δ -cadineno	1516	1523	1,64	2,01	1,68	1,81
Total identificado			93,40	95,40	95,30	96,20

IRC: Índice de retenção calculado; IRL: índice de retenção da literatura (Adams, 2007).

Tabela S2- Média da proporção relativa das substâncias voláteis identificados em folhas de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de diferentes concentrações de ácido abscísico (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

Substâncias	IRC	IRL	Ácido abscísico			
			0	[10^{-9}]	[10^{-6}]	[10^{-3}]
2-trans-hexenal	857	855	4,43	5,77	4,82	5,10
Heptanal	900	902	0,00	0,00	0,00	0,00
Triciclono	920	926	3,47	2,56	1,12	1,14
α -pineno	927	930	2,14	1,27	0,58	0,81
β -pineno	975	979	0,00	0,00	0,07	0,31
acetato de hexila	1000	1009	0,00	0,00	0,00	0,00
n-nonanal	1109	1100	0,47	0,86	0,62	0,41
α -cubebeno	1345	1351	0,85	0,00	0,00	0,00
α -copaeno	1371	1376	1,79	3,08	1,62	1,13
β -bourboneno	1380	1388	1,02	0,48	0,00	0,62
β -elemeno	1387	1390	3,68	6,55	5,05	4,48
cis-cariofileno	1402	1408	0,52	0,00	0,00	0,84
trans-cariofileno	1415	1419	32,67	36,58	43,62	54,89
β -gurjuneno	1433	1433	3,41	2,76	2,76	0,66
α -humuleno	1448	1454	2,60	2,81	4,02	5,31
allo-aromadendreno	1457	1460	0,62	0,24	0,11	0,00
γ -muuroleno	1471	1479	1,66	1,42	0,70	0,83
germacreno D	1475	1481	5,35	5,68	3,69	3,43
Biciclogermacreno	1490	1500	24,69	17,90	18,29	6,52
α -muuroleno	1494	1500	1,01	0,86	0,55	0,93
germacreno A	1498	1509	0,58	0,21	0,00	0,00
γ -cadineno	1507	1513	0,84	0,89	0,63	0,98
δ -cadineno	1516	1523	1,64	3,20	2,56	3,60
Total identificado			93,40	93,10	90,80	92,00

IRC: Índice de retenção calculado; IRL: Índice de retenção da literatura (Adams, 2017).

Tabela S3- Média da proporção relativa das substâncias voláteis identificados em folhas de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de diferentes concentrações de ácido salicílico (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

Substâncias	IRC	IRL	Ácido salicílico			
			0	[10^{-9}]	[10^{-6}]	[10^{-3}]
2-trans-hexenal	857	855	4,43	3,53	3,52	3,86
Heptanal	900	902	0,00	0,00	0,00	0,00
Triciclono	920	926	3,47	1,61	0,65	1,39
α -pinenoz	927	930	2,14	1,09	0,55	0,98
β -pineno	975	979	0,00	0,00	0,00	0,00
acetato de hexila	1000	1009	0,00	0,00	0,00	0,00
n-nonanal	1109	1100	0,47	0,30	0,22	0,30
α -cubebeno	1345	1351	0,85	0,18	0,48	2,23
α -copaeno	1371	1376	1,79	1,35	2,69	3,26
β -bourboneno	1380	1388	1,02	0,00	0,36	0,82
β -elemeno	1387	1390	3,68	4,22	3,86	2,29
cis-cariofileno	1402	1408	0,52	0,51	0,54	0,31
trans-cariofileno	1415	1419	32,67	38,54	44,94	44,97
β -gurjuneno	1433	1433	3,41	3,26	2,84	2,05
α -humuleno	1448	1454	2,60	3,69	3,63	3,75
allo-aromadendreno	1457	1460	0,62	0,42	0,37	0,82
γ -muuroleno	1471	1479	1,66	1,27	1,26	1,26
germacreno D	1475	1481	5,35	2,87	5,44	5,64
biciclogermacreno	1490	1500	24,69	20,80	17,37	13,33
α -muuroleno	1494	1500	1,01	1,07	1,14	1,15
germacreno A	1498	1509	0,58	0,25	0,69	1,00
γ -cadineno	1507	1513	0,84	1,17	1,17	1,16
δ -cadineno	1516	1523	1,64	3,05	3,41	3,90
Total identificado			93,4	89,2	95,10	94,50

IRC: Índice de retenção calculado; IRL: Índice de retenção da literatura (Adams, 2017).

Tabela S4- Média da proporção relativa das substâncias voláteis identificados em folhas de plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de diferentes concentrações de jasmonato (0, 10^{-9} , 10^{-6} , 10^{-3} M).

Substâncias	IRC	IRL	Jasmonato			
			0	[10^{-9}]	[10^{-6}]	[10^{-3}]
2-trans-hexenal	857	855	4,43	5,09	10,17	6,88
Heptanal	900	902	0,00	0,05	0,15	0,00
Triciclono	920	926	3,47	0,50	0,42	1,51
α -pineno	927	930	2,14	0,13	0,39	0,67
β -pineno	975	979	0,00	0,22	0,29	0,00
acetato de hexila	1000	1009	0,00	0,11	0,45	0,23
n-nonanal	1109	1100	0,47	0,42	1,23	0,59
α -cubebeno	1345	1351	0,85	0,00	0,00	0,24
α -copaeno	1371	1376	1,79	0,49	0,57	1,06
β -bourboneno	1380	1388	1,02	0,38	0,48	0,09
β -elemeno	1387	1390	3,68	5,89	4,48	6,77
cis-cariofileno	1402	1408	0,52	0,00	0,16	0,00
trans-cariofileno	1415	1419	32,67	49,63	42,87	35,55
β -gurjuneno	1433	1433	3,41	2,24	1,31	2,66
α -humuleno	1448	1454	2,60	3,98	3,37	2,84
allo-aromadendreno	1457	1460	0,62	0,38	0,00	0,30
γ -muuroleno	1471	1479	1,66	0,66	0,54	0,78
germacreno D	1475	1481	5,35	4,27	3,73	7,32
biciclogermacreno	1490	1500	24,69	18,49	17,78	23,23
α -muuroleno	1494	1500	1,01	0,76	0,20	0,56
germacreno A	1498	1509	0,58	0,24	0,25	0,00
γ -cadineno	1507	1513	0,84	0,84	0,21	0,89
δ -cadineno	1516	1523	1,64	1,93	0,39	3,01
Total identificado			93,40	96,70	89,40	95,20

IRC: Índice de retenção calculado; IRL: Índice de retenção da literatura (Adams, 2017).

