



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS DOS ALIMENTOS

Natália Silva de Farias

**Estratégias para uso e conservação de espécies da família Myrtaceae:** folhas de uvaia,  
grumixama e feijoa como fonte sustentável de compostos bioativos funcionais

Florianópolis  
2023

Natália Silva de Farias

**Estratégias para uso e conservação de espécies da família Myrtaceae: folhas de uvaia, grumixama e feijoa como fonte sustentável de compostos bioativos funcionais**

Tese submetida ao Programa de Pós-Graduação em Ciências dos Alimentos da Universidade Federal de Santa Catarina como requisito parcial para a obtenção do título de Doutora em Ciências dos Alimentos.

Orientador(a): Profa. Dra. Carmen Maria Olivera Müller  
Coorientador: Prof. Dr. Alexandre Luis Parize

Florianópolis

2023

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,  
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Farias, Natália Silva de

Estratégias para uso e conservação de espécies da família Myrtaceae : folhas de uvaia, grumixama e feijoa como fonte sustentável de compostos bioativos funcionais / Natália Silva de Farias ; orientadora, Carmen Maria Olivera Müller, coorientador, Alexandre Luis Parize , 2023.

301 p.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos, Florianópolis, 2023.

Inclui referências.

1. Ciência dos Alimentos. 2. Família Myrtaceae. 3. Sustentabilidade. 4. Nanoemulsão. 5. Aditivo antimicrobiano. I. Müller, Carmen Maria Olivera. II. Parize, Alexandre Luis. III. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos. IV. Título.

Natália Silva de Farias

**Estratégias para uso e conservação de espécies da família Myrtaceae: folhas de uvaia, grumixama e feijoa como fonte sustentável de compostos bioativos funcionais**

O presente trabalho em nível de doutorado foi avaliado e aprovado, em 04 de julho de 2023, pela banca examinadora composta pelos seguintes membros:

Prof. Fabio Yamashita, Dr.  
Universidade Estadual de Londrina

Prof. Ilyas Siddique, Dr.  
Universidade Federal de Santa Catarina

Prof.(a) Isabela Maia Toaldo Fedrigo, Dr.(a)  
Universidade Federal de Santa Catarina

Certificamos que esta é a versão original e final do trabalho de conclusão que foi julgado adequado para obtenção do título de Doutora em Ciências dos Alimentos.

Insira neste espaço a  
assinatura digital

Coordenação do Programa de Pós-Graduação

Insira neste espaço a  
assinatura digital

Prof.(a) Carmen Maria Olivera Müller, Dr.(a)  
Orientadora

Florianópolis

2023

Dedico este trabalho aos meus pais,  
Francisco e Alba,  
sertanejos sonhadores que me mostraram o caminho até aqui.

## AGRADECIMENTOS

Este trabalho é fruto de um esforço conjunto, o conhecimento não se constrói sozinho e aqui não seria diferente.

Painho e mainha esse dia chegou e ele é nosso! Muito obrigada por sonhar cada passo desse comigo, sem vocês nada disso seria possível. Eu vejo em vocês tanta luta e tanta coragem de enfrentá-las, tanto amor e tanta generosidade com tantos. Vocês me ensinam todos os dias da minha vida a não desistir, a seguir mesmo com todas as dificuldades. Vocês são a minha riqueza, amo vocês!

Profa Carmen Müller, minha orientadora, por quem tenho um enorme carinho e admiração. Obrigada pela confiança e por abrir as portas do seu laboratório, desde 2016 início do mestrado. Com você aprendi muito além do que está escrito neste documento, és uma profissional brilhante, seus ensinamentos e conselhos são valiosos. Também pude ver que existe humanidade na pós-graduação, com esse coração cheio de empatia e de reconhecimento pelo valor humano individual, de cada aluno. Muito obrigada por acreditar em mim, na minha capacidade e no meu trabalho, muitas vezes mais do que eu me enxergo.

Matias meu companheiro de vida, sua presença torna a vida mais leve. Obrigada por tanto amor e cuidado, por todos os momentos de escuta e suporte, por toda paciência. Certamente, passar por esse processo ao seu lado foi um alento.

Ao prof. Alexandre Luis Parize do Departamento de Química agradeço a coorientação e parceria fundamental para o desenvolvimento e caracterização das nanoemulsões. Obrigada pelo acolhimento no Polimat no ano de 2022 e pelo substancial participação na minha formação e construção deste documento.

Ao prof. Ilyas Siddique e a equipe do LEAp principalmente ao aluno de doutorado Jhoan Sebastian pela grata parceria, por nos apresentar os valiosos Sistemas Agroflorestais e a fazenda da Ressacada, por toda disponibilidade para me auxiliar na coleta dos materiais e pelos conselhos essenciais para a construção do Capítulo II desta tese.

A profa Silvani Verruck pela disponibilidade física e material em me auxiliar com as análises microbiológicas, muito obrigada.

Aos amigos do Laboratório de Processos e Biodiversidade (ProBio) e Bioprocessos: Karol, Suliana, Leidiane, Ivan, Fabi, Marcelo, Igor, Mariana, Gabriel, Nataly, Adolfo e todos os colegas do Departamento de Ciência e Tecnologia de Alimentos, esta caminhada com vocês foi sensacional! Obrigada por todo acolhimento, cafés e lanches, maratonas de trabalho e estudo, por todos os momentos de descontração, conversas e motivação.

Á toda a equipe do Polimat por toda receptividade, disponibilidade e colaboração no andamento dos meus experimentos. Em especial agradeço a ajuda do aluno de doutorado Rodrigo Saatkamp que me auxiliou em todas as etapas do desenvolvimento e caracterização das nanoemulsões. Eu sempre serei grata a toda a ajuda laboratorial e toda amizade, conselhos e apoio que vocês me deram neste ano tão intenso.

Tenho uma família imensa, de um coração gigante que sempre estiveram ao meu lado, me dando todo suporte. Deixo meu agradecimento a todos, mas em especial a minha vó Sebastiana que sempre lutou pelo acesso à educação dos seus filhos, a minha tia Gila que é outra mãe para mim, a prima Samara e aos meus irmãos que sempre estiveram presente na minha vida. Aos demais muito obrigada por toda força e orações, tenho muito orgulho de vocês e da nossa história.

A família Albuquerque que me acolheu em Florianópolis, em especial a minha querida sogra Cleidi Albuquerque. Serei eternamente grata por me fazer sentir parte da sua casa, por todo carinho e atenção que recebo de todos da família, abrigada por esse laço tão abundante de amor! Também deixo meu agradecimento a Dona Jô e Laura por serem meu porto seguro em Florianópolis, obrigada por todos os momentos que vivemos juntas.

Aos meus amados amigos da Paraíba, de Santa Catarina e de outros estados, sou imensamente feliz por ter vocês. Obrigada por todos os momentos de motivação e por todas as alegrias e tristezas que compartilhamos. Vocês também são peças fundamentais na minha vida. Deixo o meu agradecimento a nossa “Embaixada da UFCG na UFSC”, em especial as amigas Dani e Jaízia, obrigada por tanta troca e compartilhamento de alegrias, frustrações, ajuda nos experimentos, risadas regadas e forró e comida nordestina, amo vocês.

Aos membros da banca: Prof Fábio Yamashita, Prof Ilyas Siddique, Profa Isabela Maia Toaldo Fedrigo, Profa Ana Carolina de Oliveira Costa, por aceitarem o nosso convite e pelas contribuições a este trabalho.

Agradeço a Universidade Federal de Santa Catarina e ao Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos pela disposição de toda estrutura física e intelectual oferecida aos alunos, aos professores do PPGCAL por todos os ensinamentos e ao secretário Sérgio por todo trabalho administrativo. À Fapesc obrigada pela bolsa de estudos concedida.

A Deus pela vida, pela saúde e esperança.

Muito obrigada a todos que contribuíram e me ajudaram de alguma forma a desenvolver este projeto.

*Viva como se fosse morrer amanhã.  
Aprenda como se fosse viver para sempre.*  
Mahatma Gandhi

## RESUMO

As folhas de uvaia (*Eugenia pyriformis*), grumixama (*Eugenia brasiliensis*) e feijoa (*Acca sellowiana*) são subprodutos do manejo dos Sistemas Agroflorestais (SAF). Estes materiais possuem características para uso sustentável, uma vez que são fonte de metabólitos secundários naturais com potencial de uso para indústria de alimentos, química e farmacêutica. Porém, os compostos bioativos naturais são instáveis às condições de processamento industrial, o que torna o seu uso limitado. Nesse sentido, a tecnologia de nanoemulsão pode ser uma alternativa inovadora para aumentar a estabilidade destes compostos e facilitar a entrega em sistemas alimentares. Sendo assim, esta tese tem como objetivo geral explorar o potencial tecnológico de espécies nativas de Myrtaceae brasileiras. No Capítulo II da tese foi realizado o levantamento das espécies de Myrtaceae brasileiras que se encontram com algum *status* de ameaça de extinção segundo as listas vermelhas da *International Union for Conservation of Nature's* (IUCN) e Centro Nacional de Conservação da Flora (CNCFlora). Após, foram compilados seus usos medicinais e alimentares, relatados em artigos científicos, livros de referências, bancos de dados online e fontes de profissionais. Entre as 551 espécies avaliadas quanto ao estado de conservação, encontramos uso alimentar ou medicinal em 187, um terço das quais está sob algum grau de ameaça de extinção. Logo, foi estruturado um resumo abrangente de suas propriedades relatadas para alimentos (168 espécies) e medicamentos (42 espécies). Frutas, óleo essencial de folhas e extratos vegetais são os principais produtos pesquisados. Esses produtos possuem um conjunto de componentes nutricionais e/ou compostos bioativos que podem suprir demandas específicas da indústria alimentícia, farmacêutica e/ou cosmética e auxiliar a manutenção da biodiversidade destes sistemas através da conservação pelo uso. No Capítulo III desta tese foram coletadas folhas da uvaia, grumixama e feijoa de SAF do Estado de Santa Catarina e avaliado o efeito da temperatura de secagem (40, 50 e 60°C) sobre o perfil de compostos fenólicos avaliado por Cromatografia Líquida acoplada a uma fonte de ionização por Electrospray tandem Espectrometria de Massas (LC-ESI-MS/MS) e potencial de atividade antioxidante dos extratos produzidos das folhas. Nos extratos de uvaia, os compostos majoritários foram o epigalocatequina galato, ácido gálico e isoquercitrina, responsáveis por 94% de sua composição fenólica, as folhas secas a 50°C resultaram em uma maior concentração de fenólicos. O ácido gálico, 2,5 DHBA e isoquercitrina representam 79% da composição relativa de compostos fenólicos nos extratos de grumixama, e as folhas secas a 60°C foi a condição que permitiu maior concentração de fenólicos. Enquanto, a epicatequina, catequina, ácido gálico e isoquercitrina correspondem por 66% da composição de compostos fenólicos das folhas de feijoa. A grumixama apresentou os maiores valores para potencial de atividade antioxidante pelos métodos FCRC e DPPH enquanto a feijoa apresentou valores significativos para FRAP, em todos os tratamentos. As folhas secas a 50°C apresentaram maior potencial de atividade antioxidante para todos os métodos, exceto para grumixama que apresentou esse comportamento a 60°C. O Capítulo IV apresenta o estudo da formulação e caracterização de nanoemulsões produzidas pelo método da emulsificação espontânea, carregadas com extrato liofilizado das folhas de grumixama. Foram preparadas formulações com 0, 125 e 200 mg de extrato das folhas de grumixama, denominadas de Controle (C), E125 e E200, respectivamente. Todas as nanoemulsões apresentaram tamanho nanométrico, potencial zeta próximo a -30 mV e índice de polidispersividade (PDI) < 0,40. Estes parâmetros garantiram uma boa estabilidade ao longo de 180 e 160 dias de armazenamento a 4°C, para E125 e E200, respectivamente. Morfologicamente (Microscopia Eletrônica de Transmissão - TEM) as nanoemulsões apresentaram forma esféricas, a formulação E125 apresentou superfície compacta enquanto a E200 apresentou ramificações que foram atribuídas ao excesso de extrato e diminuição da concentração do óleo de semente de uva nesta formulação. Os resultados obtidos na análise

termogravimétrica (TG) sugerem que a nanoemulsão E125 atuou mais eficientemente na proteção da degradação térmica do extrato até 250°C. A análise de calorimetria diferencial de varredura (DSC) indicou que houve uma boa compatibilidade entre o extrato das folhas de grumixama e os demais componentes da nanoemulsão. Os principais grupos funcionais encontrados nos espectros obtidos na espectroscopia no infravermelho por transformada de Fourier (FTIR) do extrato são de acordo com o identificado na estrutura do ácido gálico, 2,5 DHBA e isoquercitrina. A formulação E125 apresentou melhor performance de encapsulação quando comparada a E200 e a nanotecnologia pode ser uma alternativa viável para a proteção dos compostos bioativos e desenvolvimento de novos produtos e ingredientes sustentáveis. O Capítulo V teve como objetivo a avaliação do potencial da atividade antioxidante e atividade antimicrobiana das nanoemulsões com extrato das folhas de grumixama (E125 e E200). O potencial de atividade antioxidante das nanoemulsões avaliada pelos métodos CRFC e DPPH aumentou com a adição do extrato das folhas de grumixama nas formulações E125 e E200 e os resultados se mantiveram estáveis após 30 dias de armazenamento. O extrato liofilizado das folhas de grumixama na forma livre apresentou forte atividade antimicrobiana contra as cepas de *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Listeria monocytogenes*, *Escherichia coli*, *Salmonella Typhimurium* avaliado pelo método de difusão em disco. As nanoemulsões apresentaram uma tendência de atividade antimicrobiana similar ao extrato na forma livre com maior atividade contra as bactérias Gram-positivas (*S. aureus*, *B. cereus*, *L. monocytogenes*). A nanoemulsão E125 apresentou CIM contra *B. cereus* e *L. monocytogenes* e CBM apenas para *L. monocytogenes*. Por outro lado, a nanoemulsão E200 apresentou CIM e CBM para todas as espécies Gram-positivas. Contudo, as nanoemulsões carregadas com extrato das folhas de grumixama apresentaram características promissoras para aplicação como aditivo natural antioxidante e antimicrobiano para produtos alimentícios. Estes resultados reforçam a importância de avaliar o potencial tecnológico e funcional de espécies endêmicas brasileiras, a fim de promover ampliação e diversificação de extratos naturais para uso industrial, bem como promover a conservação destas espécies nativas por meio do uso contínuo.

**Palavras-chave:** Extratos vegetais; família Myrtaceae, sustentabilidade; nanoemulsão; aditivos antioxidante; aditivo antimicrobiano.