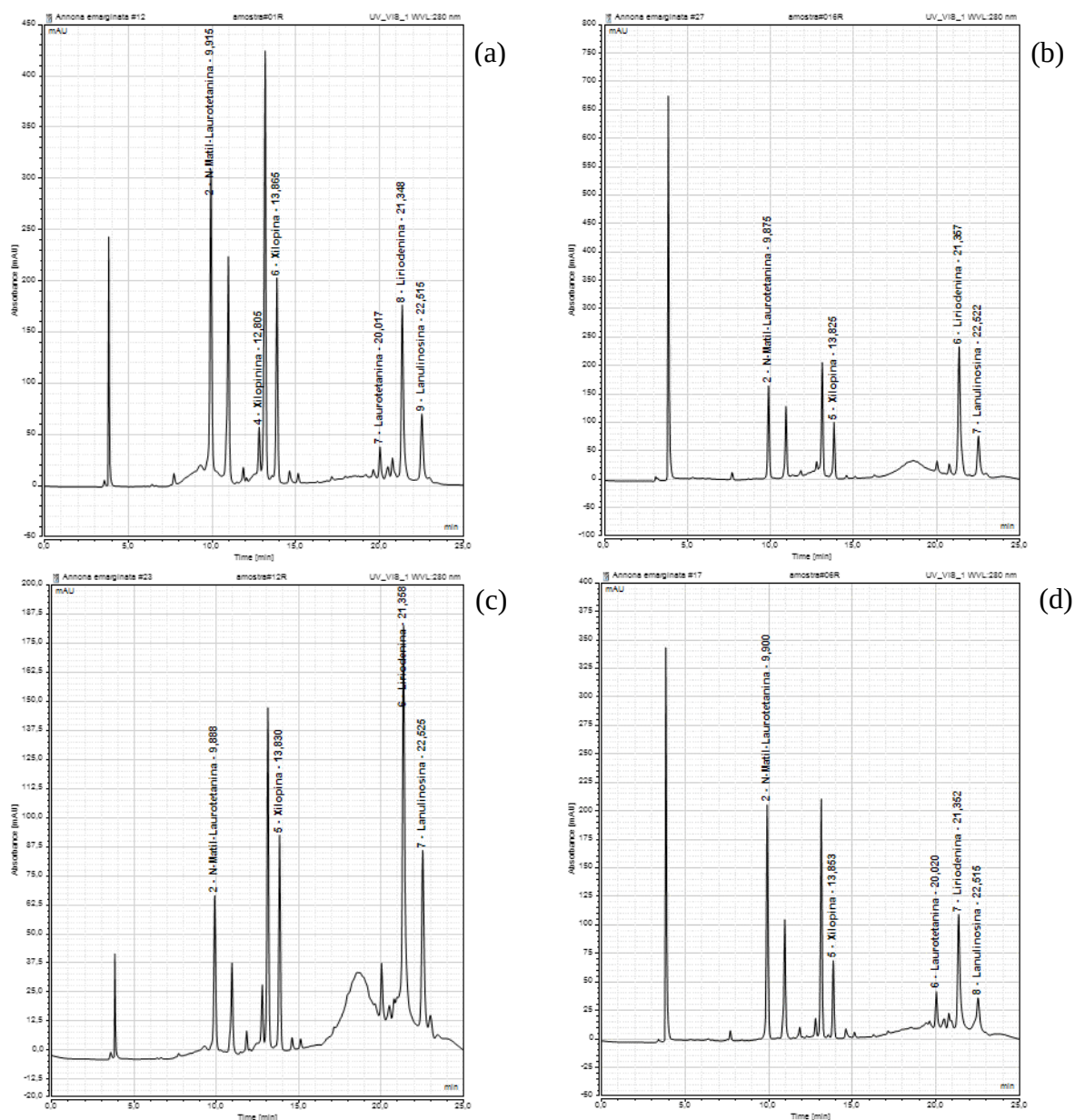


Figura S1 – Perfil de alcaloides em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de ácido abscísico nas concentrações 0, 10^{-9} , 10^{-6} e 10^{-3} M (a, b, c, d respectivamente).