## ABSTRACT

The uvaia (*Eugenia pyriformis*), grumixama (*Eugenia brasiliensis*) and feijoa (*Acca sellowiana*) leaves are by-products of the management of Agroforestry Systems (AFS) in the State of Santa Catarina. These materials have characteristics for sustainable use, since they are a source of natural secondary metabolites with potential use in the food, chemical and pharmaceutical industries. However, natural bioactive compounds are unstable under industrial processing conditions, which makes their use limited. In this context, nanoemulsion technology may be an innovative alternative to increase the stability of these compounds and facilitate delivery into food systems. Thus, this project has as general objective of exploring the technological potential of Myrtaceae native species from the State of Santa Catarina. In Chapter II a review of the threatened Brazilian Myrtaceae species with category risk according to the IUCN and CNCFlora red lists was carried out. Then, their medicinal and food uses, reported in scientific articles, reference books, online databases, and professional sources, were compiled. Among the 551 species assessed for conservation status we found food or medicinal uses in 187, a third of which are under some degree of threat with extinction. Therefore, a comprehensive review of their reported properties for food (168 species) and medicines (42 species) has been structured. Fruits, essential oil from leaves, and plant extracts are the main products investigated. These products have a set of nutritional components and/or bioactive compounds that can supply specific demands of the food, pharmaceutical and/or cosmetic industry and help maintain the biodiversity of these systems through conservation through use. In Chapter III of this project, uvaia, grumixama, and feijoa leaves were collected from AFS in Santa Catarina State, and the effect of drying temperature (40, 50 and 60°C) on the phenolic compounds profile evaluated by LC-ESI-MS/MS, and antioxidant activity of the extracts produced from the leaves were evaluated. In the uvaia extracts, the major compounds were EGCG, gallic acid, and isoquercitrin, accounting for 94% of their phenolic compounds, and leaves dried at 50°C promoted a better phenolic extraction. The gallic acid, 2,5 DHBA and isoquercitrin represent 79% of the relative composition of phenolic compound in grumixama extracts, and leaves dried at 60°C was the condition that allowed a greater extraction. While, epicatechin, catechin, gallic acid, and isoquercitrin correspond by 66% of phenolic composition of feijoa leaves. Grumixama had the highest values for antioxidant activity by the FCRC and DPPH while feijoa had significant values for FRAP, in all treatments. Dried leaves at 50°C showed higher antioxidant activity for all methods, except for grumixama that showed this behavior at 60°C. Chapter IV presents the study of nanoemulsion formulation and characterization, produced by the spontaneous emulsification method, loaded with lyophilized grumixama leaves extract. Formulations with 0, 125, and 200 mg of grumixama leaves extract were prepared, named Control (C), E125, and E200, respectively. All nanoemulsions showed nanometer size, zeta potential near -30 mV, and PDI < 0.40. These parameters ensured good stability over 180 and 160 days of storage at 4°C, for E125 and E200, respectively. Morphologically (TEM) the nanoemulsions presented a spherical shape, formulation E125 presented a compact surface, while E200 presented branching that was attributed to the excess of extract and decreased concentration of grape seed oil in this formulation. The results obtained in TG suggest that the E125 nanoemulsion acted more efficiently in protecting the extract from thermal degradation up to 250°C. DSC analysis indicated that there was good compatibility between the grumixama leaves extract and the other components of the nanoemulsion. The main functional groups found in the FTIR spectra of the extract are in accordance with that identified in the structure of gallic acid, 2,5 DHBA, and isoquercitrin. Formulation E125 showed better encapsulation performance when compared to E200 and nanotechnology may be a viable alternative for the protection of bioactive compounds and development of new sustainable products and ingredients. Chapter V aimed to evaluate the antioxidant and

antimicrobial activity of nanoemulsions with extract of grumixama leaves (E125 and E200). The nanoemulsions antioxidant activity evaluated by the CRFC and DPPH methods increased with the addition of the grumixama leaves extract in formulations E125 and E200, and the results remained stable after 30 days of storage. The freeze-dried extract of the grumixama leaves in free form showed strong antimicrobial activity against the strains of *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Listeria monocytogenes*, *Escherichia coli*, *Salmonella* Typhimurium evaluated by the disc diffusion method. The nanoemulsions showed a trend of antimicrobial activity similar to the free form extract with higher activity against Gram-positive bacteria (*S. aureus*, *B. cereus*, *L. monocytogenes*). The E125 nanoemulsion showed MIC against *B. cereus* and *L. monocytogenes* and MBC only for *L. monocytogenes*. On the other hand, the E200 nanoemulsion showed MIC and MBC for all Gram-positive species. However, nanoemulsions loaded with grumixama leaves extract showed promising characteristics for application as a natural antioxidant and antimicrobial additive for food products. These results reinforce the importance of evaluating the technological and functional potential of endemic species of Santa Catarina State, in order to promote the expansion and diversification of natural extracts for industrial use, as well as to promote the conservation of these native species through continued use.

**Keywords:** Plant extracts; Myrtaceae family, sustainability; nanoemulsion; antioxidant additive; antimicrobial additive.

## LISTA DE FIGURAS

### CAPÍTULO I

Figura 1.1. Classificação dos SAFs. ....	30
Figura 1.2. Influência da manutenção das árvores na produção de milho. ....	31
Figura 1.3. Árvore (A), folhas e frutos (B) da espécie <i>E. pyriformis</i> . ....	35
Figura 1.4. Árvore da espécie <i>Eugenia brasiliensis</i> Lam. (A), folhas (B) e frutos (C).....	37
Figura 1.5. Imagem da cavidade secretora da folha da <i>Eugenia brasiliensis</i> obtida por microscopia óptica. ....	38
Figura 1.6. Árvore (A), frutos e folhas (B) da espécie <i>Acca sellowiana</i> . ....	40
Figura 1.7. Percentual de documentos científicos publicados relacionadas aos métodos de determinação da atividade antioxidante in vitro, entre os anos 2000-2020. ....	49
Figura 1.8. Atividade antibacteriana, antiviral e antifúngica de alguns compostos bioativos individuais. ....	53
Figura 1.9. Nanotecnologia aplicada a diferentes etapas da cadeia de produção de alimentos. ....	55
Figura 1.10. Mecanismos de desestabilização de nanoemulsões. ....	57

### CAPÍTULO II

Figura 2.1. Número de espécies (%) com uso reportado para alimentação (a) ou medicinal (b), do total das Myrtaceae brasileiras ameaçadas de extinção (551). Os tipos de fontes bibliográficas são definidos na Tabela 1 e NA= não revisados neste trabalho. As categorias de risco são dispostas em ordem crescente: <i>Extinct</i> (EX) > <i>Critically endangered</i> (CR) > <i>Endangered</i> (EN) > <i>Vulnerable</i> (VU) > <i>Near Threatened</i> (NT) > <i>Data Deficient</i> (DD) > <i>Least Concern</i> (LC). Nenhum uso foi relatado para as duas espécies extintas. ....	85
---	----

### CAPÍTULO III

Figura 3.1. Imagens das folhas de uvaia, grumixama e feijoa in natura e após a secagem convectiva em diferentes temperaturas. ....	125
Figura 3.2. Curvas de secagem das folhas de: A) uvaia, B) grumixama e C) feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.....	133

Figura 3.3. Ajustes lineares da taxa de secagem no período de taxa constante das folhas de: A) uvaia, B) grumixama e C) feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C. ....	138
Figura 3.4. Variação das taxas de secagem em função da razão de umidade das folhas de uvaia, grumixama e feijoa nas temperaturas de 40, 50 e 60°C. ....	141
Figura 3.5. Representação de Arrhenius para a relação entre o coeficiente de difusão efetivo e a temperatura absoluta para as folhas: A) uvaia, B) grumixama e C) feijoa. ....	144
Figura 3.6. Diagrama de Pareto para o planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção do extrato das folhas de uvaia. ....	151
Figura 3.7. Diagrama de Pareto para o planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção do extrato das folhas de grumixama. ....	151
Figura 3.8. Diagrama de Pareto para o planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção do extrato das folhas de feijoa. ....	152
Figura 3.9. Principais compostos dos extratos das folhas in natura de (a) uvaia, (b) grumixama e (c) feijoa. ....	160
Figura 3.10. Efeito da temperatura de secagem sobre os principais compostos dos extratos das folhas de (a) uvaia, (b) grumixama e (c) feijoa. Letras minúsculas comparação do mesmo composto fenólico em diferentes temperaturas de secagem das folhas. ....	161
Figura 3.11. Atividade antioxidante dos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa pelos métodos FCRC, DPPH e FRAP. Letras minúsculas comparação da mesma amostra em diferentes temperaturas. Letras maiúsculas comparação entre as diferentes amostras com o mesmo tratamento ( $p \leq 0,05$ ). ....	164