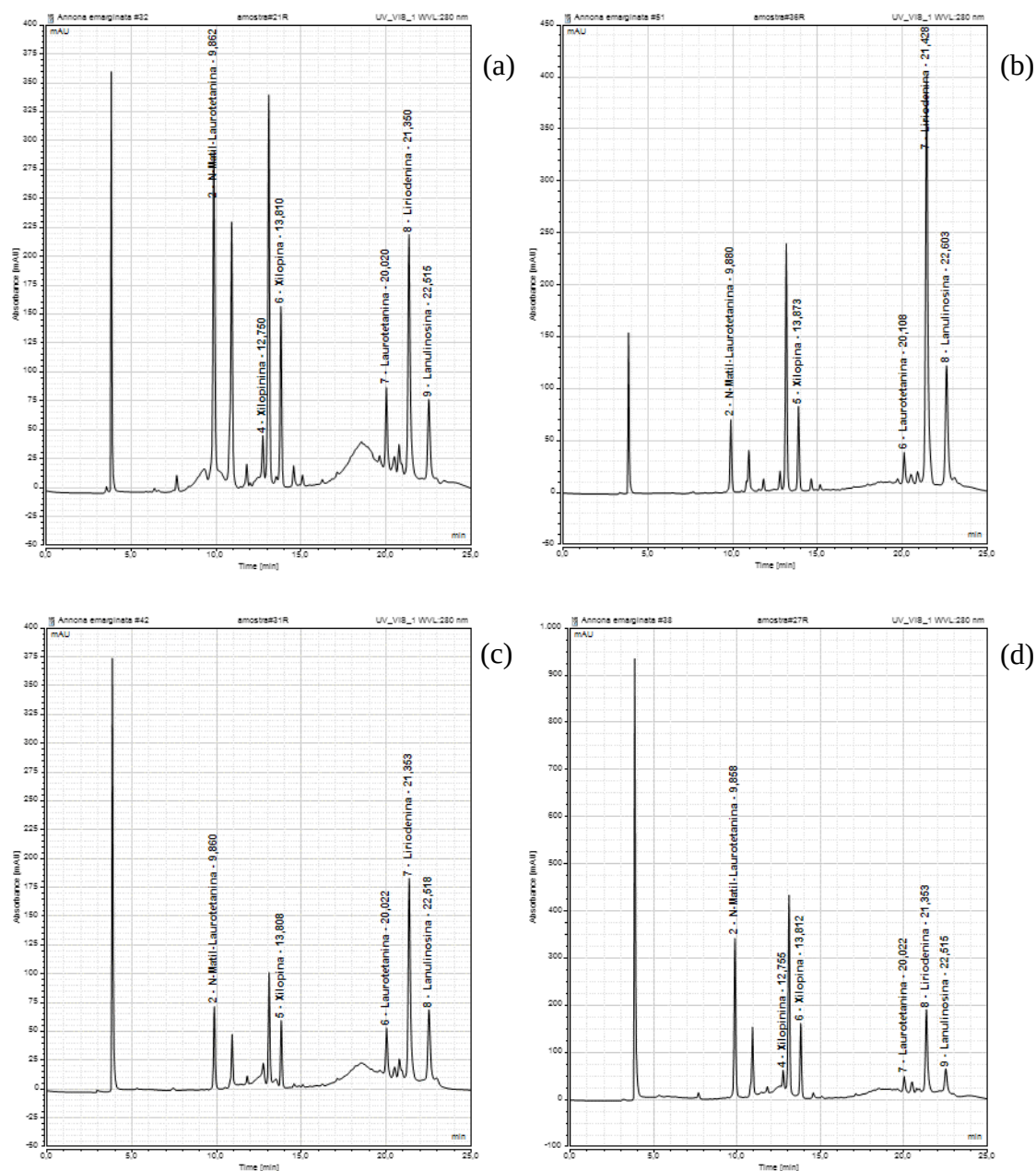


Figura S2 – Perfil de alcaloides em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de ácido salicílico nas concentrações 0, 10^{-9} , 10^{-6} e 10^{-3} M (a, b, c, d respectivamente).

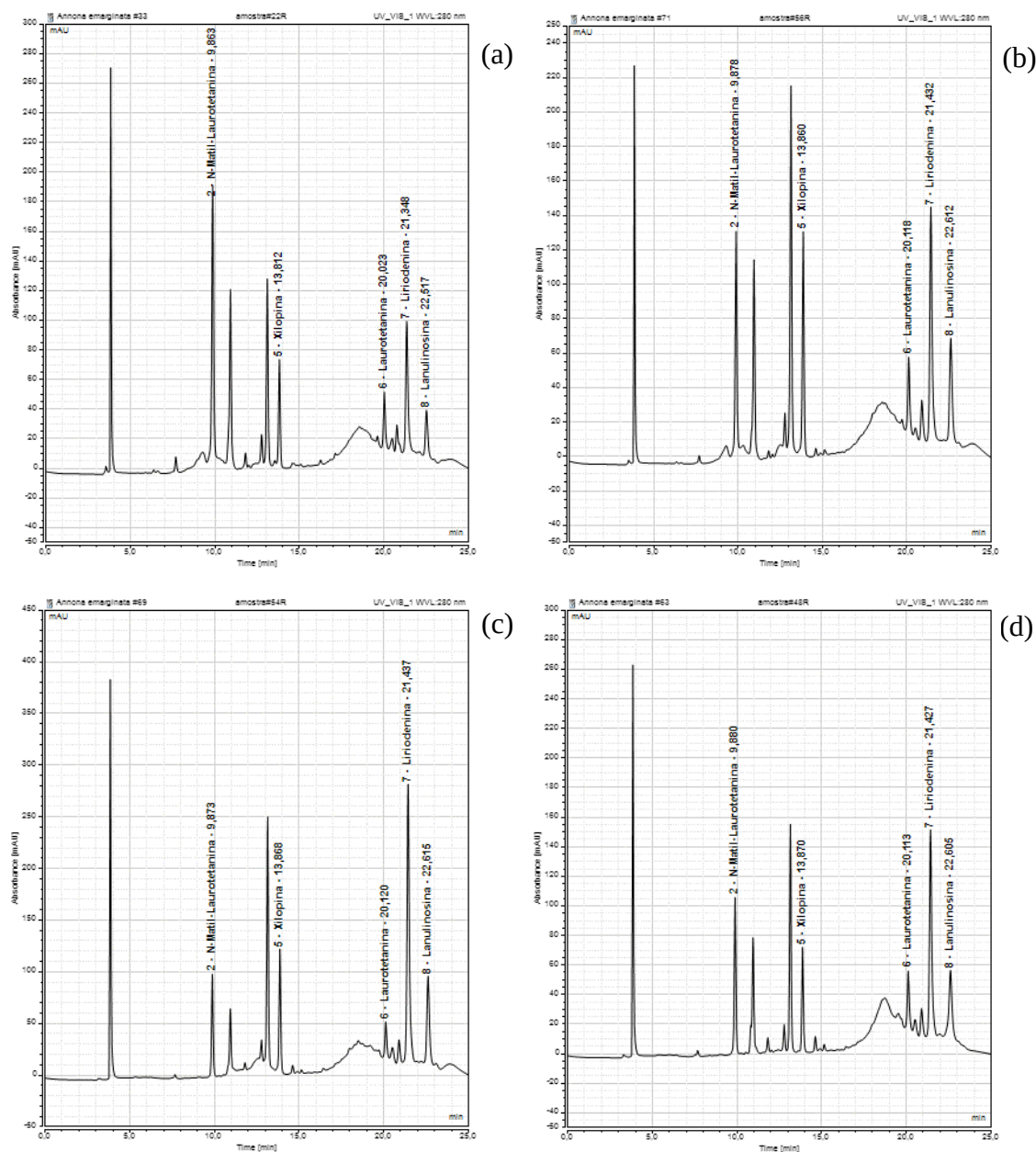


Figura S3 – Perfil de alcaloides em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de auxina nas concentrações 0, 10^{-9} , 10^{-6} e 10^{-3} M (a, b, c, d respectivamente).