## **CAPÍTULO IV**

Figura 4.1. Esquema do processo de produção das nanoemulsões pelo método de emulsificação espontânea. ....	181
Figura 4.2. Nanoemulsões após 24h de produção. Onde, controle, E50, E125 e E200 correspondem as formulações com 0, 50, 125 e 200mg de extrato das folhas de grumixama, respectivamente. ....	184
Figura 4.3. Distribuição do tamanho das partículas (a) e índice de polidispersividade (PDI) (b) das nanoemulsões ao longo de 180 dias de armazenamento à 4°C. Onde, C, E125 e E200 correspondem as formulações com 0, 125 e 200mg de extrato das folhas de grumixama, respectivamente. ....	186

Figura 4.4. Sedimentação na nanoemulsão E200 (formulação com 200mg de extrato das folhas de grumixama), com 160 dias de armazenamento a 4°C. ....	188
Figura 4.5. Distribuição do potencial zeta das nanoemulsões ao longo de 180 dias de armazenamento à 4°C. Onde, C, E125 e E200 correspondem as formulações com 0, 125 e 200 mg de extrato das folhas de grumixama, respectivamente. ....	189
Figura 4.6. Imagens obtidas por TEM para as nanoemulsões sem e com extrato das folhas de grumixama. Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato, respectivamente. ....	192
Figura 4.7. Curvas de TG (a) e DTG (b) do extrato liofilizado das folhas de grumixama (EL) e das nanoemulsões C, E125 e E200. Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato, respectivamente. ....	193
Figura 4.8. Termogramas obtidos por DSC das nanoemulsões com e sem extrato das folhas de grumixama. Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato das folhas de grumixama liofilizado, respectivamente. ....	196
Figura 4.9. Espectros no FTIR para o extrato liofilizado das folhas de grumixama (EL) e nanoemulsões C, E125 e E200, que correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato, respectivamente. ....	197
Figura 4.10. Estrutura dos compostos majoritários das folhas de grumixama secas a 60°C. ....	198

## **CAPÍTULO V**

Figura 5.1. Atividade antioxidante do extrato liofilizado (EL) (0,6 mg mL <sup>-1</sup> ) e nanoemulsões C, E125 e E200 que correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato das folhas de grumixama, respectivamente. Letras minúsculas: comparação entre as nanoemulsões no mesmo dia. Letras maiúsculas: comparação da mesma nanoemulsão em diferentes dias. ....	215
Figura 5.2. Halo de inibição pelo método da difusão em disco do extrato liofilizado e das nanoemulsões. Onde Controle, E125 e E200 são nanoemulsões com a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato. ....	219

## LISTA DE TABELAS

### CAPÍTULO I

Tabela 1.1 Diferentes tipos de antioxidantes e suas funções.....	43
Tabela 1.2. Principais métodos <i>in vitro</i> de quantificação da atividade antioxidante em espécies vegetais.....	44

### CAPÍTULO II

Tabela 2.1. Número de espécies de Myrtaceae brasileiras avaliadas com ameaça de extinção com uso alimentar (168) e medicinal (42) reportado (ambos usos: 23), de acordo com o tipo de fonte bibliográfica.....	84
Tabela 2.2. Espécies frutíferas de Myrtaceae brasileira ameaçadas. ....	87
Tabela 2.3. Composição química de óleos essenciais de folhas de Myrtaceae brasileiras ameaçadas.....	92
Tabela 2.4. Atividade biológica de Myrtaceae brasileiras ameaçadas.....	96
Tabela 2.5. Atividade antioxidante de frutos e folhas de espécies de Myrtaceae brasileira ameaçadas.....	100

### CAPÍTULO III

Tabela 3.1. Dados de coleta das folhas. ....	124
Tabela 3.2. Modelos matemáticos aplicados as curvas de secagem das folhas de uvaia, grumixama e feijoa. ....	126
Tabela 3.3. Matriz do planejamento fatorial completo 2 <sup>2</sup> . ....	128
Tabela 3.4. Condições de temperatura (°C) e tempo, umidade final em base seca (bs) e em base úmida (bu) das folhas de uvaia, grumixama e feijoa <i>in natura</i> e secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.....	137
Tabela 3.5. Taxas de secagem no período constante, coeficiente de determinação, umidade crítica ( $X_c$ ) e tempo para atingir a umidade crítica das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas a 40, 50 e 60°C.....	139
Tabela 3.6. Coeficiente de difusão da umidade ( $D_{ef}$ ) e energia de ativação ( $E_a$ ) das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C. ....	142

Tabela 3.7. Ajuste dos modelos aplicados aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de uvaia.....	146
Tabela 3.8. Ajuste dos modelos aplicados aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de grumixama.....	146
Tabela 3.9. Ajuste dos modelos aplicados aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de feijoa.....	147
Tabela 3.10. Níveis, variáveis e a respostas obtidas para o planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> para obtenção dos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa.....	150
Tabela 3.11. Efeitos, erro padrão, valores de t, probabilidade estatística p, coeficientes de regressão linear e limites de confiança a ±95% de confiança, obtidos pelo planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção dos extratos das folhas de uvaia.....	154
Tabela 3.12. Análise de variância (ANOVA) obtida pelo planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção dos extratos da folha de uvaia.....	154
Tabela 3.13. Efeitos, erro padrão, valores de t, probabilidade estatística p, coeficientes da regressão linear e limites de confiança a ±89,5% de confiança, obtidos pelo planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção dos extratos das folhas de grumixama. ....	154
Tabela 3.14. Análise de variância (ANOVA) obtida pelo planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção dos extratos da folha de grumixama. ....	155
Tabela 3.15. Efeitos, erro padrão, valores de t, probabilidade estatística p, coeficientes da regressão linear e limites de confiança a ±89,5%, obtidos pelo planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção dos extratos das folhas de feijoa.....	155
Tabela 3.16. Análise de variância (ANOVA) obtida pelo planejamento fatorial 2 <sup>2</sup> de produção dos extratos da folha de feijoa.....	155
Tabela 3.17. Perfil de compostos fenólicos (mg Kg SS-1) dos extratos das folhas <i>in natura</i> e secas de feijoa, grumixama e uvaia.....	157

## **CAPÍTULO IV**

Tabela 4.1. Formulações das nanoemulsões sem e com extrato das folhas de grumixama liofilizado.....	180
Tabela 4.2. Resultados obtidos das curvas DTG para o extrato liofilizado (EL) e nanoemulsões C, E125 e E200. Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato, respectivamente. ....	193

Tabela 4.3. Propriedades térmicas das nanoemulsões sem e com extrato das folhas de grumixama.....	196
---	-----

## **CAPÍTULO V**

Tabela 5.1. Atividade antimicrobiana do extrato das folhas de grumixama e nanoemulsões pelo método da difusão em disco. ....	218
--	-----

Tabela 5.2. Concentração inibitória mínima (CIM) ( $\text{mg mL}^{-1}$ ) e concentração bactericida mínima (CBM) ( $\text{mg mL}^{-1}$ ) do extrato das folhas de grumixama liofilizado e nanoemulsões. ....	221
--	-----

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO .....</b>	<b>23</b>
1.1	DIAGRAMA CONCEITUAL .....	26
<b>CAPÍTULO I.....</b>		<b>28</b>
<b>REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b>		
1.1	SISTEMAS AGROFLORESTAIS AGROECOLÓGICOS.....	29
1.2	PLANTAS DA FAMÍLIA MYRTACEAE .....	33
1.2.1	<i>Eugenia pyriformis</i> Cambess (Uvaia) .....	34
1.2.2	<i>Eugenia brasiliensis</i> Lamarck (Grumixama).....	36
1.2.3	<i>Acca sellowiana</i> (Feijoa ou Goiaba-serrana).....	39
1.3	Propriedades dos extratos vegetais .....	42
1.3.1	Atividade antioxidante.....	42
1.3.2	Atividade antimicrobiana.....	51
1.4	NANOTECNOLOGIA PARA USO EM ALIMENTOS.....	54
1.4.1	Nanoemulsão.....	55
<b>REFERÊNCIAS.....</b>		<b>59</b>
<b>CAPÍTULO II .....</b>		<b>80</b>
<b>POTENCIAL DE CONSERVAÇÃO DE MYRTACEAE BRASILEIRAS AMEAÇADAS POR MEIO DO USO SUSTENTÁVEL ALIMENTÍCIO E MEDICINAL</b>		
<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO .....</b>	<b>81</b>
<b>2</b>	<b>ESTRATÉGIA DE BUSCA.....</b>	<b>82</b>
2.1	BUSCA DAS ESPÉCIES DE MYRTCAEAES BRASILEIRAS AMEAÇADAS .. .....	82
2.2	BUSCA PELO USO: ALIMENTÍCIO E MEDICINAL .....	83
2.3	DETALHAMENTO DA BUSCA SCOPUS DATABASE .....	83
<b>3</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>	<b>84</b>
3.1	USO ALIMENTÍCIO E MEDICINAL NAS MYRTACEAE AMEAÇADAS....	84
3.2	ESPÉCIES FRUTÍFERAS: COMPOSIÇÃO E CARACTERÍSTICAS GERAIS	86
3.3	ÓLEOS ESSENCIAIS .....	91
3.4	EXTRATOS .....	99
<b>4</b>	<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>105</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>		<b>106</b>