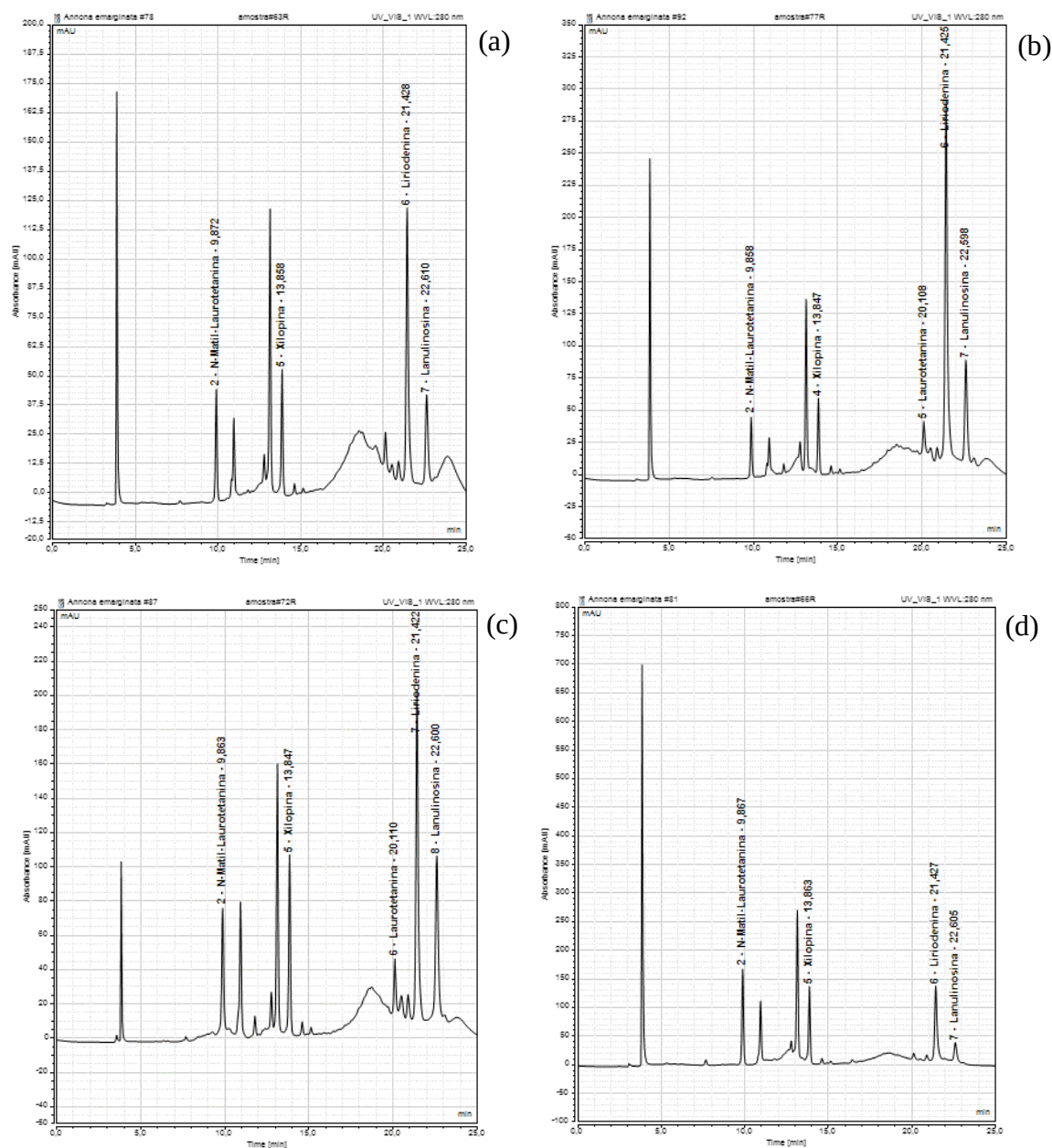


Figura S4 – Perfil de alcaloides em plantas jovens de *Annona emarginata* aos 20 dias após a primeira aplicação de jasmonato nas concentrações 0, 10^{-9} , 10^{-6} e 10^{-3} M (a, b, c, d respectivamente).

REFERÊNCIAS

- ADAMS, R.P. **Identification of Essential Oil Components by Gas Chromatography Mass Spectroscopy**. Carol Stream: Allured Publishing Corporation, 2017. 804p.
- ATKINSON, R.; AREY, J. Gas-phase tropospheric chemistry of biogenic volatile organic compounds: a review. **Atmospheric Environment**, v. 37, n. SUPPL. 2, p. 197–219, jan. 2003. Disponível em: <<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S1352231003003911>>.
- BALDWIN, I. T. An ecologically motivated analysis of plant-herbivore interactions in native tobacco. **Plant physiology**, v. 127, n. 4, p. 1449–1458, 2001.
- BARON, D.; AMARO, A. C. E.; CAMPOS, F. G.; FERREIRA, G. Leaf gas exchanges responses of atemoya scion grafted onto Annona rootstocks. **Theoretical and Experimental Plant Physiology**, v. 30, n. 3, p. 203–213, 2018a. Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s40626-018-0115-4>>.
- BARON, D.; AMARO, A. C. E.; MACEDO, A. C.; BOARO, C. S. F.; FERREIRA, G. Physiological changes modulated by rootstocks in atemoya (*Annona x atemoya* Mabb.): gas exchange, growth and ion concentration. **Brazilian Journal of Botany**, v. 41, n. 1, p. 219–225, 14 mar. 2018b. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s40415-017-0421-0>>.
- BARON, D.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F.; RODRIGUES, J. D.; AMARO, A. C. E.; MISCHAN, M. M. The Effect of the Ionic Strength of Nutrient Solution on Gas Exchange, Ionic Concentration and Leaf Biomass of *Annona emarginata* (Schltdl.) H. Rainer Variety ‘Terra-Fria’ Seedlings. **Journal of Plant Nutrition**, v. 38, n. 12, p. 1944–1960, 2015.
- BATE, N. J.; ROTHSTEIN, S. J. C6-volatiles derived from the lipoxygenase pathway induce a subset of defense-related genes. **The Plant Journal**, v. 16, n. 5, p. 561–569, dez. 1998. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1046/j.1365-3113x.1998.00324.x>>.
- BATISTA, D. S.; DE CASTRO, K. M.; KOEHLER, A. D.; PORTO, B. N.; DA SILVA, A. R.; DE SOUZA, V. C.; TEIXEIRA, M. L.; DAS GRAÇAS CARDOSO, M.; DE OLIVEIRA SANTOS, M.; VICCINI, L. F.; OTONI, W. C. Elevated CO₂ improves growth, modifies anatomy, and modulates essential oil qualitative production and gene expression in *Lippia alba* (Verbenaceae). **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 128, n. 2, p. 357–368, 21 fev. 2017. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s11240-016-1115-1>>.
- BELL, E.; MULLET, J. E. Characterization of an Arabidopsis Lipoxygenase

Gene Responsive to Methyl Jasmonate and Wounding. **Plant Physiology**, v. 103, n. 4, p. 1133–1137, 1 dez. 1993. Disponível em:

<<http://www.plantphysiol.org/lookup/doi/10.1104/pp.103.4.1133>>.

BRAGA, J. F.; FERREIRA, G.; PINHO, S. Z. de; BRAGA, L. F.; SOUSA, M. P. Germination of atemoya (*annona cherimola* mill. x *a. squamosa* L.) cv. gefner seeds subjected to treatments with plant growth regulators. **International Journal of Science and Nature**, v. 1, n. 2, p. 120–126, 2010.

CAMPOS, F. G.; BARON, D.; ORTIZ, M.; MARQUES, M.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Characterization of the chemical composition of the essential oils from *Annona emarginata*. **Fevereiro 2014**, v. 36, p. 202–208, 2014.

CAMPOS, F. G.; VIEIRA, M. A. R.; AMARO, A. C. E.; DELACRUZ-CHACÓN, I.; MARQUES, M. O. M.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Nitrogen in the defense system of *Annona emarginata* (Schltdl.) H. Rainer. **PLOS ONE**, v. 14, n. 6, p. e0217930, 6 jun. 2019a. Disponível em: <<http://dx.plos.org/10.1371/journal.pone.0217930>>.

CAMPOS, F. G.; VIEIRA, M. A. R.; BARON, D.; MARQUES, M. O. M.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Profile of Essential Oils From the Leaves of *Annona* Grafted. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 2, p. 210, 15 jan. 2019b. Disponível em: <<http://www.ccsenet.org/journal/index.php/jas/article/view/0/38094>>.

CAMPOS, F. G.; VIEIRA, M. A. R.; SANTOS, A. A. Dos; JORGE, L. G.; MARQUES, M. O. M.; BOARO, C. S. F. Chemical Diversity of Volatiles From Parents, Rootstock and Atemoya Hybrid. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 4, p. 271, 15 mar. 2019c. Disponível em: <<http://www.ccsenet.org/journal/index.php/jas/article/view/0/38733>>.

CAPPELLARI, L. D. R.; SANTORO, M. V.; SCHMIDT, A.; GERSHENZON, J.; BANCHIO, E. Improving Phenolic Total Content and Monoterpene in *Mentha x piperita* by Using Salicylic Acid or Methyl Jasmonate Combined with Rhizobacteria Inoculation. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 21, n. 1, p. 50, 19 dez. 2020. Disponível em: <<https://www.mdpi.com/1422-0067/21/1/50>>.

CARVALHO, D.; DE, ved U.; CRUZ, M. A. da; OSIPI, E. A. F.; COSSA, C. A.; COLOMBO, R. C.; SORACE, M. A. F. PLANT GROWTH REGULATORS ON ATEMOYA SEEDS GERMINATION. **Nucleus**, v. 15, n. 2, p. 457–462, 30 out. 2018. Disponível em:

<<http://www.nucleus.feituverava.com.br/index.php/nucleus/article/view/2832/2698>>.

CHAICHANA, N.; DHEERANUPATTANA, S. Effects of Methyl Jasmonate and Salicylic Acid on Alkaloid Production from in vitro Culture of *Stemona* sp. **International Journal of Bioscience, Biochemistry and Bioinformatics**, v. 2, n. 3, p. 146–150, 2012.

CHATROU, L. W.; ERKENS, R. H. J.; RICHARDSON, J. E.; SAUNDERS, R. M. K.; FAY, M. F. The natural history of Annonaceae. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 169, n. 1, p. 1–4, maio 2012. Disponível em: <<https://academic.oup.com/botlinnean/article-lookup/doi/10.1111/j.1095-8339.2012.01242.x>>.

CHAUDHARI, J. C.; YADAV, L.; VARU, D. K. Effect of plant growth regulators on quality of Custard apple (*Annona squamosa* L.) CV. Sindhan. **International Journal of Chemical Studies**, v. 5, n. 5Pt.O, p. 1036–1037, 2017. Disponível em: <<http://www.chemijournal.com/archives/2017/vol5issue5/PartO/5-4-471-880.pdf>>.

CHEN, C.-Y.; WU, H.-M.; CHAO, W.-Y.; LEE, C.-H. Review on pharmacological activities of liriodenine. **African Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 7, n. 18, p. 1067–1070, 2013.

DE LA CRUZ, C. I.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R. Liriodenine alkaloid in *Annona diversifolia* during early development. **Natural product research**, v. 26, n. 2, p. 42–49, 2012.

DE LA CRUZ, C. I.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R.; GUEVARA, F. P.; JÍMENEZ, G. L. F. Liriodenine, early antimicrobial defence in *Annona diversifolia*. **Zeitschrift für Naturforschung**, v. 66, n. Table I, p. 377–384, 2011a.

DE LA CRUZ, C. I.; GONZÁLEZ, E. A. R.; GUEVARA, F. P.; JÍMENEZ, G. L. F. Liriodenine, early antimicrobial defence in *Annona diversifolia*. **Zeitschrift für Naturforschung**, v. 66, p. 377–384, 2011b.

DELANHOL, S. J.; MANTOAN, L. P. B.; AMARO, A. C. E.; FERREIRA, G. Gas exchange in *Annona emarginata* (SCHLTDL.) H. RAINER subjected to salt stress and application of plant growth regulator. **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 17, n. 1, p. 67 70, 2018.

DEMMIG-ADAMS, B.; ADAMS III, W. W.; BARKER, D. H.; LOGAN, B. A.; BOWLING, D. R.; VERHOEVEN, A. S. Using chlorophyll fluorescence to assess the fraction of absorbed light allocated to thermal dissipation of excess excitation. **Physiologia Plantarum**, v. 98, n. 2, p. 253–264, 9 out. 2008. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1034/j.1399-3054.1996.980206.x>>.