<b>CAPÍTULO III.....</b>	<b>121</b>
<b>FOLHAS DE UVAIA, GRUMIXAMA E FEJOA (MYRTACEAE) OBTIDAS DA AGROFLORESTA: UMA ALTERNATIVA SUSTENTÁVEL PARA PRODUÇÃO DE EXTRATOS ANTIOXIDANTES</b>	
<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>122</b>
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>124</b>
2.1 COLETA E PREPARO DAS MATERIAS-PRIMAS.....	124
2.2 PROCEDIMENTO EXPERIMENTAL DE SECAGEM .....	124
2.2.1 <b>Curvas de secagem.....</b>	<b>124</b>
2.2.2 <b>Ajuste linear da taxa constante de secagem.....</b>	<b>125</b>
2.2.3 <b>Taxa de secagem .....</b>	<b>126</b>
2.2.4 <b>Aplicação de modelos matemáticos .....</b>	<b>126</b>
2.3 OTIMIZAÇÃO DO PROCESSO DE PRODUÇÃO DOS EXTRATOS .....	127
2.4 PRODUÇÃO DOS EXTRATOS .....	129
2.4.1 <b>Obtenção dos extratos das folhas frescas .....</b>	<b>129</b>
2.4.2 <b>Extrato das folhas secas .....</b>	<b>129</b>
2.5 CARACTERIZAÇÃO DOS EXTRATOS .....	130
2.5.1 <b>Perfil de compostos fenólicos por LC-ESI-MS/MS .....</b>	<b>130</b>
2.5.2 <b>Atividade antioxidante.....</b>	<b>131</b>
2.5.2.1 Capacidade redutora do Folin-Ciocalteu.....	131
2.5.2.2 DPPH .....	131
2.5.2.3 FRAP.....	132
2.6 ANÁLISE ESTATÍSTICA .....	132
<b>3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>	<b>133</b>
3.1 CURVAS DE SECAGEM .....	133
3.2 MODELAGEM MATEMÁTICA DAS CURVAS DE SECAGEM .....	142
3.2.1 <b>Coefficiente de difusão e energia de ativação.....</b>	<b>142</b>
3.2.2 <b>Avaliação do ajuste dos modelos empíricos e semi-empíricos.....</b>	<b>145</b>
3.3 PLANEJAMENTO FATORIAL.....	149
3.4 CARACTERIZAÇÃO DOS EXTRATOS .....	156
3.4.1 <b>Perfil de compostos fenólicos por LC-ESI-MS/MS .....</b>	<b>156</b>
3.4.2 <b>Potencial de atividade antioxidante.....</b>	<b>163</b>
<b>4 CONCLUSÕES.....</b>	<b>166</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>167</b>

<b>CAPÍTULO IV</b> .....	<b>177</b>
<b>CARACTERIZAÇÃO DE NANOEMULSÃO PRODUZIDA POR MÉTODO DE BAIXA ENERGIA: EFEITO DA ADIÇÃO DO EXTRATO DAS FOLHAS DE GRUMIXAMA</b>	
<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> ..... <b>178</b>
<b>2</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS</b> ..... <b>179</b>
2.1	PRODUÇÃO DO EXTRATO DAS FOLHAS DE GRUMIXAMA ..... 179
2.2	PRODUÇÃO DAS NANOEMULSÕES ..... 180
2.3	CARACTERIZAÇÃO DAS NANOEMULSÕES ..... 181
2.3.1	<b>Eficiência de encapsulação (EE%)</b> ..... <b>181</b>
2.3.2	<b>Tamanho, PDI, Potencial Zeta e pH</b> ..... <b>182</b>
2.3.3	<b>Estabilidade das nanoemulsões</b> ..... <b>182</b>
2.3.4	<b>Microscopia eletrônica de transmissão (TEM)</b> ..... <b>183</b>
2.3.5	<b>Análise termogravimétrica (TG)</b> ..... <b>183</b>
2.3.6	<b>Calorimetria diferencial de varredura (DSC)</b> ..... <b>183</b>
2.3.7	<b>Espectroscopia no infravermelho por transformada de Fourier (FTIR) ....</b> <b>183</b>
<b>3</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> ..... <b>184</b>
3.1	NANOEMULSÕES PRODUZIDAS ..... 184
3.2	EFICIÊNCIA DE ENCAPSULAÇÃO (%) ..... 185
3.3	ESTABILIDADE DAS NANOEMULSÕES ..... 186
3.3.1	<b>Tamanho e PDI</b> ..... <b>186</b>
3.3.2	<b>Potencial Zeta</b> ..... <b>188</b>
3.4	MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE TRANSMISSÃO (TEM) ..... 191
3.5	ANÁLISES TÉRMICAS ..... 192
3.5.1	<b>Análise termogravimétrica (TG)</b> ..... <b>192</b>
3.5.2	<b>Calorimetria diferencial de varredura (DSC)</b> ..... <b>195</b>
3.6	ESPECTROSCOPIA NO INFRAVERMELHO POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FTIR) ..... 197
<b>4</b>	<b>CONCLUSÕES</b> ..... <b>199</b>
	<b>REFERÊNCIAS</b> ..... <b>201</b>
<b>CAPÍTULO V</b> .....	<b>209</b>
<b>POTENCIAL DE ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E ATIVIDADEANTIMICROBIANA DE NANOEMULSÕES CARREGADAS COM EXTRATO DAS FOLHAS DE GRUMIXAMA</b>	

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO .....</b>	<b>210</b>
<b>2</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>211</b>
2.1	PRODUÇÃO DAS NANOEMULSÕES .....	211
2.2	POTENCIAL DE ATIVIDADE ANTIOXIDANTE.....	211
<b>2.2.1</b>	<b>DPPH.....</b>	<b>211</b>
<b>2.2.2</b>	<b>Capacidade redutora do Folin-Ciocalteu.....</b>	<b>212</b>
2.3	ATIVIDADE ANTIMICROBIANA .....	212
<b>2.3.1</b>	<b>Culturas bacteriana .....</b>	<b>212</b>
<b>2.3.2</b>	<b>Detecção da atividade antimicrobiana – Difusão em disco .....</b>	<b>212</b>
<b>2.3.3</b>	<b>Concentração Inibitória Mínima (CIM) .....</b>	<b>213</b>
<b>2.3.4</b>	<b>Concentração Bactericida Mínima (CBM) .....</b>	<b>214</b>
<b>3</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÕES.....</b>	<b>214</b>
3.1	POTENCIAL DE ATIVIDADE ANTIOXIDANTE.....	214
3.2	ATIVIDADE ANTIMICROBIANA .....	217
<b>3.2.1</b>	<b>Halo de inibição .....</b>	<b>217</b>
<b>3.2.2</b>	<b>Concentração inibitória mínima (CIM) e concentração bactericida mínima (CBM) .....</b>	<b>221</b>
<b>4</b>	<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>223</b>
	<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>225</b>
	<b>CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS FUTURAS.....</b>	<b>229</b>
	<b>APÊNDICE A – Lista completa de espécies de Myrtaceae ameaçadas e suas respectivas categorias de risco, sinônimos e referência de uso alimentar e medicinal .....</b>	<b>231</b>
	<b>APÊNDICE B – Resultado da busca na base de dados Scopus para os nomes aceitos e sinônimos das Myrtaceae brasileiras ameaçadas.....</b>	<b>285</b>
	<b>APÊNDICE C – Ajuste da segunda lei de fick aos dados experimentais das folhas de uvaia, grumixama e feijoa .....</b>	<b>296</b>
	<b>APÊNDICE D - Ajuste do modelo Logarítmico de secagem ajustado as curvas cinéticas das folhas de uvaia, grumixama e feijoa .....</b>	<b>298</b>
	<b>APÊNDICE E – Resíduos do ajuste do modelo logarítmico.....</b>	<b>300</b>
	<b>APÊNDICE F – Curvas de TG (a) e DTG (b) da lecitina, óleo de semente de uva (OSU) e P123. ....</b>	<b>301</b>