DHEWARE, R. M.; JADHAV, A. R.; THORAT, U. K. Influence of Growth Regulators on Quality and Fruit Attributes of Custard Apple (*Annona squamosa* L.) Cv. Balanagar. **International Journal of Economic Plants**, v. 5, n. 3, p. 151–153, 2018.

DUDAREVA, N.; KLEMPIEN, A.; MUHLEMANN, J. K.; KAPLAN, I. Biosynthesis, function and metabolic engineering of plant volatile organic compounds. **New**

Phytologist, v. 198, n. 1, p. 16–32, abr. 2013. Disponível em:

<<http://doi.wiley.com/10.1111/nph.12145>>.

EGYDIO-BRANDÃO, A.; NOVAES, P.; SANTOS, D. Alkaloids from Annona: Review from 2005 To 2017. **JSM Biochem Mol Biol**, v. 4, n. 3, p. 1031, 2017.

EL-SAYED, M.; VERPOORTE, R. Growth, metabolic profiling and enzymes activities of *Catharanthus roseus* seedlings treated with plant growth regulators. **Plant Growth Regulation**, v. 44, n. 1, p. 53–58, 2004.

ERB, M.; MELDAU, S.; HOWE, G. A. Role of phytohormones in insect-specific plant reactions. **Trends in Plant Science**, v. 17, n. 5, p. 250–259, maio 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.tplants.2012.01.003>>.

FACCHINI, P. J.; HUBER-ALLANACH, K. L.; TARI, L. W. Plant aromatic L-amino acid decarboxylases: Evolution, biochemistry, regulation, and metabolic engineering applications. **Phytochemistry**, v. 54, n. 2, p. 121–138, 2000.

FOURNIER, G.; LEBOEUF, M.; CAVÉ, A. Annonaceae essential oils: A review. **Journal of Essential Oil Research**, v. 11, n. 2, p. 131–142, 1999. Disponível em: <<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/10412905.1999.9701092>>.

FRICK, S.; KUTCHAN, T. M. Molecular cloning and functional expression of O-methyltransferases common to isoquinoline alkaloid and phenylpropanoid biosynthesis. **The Plant Journal**, v. 17, n. 4, p. 329–339, 1999. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1046/j.1365-313X.1999.00379.x>>.

GONÇALVES, S.; ROMANO, A. In vitro culture of lavenders (*Lavandula* spp.) and the production of secondary metabolites. **Biotechnology Advances**, v. 31, n. 2, p. 166–174, mar. 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.biotechadv.2012.09.006>>.

GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R.; DE-LA-CRUZ-CHACÓN, I.; CASTRO-MORENO, M.; OROZCO-CASTILLO, J. A.; RILEY- SALDAÑA, C. A. Alkaloids and acetogenins in Annonaceae development: biological considerations. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. spe1, p. 01–16, 2014. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452014000500001&lng=en&nrm=iso&tlng=en>.

GORNI, P. H.; BROZULATO, M. de O.; LOURENÇÃO, R. da S.; KONRAD, E. C. G. Increased biomass and salicylic acid elicitor activity in fennel (*Foeniculum vulgare* Miller). **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 20, n. 0, p. 1–7, 2017. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1981-67232017000100429&lng=en&tlng=en>.

GORNI, P. H.; PACHECO, A. C. Growth promotion and elicitor activity of

salicylic acid in *Achillea millefolium* L. **African Journal of Biotechnology**, v. 15, n. 16, p. 657–665, 20 abr. 2016. Disponível em: <<http://academicjournals.org/journal/AJB/article-abstract/977BD0258078>>.

GRIMES, H. D.; KOETJE, D. S.; FRANCESCHI, V. R. Expression, Activity, and Cellular Accumulation of Methyl Jasmonate-Responsive Lipoxygenase in Soybean Seedlings. **Plant Physiology**, v. 100, n. 1, p. 433–443, 1 set. 1992. Disponível em: <<http://www.plantphysiol.org/lookup/doi/10.1104/pp.100.1.433>>.

GUO, M.; FENG, J.; ZHANG, P.; JIA, L.; CHEN, K. Postharvest treatment with trans-2-hexenal induced resistance against *Botrytis cinerea* in tomato fruit. **Australasian Plant Pathology**, v. 44, n. 1, p. 121–128, 19 jan. 2015. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s13313-014-0331-6>>.

HERMS, D. A.; MATTSON, W. J. The Dilemma of Plants: To Grow or Defend. **Source: The Quarterly Review of Biology**, v. 67, n. 3, p. 283–335, 1992. Disponível em: <<http://www.jstor.org/stable/2830650>><http://about.jstor.org/terms>>.

HUOT, B.; YAO, J.; MONTGOMERY, B. L.; HE, S. Y. Growth–Defense Tradeoffs in Plants: A Balancing Act to Optimize Fitness. **Molecular Plant**, v. 7, n. 8, p. 1267–1287, ago. 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1093/mp/ssu049>>.

JAMWAL, K.; BHATTACHARYA, S.; PURI, S. Plant growth regulator mediated consequences of secondary metabolites in medicinal plants. **Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants**, v. 9, n. June 2017, p. 26–38, 2018. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2017.12.003>>.

JUNG, S. Effect of chlorophyll reduction in *Arabidopsis thaliana* by methyl jasmonate or norflurazon on antioxidant systems. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 42, n. 3, p. 225–231, mar. 2004. Disponível em: <<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S098194280400004X>>.

KD, M.; UM, N.; RI, N.; PM, C. Effect of plant growth regulators on flowering , fruit set and yield of custard apple (*Annona squamosa* L .). **International Journal of Chemical Studies**, v. 6, n. 4, p. 2381–2384, 2018.

KOORNNEEF, A.; PIETERSE, C. M. J. Cross Talk in Defense Signaling: Figure 1. **Plant Physiology**, v. 146, n. 3, p. 839–844, mar. 2008. Disponível em: <<http://www.plantphysiol.org/lookup/doi/10.1104/pp.107.112029>>.

KUTCHAN, T. M.; GERSHENZON, J.; MOLLER, B. .; DAVID, R.; GANG, D. R. Natural Products. In: BUCHANAN, B. B.; GRUISSEM, W.; GONES, R. . (Ed.). **Biochemistry and Molecular Biology of Plants**. 2. ed. Hoboken, New Jersey: Wiley, 2015. p. 1132–1221.