## 1 INTRODUÇÃO

A uvaia (*Eugenia pyriformis*), grumixama (*Eugenia brasiliensis*) e a feijoa (*Acca sellowiana* ou *feijoa sellowiana*) são espécies de árvores frutíferas, nativas brasileiras encontradas na Mata Atlântica e pertencentes a família Myrtaceae. Os frutos destas espécies possuem características de sabor e aroma intensos, além de uma composição rica em macro e microelementos que levou a classificação destas como “superfrutas” (ARAÚJO et al., 2019; HAMINIUK et al., 2011; SANTOS et al., 2009; SILVA et al., 2019).

Estas espécies são cultivadas no Brasil em escala local, mas também estão sendo consideradas como uma alternativa para incorporação em Sistemas Agroflorestais Agropecuários (SAFAs) no estado de Santa Catarina. Segundo Parra et al. (2018) as SAFAs são sistemas de manejo da terra que visam integrar cultivos herbáceos e lenhosos, com espécies agrícolas e/ou criação de animais, simultânea e intencionalmente, sendo este sistema mantido com os princípios agroecológicos. Porém, este conceito ainda está sendo discutido e construído, devido a sua ampla abrangência.

O interesse na implementação da uvaia, grumixama e feijoa nas SAFAs surgiu pelo fato de serem árvores lenhosas perenes, frutíferas e nativas, e por terem apresentado um bom desenvolvimento quando inseridas para restauração de áreas degradadas no estado de Santa Catarina. Permitindo assim, uma rápida obtenção de produtos agrícolas que podem ser utilizados para o próprio consumo do produtor ou geração de renda, contribuindo para a promoção da autonomia e soberania das famílias produtoras (RADOMSKI; LACERDA; KELLERMANN, 2014). Além disso, o consumo de algumas Myrtaceae vem sendo negligenciado pela população e, portanto, a implementação nestes sistemas seria de grande importância para manutenção destas espécies nativas (TAVER et al., 2022).

Como parte do manejo destas árvores nas SAFAs, as podas são fundamentais para aumentar a disponibilidade de luz e água para as culturas e para ciclagem de nutrientes (MARQUES; MONTEIRO, 2016). Além destas propriedades, as podas também disponibilizam um segundo produto das árvores, as folhas. As folhas apresentam um grande potencial de comercialização, em razão de diversas pesquisas confirmarem algumas propriedades funcionais. Entre elas podemos citar, a atividade antimicrobiana do extrato etanólico e do óleo essencial extraído das folhas de uvaia (*E. pyriformis*) (CHAVASCO et al., 2014; SOUZA; ARMSTRONG, 2014), atividade anti-inflamatória do extrato aquoso e metanólico das folhas

de grumixama (*E. brasiliensis*) (DAMETTO et al., 2018) e atividade antioxidante do extrato etanólico das folhas da feijoa (*Acca sellowiana*) (MOSBAH et al., 2018).

Nesse contexto, faz-se necessária uma maior investigação do potencial tecnológico das folhas destas espécies inseridas nas SAFAs, para fins comerciais. Sendo assim, o objetivo geral desta tese foi explorar o *status* de risco de extinção da família Myrtaceae no Brasil, relacionar as espécies ameaçadas com os potenciais usos medicinais e alimentícios, explorar o potencial tecnológico das folhas de uvaia, grumixama e feijoa do Estado de Santa Catarina, com o propósito de obter um extrato com propriedades funcionais e estabilidade suficiente para aplicação como aditivo em alimentos. A fim de contemplar todos estes aspectos a tese foi dividida da seguinte forma:

Capítulo I – Revisão Bibliográfica. Apresenta uma revisão da literatura sobre as SAFAs, as espécies da família Myrtaceae uvaia, grumixama e feijoa. Os extratos vegetais e as propriedades inerentes a estes, dentre elas a atividade antioxidante e atividade antimicrobiana. E por fim, este capítulo aborda o uso de nanotecnologia em alimentos com destaque para a tecnologia de nanoemulsão.

Capítulo II - Potencial de conservação de Myrtaceae brasileiras ameaçadas por meio do uso sustentável alimentício e medicinal. Este Capítulo apresenta um levantamento extensivo de todas as espécies da família Myrtaceae que se encontram com algum grau de risco de extinção e faz uma associação ao uso alimentício e medicinal destas espécies, relatados em artigos científicos, livros de referências, bancos de dados online e fontes de profissionais, como alternativa de conservação.

Capítulo III - Folhas de uvaia, grumixama e feijoa (Myrtaceae) obtidas da Agrofloresta: uma alternativa sustentável para produção de extratos antioxidantes. Este Capítulo apresenta o estudo dos parâmetros da secagem convectiva das folhas de uvaia, grumixama e feijoa, como temperatura do ar de secagem, tempo, taxa de secagem, coeficiente de difusão efetivo e energia de ativação. Após, foram preparados extratos das folhas *in natura* e secas e avaliado o efeito da temperatura de secagem nas alterações do perfil de compostos fenólicos avaliado por LC-ESI-MS/MS e atividade antioxidante por DPPH, FRAP e CRFC.

Capítulo IV - Caracterização de nanoemulsão produzida por método de baixa energia: efeito da adição do extrato das folhas de grumixama. Neste Capítulo foram produzidas nanoemulsões com adição de diferentes concentrações de extrato liofilizado das folhas de grumixama, a fim de aumentar a estabilidade dos compostos. As nanoemulsões foram caracterizadas quanto a estabilidade por 180 dias (tamanho, potencial zeta, PDI e pH),

morfologia (TEM), análises térmicas (TG e DSC) e grupos funcionais por Espectroscopia no Infravermelho por Transformada de Fourier (FTIR).

Capítulo V - Atividade antioxidante e antimicrobiana de nanoemulsões carregadas com extrato das folhas de grumixama. Neste Capítulo foram determinadas as propriedades funcionais das nanoemulsões: atividade antioxidante foi avaliada por CRFC e DPPH e o ensaio da atividade antimicrobiana foi realizado contra bactérias Gram-positivas (*Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus* e *Listeria monocytogenes*) e Gram-negativas (*Escherichia coli* e *Salmonella Typhimurium*).

## 1.1 DIAGRAMA CONCEITUAL

### Por quê?

- A uvaia (*Eugenia pyriformis*), grumixama (*Eugenia brasiliensis*) e a fejoa (*Acca sellowiana*) são espécies da família Myrtaceae que estão sendo implantadas em Sistemas Agroflorestais Agroecológicos no estado de Santa Catarina.
- As folhas são removidas das árvores durante as podas periódicas e podem apresentar um grande potencial de uso para a indústria de alimentos, química e farmacêutica.
- O potencial tecnológico destas espécies foi pouco explorado e possivelmente elas podem ser uma fonte natural e sustentável de compostos bioativos que apresentam atividade biológica.

### O que consta na literatura?

- Alguns trabalhos avaliaram a atividade biológica das folhas destas espécies, nos quais podemos citar: atividade antioxidante, atividade antimicrobiana, atividade antidepressiva e antiinflamatória.
- Não foi encontrado nenhum artigo da literatura com levantamento do grau de risco de extinção da família Myrtaceae com associação ao uso medicinal e alimentício como alternativa de conservação.
- Não foi encontrada na literatura nenhuma pesquisa com o estudo da secagem destas folhas, bem como a avaliação do impacto desta operação na degradação dos compostos bioativos e na atividade antioxidante.
- Não foi encontrada na literatura nenhuma pesquisa com o a aplicação de nanotecnologia aos extratos obtidos dessas espécies

### Perguntas de pesquisa?

- Quantas espécies de Myrtaceae estão com risco de extinção? Quais e quantas espécies possuem referências de uso medicinal e alimentício?
- Quais são as espécies frutíferas e o que outras pesquisas têm avaliado? Quais os principais usos terapêuticos das Myrtaceae?
- Quais são os principais mecanismos envolvidos na secagem convectiva das folhas de uvaia, grumixama e fejoa?
- A secagem das folhas de uvaia, grumixama e fejoa nas temperaturas de 40, 50 e 60°C causam a degradação dos compostos bioativos e da atividade antioxidante das folhas?
- É possível aplicar a tecnologia de nanoemulsão aos extratos das folhas de grumixama?
- As nanoemulsões possuem eficiência de encapsulação e estabilidade satisfatória? Também possuem propriedades antioxidantes e antimicrobianas para aplicação como aditivo em alimentos?

**Respostas?**

- Mapear as espécies de Myrtaceae brasileiras que possuem potencial de uso alimentício e medicinal.
- Traçar possibilidades de usos que auxiliem a conservação das espécies.
- Avaliar os principais fenômenos que ocorrem na remoção da umidade das folhas durante a secagem
- Selecionar os parâmetros de secagem mais promissores para manutenção dos compostos bioativos e atividade antioxidante para as folhas de uvaia, grumixama e feijoa.
- Produzir nanoemulsões pelo método da emulsificação espontânea com o extrato das folhas de grumixama.
- Caracterizar as nanoemulsões quanto as propriedades tecnológicas, morfológicas, térmicas e funcionais

## **CAPÍTULO I**

### **REVISÃO BIBLIOGRÁFICA**

## 1.1 SISTEMAS AGROFLORESTAIS AGROECOLÓGICOS

O modelo predominante de produção agrícola praticado no Brasil é o modelo convencional. Esta forma de produção visa o aumento constante da produtividade das culturas e se caracteriza pelo uso intensivo de mecanização, irrigação, adubação química, uso de agrotóxicos e de sementes com alto potencial genético, o que tem provocado impactos preocupantes no meio ambiente devido à degradação excessiva dos recursos naturais e ao comprometimento da biodiversidade (STOTZ, 2012; ZILLI et al., 2003).

O aumento de áreas agrícolas degradadas tem provocado mudanças na concepção do uso da terra, baseadas em uma visão holística do processo agrícola, onde os recursos naturais (solo, água e biodiversidade) são explorados de forma mais sustentável. Esta constatação foi percebida pelos consumidores, produtores e pelo meio acadêmico, que perceberam a necessidade da inserção de modelos agrícolas que fossem menos agressivos ao meio ambiente ou que regenerassem a dinâmica florestal (CORRÊA NETO et al., 2016).

Com base neste cenário surgem os Sistemas Agroflorestais (SAFs), que é uma forma de uso da terra onde árvores ou arbustos são utilizados em conjunto com a agricultura e/ou criação de animais numa mesma área, podendo ser plantados de uma só vez ou numa sequência de tempo (NAIR, 1993). Os SAFs são classificados utilizando critérios baseados na estrutura dos sistemas no espaço, função dos diferentes componentes (resultados), natureza socioeconômica e disseminação ecológica (ambiental). Porém, consideram-se os aspectos funcionais e estruturais como os principais para a classificação, os quais são divididos em: (i) sistemas agropastoris - combinação da agricultura com a criação de animais (agricultura + pecuária); (ii) sistemas silvipastoris – integração de árvores nas pastagens para criação de animais domésticos (floresta + pecuária); (iii) sistemas agrossilviculturais ou silviagrícolas – combinação da agricultura com espécies florestais (agricultura + floresta) e; (iv) sistemas agrossilvipastoris - sistemas em que a terra é manejada para a produção silmutânea de cultivos agrícolas e florestais para criação de animais domésticos (agricultura + floresta + pecuária). A Figura 1.1 apresenta a classificação dos SAFs.

Segundo Budowski (1965) a formação de um arranjo agroflorestal deve ser criteriosa, para um melhor enquadramento das espécies pioneiras, secundárias iniciais, secundárias tardias e clímax, para permitir um melhor planejamento e condução do sistema ao longo do tempo, e assim as culturas de interesse agrônômico possam expressar seu potencial de produção, assegurando renda ao produtor.

Figura 1.1. Classificação dos SAFs.



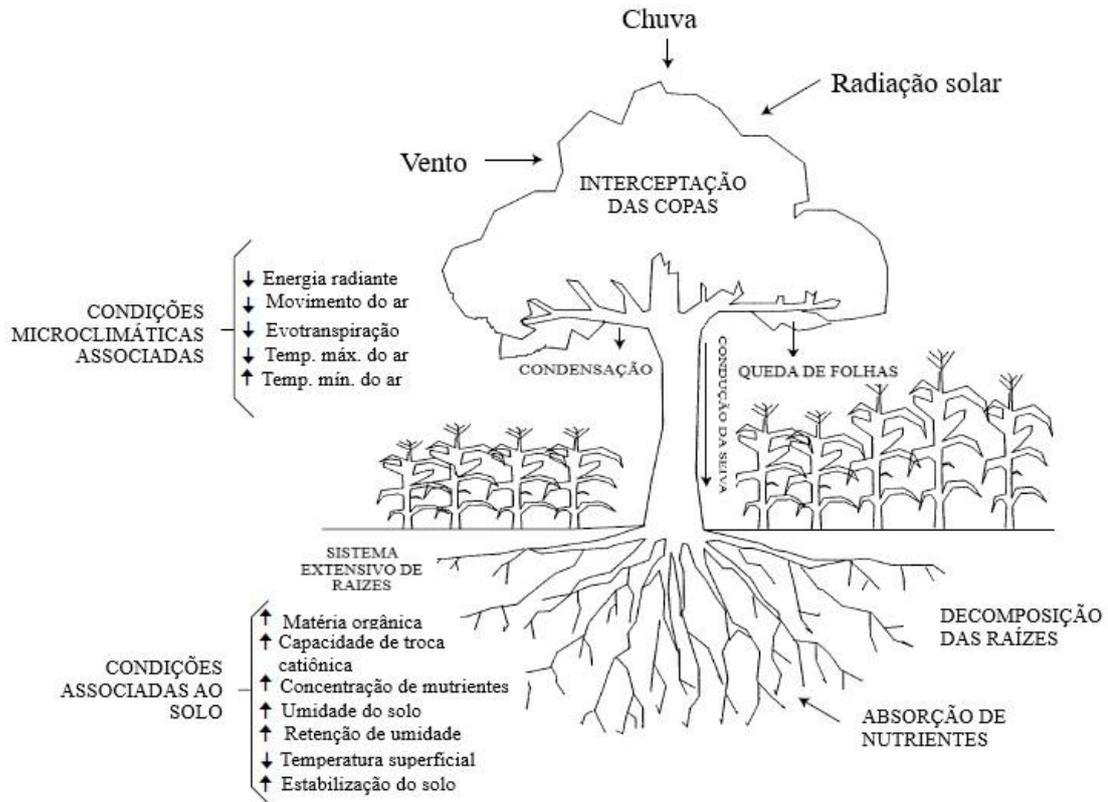
Fonte: Modificado de Amazonas (2013).