LEBOEUF, M.; CAVÉ, A.; BHAUMIK, P. K.; MUKHERJEE, B.; MUKHERJEE, R. The phytochemistry of the annonaceae. **Phytochemistry**, v. 21, n. 12, p. 2783–2813, 1982.

LI, H.-T.; WU, H.-M.; CHEN, H.-L.; LIU, C.-M.; CHEN, C.-Y. The Pharmacological Activities of (–)-Anonaine. **Molecules**, v. 18, n. 7, p. 8257–8263, 12 jul. 2013. Disponível em: <<http://www.mdpi.com/1420-3049/18/7/8257>>.

LIMA, L. A. R. S.; ALVES, T. M. A.; ZANI, C. L.; PIMENTA, L. P. S.; BOAVENTURA, M. A. D. Antioxidant and cytotoxic potential of fatty acid methyl esters from the seeds of *Annona cornifolia* A. St.-Hil. (Annonaceae). **Food Research International**, v. 48, n. 2, p. 873–875, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2012.07.016>>.

LÚCIO, A. S. S. C.; ALMEIDA, J. R. G. da S.; DA-CUNHA, E. V. L.; TAVARES, J. F.; BARBOSA FILHO, J. M. Alkaloids of the Annonaceae: Occurrence and a Compilation of Their Biological Activities. In: **Alkaloids: Chemistry and Biology**. [s.l: s.n.]74p. 233–409.

MAAS, P. J. M.; KAMER, H. M. De; JUNIKKA, L.; MELLO-SILVA, R. De; RAINER, H. Annonaceae from Central-eastern Brazil. **Rodriguésia**, v. 52, n. 80, p. 65–98, 2001.

MAKABE, H.; KONNO, H.; MIYOSHI, H. Current Topics of Organic and Biological Chemistry of Annonaceous Acetogenins and their Synthetic Mimics. **Current Drug Discovery Technologies**, v. 5, n. 3, p. 213–229, 1 set. 2008. Disponível em: <<http://www.eurekaselect.com/openurl/content.php?genre=article&issn=1570-1638&volume=5&issue=3&spage=213>>.

MANTOAN, L. P. B.; ROLIM DE ALMEIDA, L. F.; MACEDO, A. C.; FERREIRA, G.; BOARO, C. S. F. Photosynthetic adjustment after rehydration in *Annona emarginata*. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 38, n. 6, p. 157, 30 jun. 2016. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s11738-016-2171-1>>.

MIZOBUTSI, G. P.; SANTOS, B. H. C. dos; NIETSCHE, S.; SANTOS, R. C. dos; SOBRAL, R. R. S.; PEREIRA, M. C. T.; MENDES, D. S. Gibberellic acid induces parthenocarpy and increases fruit size in the ‘Gefner’ custard apple (*Annona cherimola* x *Annona squamosa*). **Australian Journal of Crop Science**, v. 10, n. 3, p. 314–321, 2016.

MOTA FILHO, V. J. G.; PEREIRA, M. C. T.; NIETSCHE, S.; GUIMARÃES, J. F. R.; MOREIRA, G. B. R.; FERNANDES, T. P. Uso de fitorreguladores no desenvolvimento de frutos na atemoieira (*Annona cherimola* x *A. squamosa* cv. Gefner). **Revista Ceres**, v. 59, n. 5, p. 636–645, 2012.

MOTALLEBI, P.; NIKNAM, V.; EBRAHIMZADEH, H.; HASHEMI, M.; ENFERADI, S. T. Exogenous Methyl Jasmonate Treatment Induces Defense Response Against *Fusarium culmorum* in Wheat Seedlings. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 36, n. 1, p. 71–82, 11 mar. 2017. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s00344-016-9620-3>>.

MURCIA, G.; FONTANA, A.; PONTIN, M.; BARALDI, R.; BERTAZZA, G.; PICCOLI, P. N. ABA and GA3 regulate the synthesis of primary and secondary metabolites related to alleviation from biotic and abiotic stresses in grapevine. **Phytochemistry**, v. 135, p. 34–52, mar. 2017. Disponível em: <<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0031942216302734>>.

MUTHULAKSHMI, S.; PANDIYARAJAN, V. Influence of IAA on the vincristine content of *Catharanthus roseus* (L). G . Don . **Asian Journal of Plant Science and Research**, v. 3, n. 4, p. 81–87, 2013.

PARMOON, G.; EBADI, A.; JAHANBAKHS, S.; HASHEMI, M.; MOOSAVI, S. A. Effect of Exogenous Application of Several Plant Growth Regulators on Photosynthetic Pigments of Fennel Plants. **Notulae Scientia Biologicae**, v. 10, n. 4, p. 508–515, 2018.

PIETERSE, C. M. J.; VAN DER DOES, D.; ZAMIOUDIS, C.; LEON-REYES, A.; VAN WEES, S. C. M. Hormonal Modulation of Plant Immunity. **Annual Review of Cell and Developmental Biology**, v. 28, n. 1, p. 489–521, 10 nov. 2012. Disponível em: <<http://www.annualreviews.org/doi/10.1146/annurev-cellbio-092910-154055>>.

PRINS, C. L.; VIEIRA, I. J. C.; FREITAS, S. P. Growth regulators and essential oil production. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 22, n. 2, p. 91–102, 2010.

REHMAN, R.; HANIF, M. A.; MUSHTAQ, Z.; AL-SADI, A. M. Biosynthesis of essential oils in aromatic plants: A review. **Food Reviews International**, v. 32, n. 2, p. 117–160, 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/87559129.2015.1057841>>.

RILEY-SALDAÑA, C. A.; CRUZ-ORTEGA, M. D. R.; MARTÍNEZ VÁZQUEZ, M.; DE-LA-CRUZ-CHACÓN, I.; CASTRO-MORENO, M.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R. Acetogenins and alkaloids during the initial development of *Annona muricata* L. (Annonaceae). **Zeitschrift für Naturforschung C**, v. 72, n. 11–12, p. 497–506, 26 out. 2017. Disponível em: <<http://www.degruyter.com/view/j/znc.2017.72.issue-11-12/znc-2017-0060/znc-2017-0060.xml>>.

ROSENSTIEL, T. N.; EBBETS, A. L.; KHATRI, W. C.; FALL, R.; MONSON, R. K. Induction of Poplar Leaf Nitrate Reductase: A Test of Extrachloroplastic Control of Isoprene Emission Rate. **Plant Biology**, v. 6, n. 1, p. 12–21, jan. 2004. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1055/s-2003-44722>>.

SELMAR, D.; KLEINWÄCHTER, M. Influencing the product quality by deliberately applying drought stress during the cultivation of medicinal plants. **Industrial Crops and Products**, v. 42, n. 1, p. 558–566, mar. 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.06.020>>.

SMITH, J. L.; DE MORAES, C. M.; MESCHER, M. C. Jasmonate- and salicylate-mediated plant defense responses to insect herbivores, pathogens and parasitic plants. **Pest Management Science**, v. 65, n. 5, p. 497–503, maio 2009. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1002/ps.1714>>.

SOUSA, M. C.; BRONZATTO, A. C.; GONZÁLEZ-ESQUINCA, A. R.; CAMPOS, F. G.; DALANHOL, S. J.; BOARO, C. S. F.; MARTINS, A. L.; DA SILVA ALMEIDA, J. R. G.; COSTA, E. V.; DE-LA-CRUZ-CHACÓN, I.; FERREIRA, G. The production of alkaloids in *Annona cacans* seedlings is affected by the application of GA4+7 + 6-Benzyladenine. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 84, n. April, p. 47–51, jun. 2019. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.bse.2019.03.007>>.

STAMP, N. Out of the Quagmire of plant defense hypotheses. **The Quarterly Review of Biology**, v. 78, n. 1, p. 23–55, mar. 2003. Disponível em: <<https://www.journals.uchicago.edu/doi/10.1086/367580>>.

STRAUSS, S. Y.; RUDGERS, J. A.; LAU, J. A.; IRWIN, R. E. Direct and ecological costs of resistance to herbivory. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 17, n. 6, p. 278–285, jun. 2002. Disponível em: <http://rbgsyd.nsw.gov.au/__data/assets/pdf_file/0005/58046/Cun5Wil767.pdf>.

SUKHOV, V. S.; GASPIROVICH, V. V.; GROMOVA, E. N.; LADEYNOVA, M. M.; SINITSYNA, Y. V.; BEREZINA, E. V.; AKINCHITS, E. K.; VODENEEV, V. A. Decrease of Mesophyll Conductance to CO₂ Is a Possible Mechanism of Abscissic Acid Influence on Photosynthesis in Seedlings of Pea and Wheat. **Biochemistry (Moscow), Supplement Series A: Membrane and Cell Biology**, v. 11, n. 3, p. 237–247, 2017.

TSUCHIYA, T.; OHTA, H.; OKAWA, K.; IWAMATSU, A.; SHIMADA, H.; MASUDA, T.; TAKAMIYA, K. -i. Cloning of chlorophyllase, the key enzyme in chlorophyll degradation: Finding of a lipase motif and the induction by methyl jasmonate. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 96, n. 26, p. 15362–15367, 21 dez. 1999. Disponível em: <<http://www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.96.26.15362>>.

VEROTTI, T. do P.; OLIVEIRA, C. G. de; SOUZA PARREIRAS, N. de; GONÇALVES, F. C. M.; CORRÊA, C. V.; FERREIRA, G.; CAMPOS, F. G.; BOARO, C. S. F. Vegetal regulators increase the quality of atemoya fruits and recover the photosynthetic metabolism of stressed plants. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 41, n. 9, p. 1–8, 2019.

Disponível em: <<http://dx.plos.org/10.1371/journal.pone.0217930>>.

VERPOORTE, R. Secondary Metabolism. In: **Metabolic Engineering of Plant Secondary Metabolism**. Dordrecht: Springer Netherlands, 2000. p. 1–29.

VOSS, U.; BISHOPP, A.; FARCOT, E.; BENNETT, M. J. Modelling hormonal response and development. **Trends in Plant Science**, v. 19, n. 5, p. 311–319, maio 2014.

Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.tplants.2014.02.004>>.

WAKAI, J.; KUSAMA, S.; NAKAJIMA, K.; KAWAI, S.; OKUMURA, Y.; SHIOJIRI, K. Effects of trans-2-hexenal and cis-3-hexenal on post-harvest strawberry.

Scientific Reports, v. 9, n. 1, p. 10112, 12 dez. 2019. Disponível em:

<<http://dx.doi.org/10.1038/s41598-019-46307-4>>.

WANI, S. H.; KUMAR, V.; SHRIRAM, V.; SAH, S. K. Phytohormones and their metabolic engineering for abiotic stress tolerance in crop plants. **The Crop Journal**, v. 4, n. 3, p. 162–176, jun. 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1093/mp/ssu049>>.

WASTERNAK, C. A plant's balance of growth and defense – revisited. **New Phytologist**, v. 215, n. 4, p. 1291–1294, 2017.

WASTERNAK, C.; HAUSE, B. Jasmonates: biosynthesis, perception, signal transduction and action in plant stress response, growth and development. An update to the 2007 review in Annals of Botany. **Annals of Botany**, v. 111, n. 6, p. 1021–1058, jun. 2013. Disponível em: <<https://academic.oup.com/aob/article-lookup/doi/10.1093/aob/mct067>>.

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O uso de reguladores vegetais em mudas de *Annona emarginata* apresentou efeito negativo nas variáveis de trocas gasosas, ocasionando diminuição da assimilação de CO₂ e eficiência de carboxilação da Rubisco, sem muitas alterações nos parâmetros de fluorescência da clorofila a.

A aplicação de auxina 10⁻⁶ M ocasionou incremento de alcaloides totais e liriidenina e a aplicação de ácido salicílico 10⁻³ M dos alcaloides totais. O tratamento com 10⁻⁶ e 10⁻⁹ M de ácido abscísico e 10⁻⁶ M de jasmonato causou modificação no perfil de alcaloides.

Todos os tratamentos utilizados alteraram a composição dos voláteis foliares, sendo que a auxina 10⁻⁶ M e todas as concentrações de metil jasmonato e ácido salicílico diminuiu a proporção relativa de monoterpenos hidrocarbonetos. O ácido abscísico, provocou alterações na síntese de compostos da classe dos sesquiterpenos.