O cuidado com o solo é o grande diferencial dos SAFs, o sistema é mantido a partir do entendimento que o solo é a base para todos os ecossistemas terrestres e a saúde do solo reflete diretamente na qualidade do alimento colhido. Ou seja, a qualidade do alimento colhido é reflexo da composição de minerais, matéria orgânica e organismos vivos, que se traduz na fertilidade do solo (SIDDIQUE; DIONÍSIO; SIMÕES-RAMOS, 2017).

As árvores têm um papel fundamental nos SAFs e na conservação da fertilidade do solo, ao contrário da agricultura convencional onde a maior parte da floresta nativa é devastada e as árvores restantes são subutilizadas. As árvores podem melhorar a produtividade de um agroecossistema, influenciando nas características do solo, do microclima, da hidrologia e de outros componentes biológicos associados (ALTIERI et al., 1999). A Figura 1.2 apresenta como exemplo, alguns benefícios da presença das árvores no crescimento do milho.

As árvores afetam o nível de nutrientes do solo, por geralmente possuírem um sistema radicular mais profundo que as espécies secundárias. Devido a isto, as árvores podem exportar as reservas minerais mais profundas do solo, recuperar os nutrientes lixiviados e depositá-los na superfície como húmus, por meio da queda e degradação natural das folhas. A deposição desta matéria orgânica aumenta o conteúdo de húmus do solo, o qual, por sua vez aumenta a capacidade de troca catiônica e reduz a perda de nutrientes. Elementos como o nitrogênio, fósforo e enxofre são disponíveis na forma orgânica e acabam complementando a nutrição do solo por meio da ciclagem de nutrientes (CALDERÓN-MEDINA; BAUTISTA-MANTILLA; ROJAS-GONZÁLEZ, 2018; FÁVERO; LOVO; MENDONÇA, 2008; SANTOS; MIRANDA; TOURINHO, 2004).

Figura 1.2. Influência da manutenção das árvores na produção de milho.



Fonte: Modificado de Altieri et al. (1999).

O aumento da nutrição do solo juntamente com alterações na temperatura e umidade do mesmo, favorecem o aumento da atividade dos microrganismos. Além disso, as árvores podem desempenhar funções macroambientais como a redução da velocidade do ar, redução do impacto da chuva no solo e redução da incidência de raios solares para espécies secundárias, moderação das trocas de temperatura da região (temperaturas máximas mais baixas e mínimas mais altas em comparação com áreas abertas), redução da evotranspiração e maior equilíbrio hídrico (ALTIERI et al., 1999; BUENO et al., 2018; MARIN et al., 2006; PEZZOPANE et al., 2010).

Contudo, quanto maior a diversidade de espécies no SAF maior será o número de interações ecológicas que poderão resultar em mais benefícios ao sistema (MORAES; AMÂNCIO; RESENDE, 2011; PORRO, 2009). Quando esta biodiversidade é implementada e manejada segundo os princípios agroecológicos o sistema passa a se denominar Sistema Agroflorestal Agroecológico (SAFA), porém definir um SAF como agroecológico não é uma tarefa fácil. Segundo Buck, Lassoie e Fernandes (1998) algumas práticas agroflorestais também podem ser consideradas práticas agroecológicas, pois reduzem a lixiviação de nutrientes,

conservam o solo, aumentam a diversidade do sistema de produção e produzem madeira complementar para vários usos, tornando assim a classificação mais complexa.

A agroecologia por sua vez, propõe uma análise crítica da agricultura convencional a partir de uma visão sistêmica, onde todos os componentes da propriedade se relacionam de maneira dinâmica; os (re)desenhos e manejos dos espaços produtivos são realizados de forma sustentável (agroecossistemas); há uma maior conservação e respeito pela cultura e conhecimento local; o trabalho é potencializado para geração de renda com acesso ao mercado justo e a economia solidária; a segurança e soberania alimentar é impulsionada, principalmente para as populações mais pobres; além de promover processos organizativos e participativos nas decisões coletivas (PAULUS; MÜLLER; BARCELLOS, 2000; SIDDIQUE; DIONÍSIO; SIMÕES-RAMOS, 2017).

Entre as operações de manejo das árvores nas SAFAs (podas, implementação de consórcios e capinas seletivas), as podas são fundamentais para aumentar a disponibilidade de luz e água para as culturas e para a ciclagem de nutrientes, por isso são realizadas podas periódicas e com diferentes intensidades em espécies de rápido crescimento (DE PAULA et al., 2015; MARQUES; MONTEIRO, 2016).

Nesse sentido, as espécies da família Myrtaceae que são árvores lenhosas perenes (requisito mínimo para os SAFs), frutíferas e nativas da mata atlântica podem ser uma boa alternativa para incorporação em sistemas agroflorestais. Radomski, Lacerda e Kellermann, (2014) avaliaram a inclusão de Myrtaceae em SAFs para restauração de uma área degradada pelo uso intensivo da agricultura convencional, o estudo foi realizado no município de Caçador (SC). As espécies de Myrtaceae inseridas foram, a goiaba serrana (*A. sellowiana*), guabirova (*C. xanthocarpa*), cerejeira (*E. involucrata*), uvaia (*E. pyriformis*) e pitanga (*E. uniflora*) em combinação com a araucária (*Araucaria angustifolia*) e a bracatinga de campo mourão (*Mimosa scabrella*). Segundo os autores, as espécies frutíferas tiveram um bom desenvolvimento durante o período avaliado (2 anos, de 2012 a 2014), com frutificação precoce. A goiaba serrana se destacou das demais com relação ao crescimento em altura. Portanto, os autores concluíram que estas espécies permitiram uma rápida obtenção de produtos agrícolas, que podem ser usadas para o próprio consumo do produtor ou geração de renda.

Além disso, o consumo de algumas espécies de Myrtaceae vêm sendo negligenciado pela população e a implantação destas espécies nas SAFAs seria uma alternativa para sua manutenção. Com a criação de uma determinada demanda ou oferta na região haveria a

possibilidade de difusão do consumo e promoção do uso destes frutos, gerando assim uma fonte de renda para os agricultores.

Como operação de manejo das árvores, as podas periódicas oferecem um segundo produto, as folhas. As folhas apresentam um grande potencial de comercialização em razão de diversas pesquisas confirmarem algumas propriedades funcionais, como é o caso das folhas da Myrtaceae *Eugenia uniflora* L. (pitangueira) no qual podemos citar, confirmada atividade biológica (BORGES MONTEIRO et al., 2019; COLLA et al., 2012a; WAZLAWIK et al., 1997), antioxidante e antimicrobiana (MARTINEZ-CORREA et al., 2011; VICTORIA et al., 2012; VIEITEZ et al., 2018) e possibilidade de aplicação como aditivo natural em alimentos (CARVALHO et al., 2019; LORENZO et al., 2018; VARGAS et al., 2019).

Portanto, é de grande relevância a exploração do potencial tecnológico de diferentes espécies de Myrtaceae inclusas em SAFAs para fins comerciais, como por exemplo produção de extratos vegetais, avaliação das propriedades biológicas, antioxidantes e antimicrobianas, identificação dos compostos fenólicos e o estudo da encapsulação de extratos podem contribuir para diversificação dos aditivos naturais para alimentos, obtendo-se assim um produto de alto valor agregado produzido a partir das folhas remanescentes das podas. Nesse sentido, neste trabalho serão avaliadas as folhas da uvaia, grumixama e feijoa oriundas das podas dos SAFAs.

## 1.2 PLANTAS DA FAMÍLIA MYRTACEAE

O Brasil possui um patrimônio genético de inestimável valor, sendo parte deste a flora, rica em espécies que produzem frutas silvestres comestíveis. A família Myrtaceae ocorre em regiões tropicais e subtropicais do mundo e nosso país possui uma quantidade expressiva de plantas, sendo uma das famílias mais importantes em várias formações vegetais, especialmente nas florestas brasileiras (BARROSO, 1991; MARCHIORI; SOBRAL, 1997).

A grande família Myrtaceae compreende 121 gêneros e 3800-5800 espécies de arbustos e árvores. Na nova classificação proposta por Wilson et al. (2005) reconhece duas subfamílias, a Psiloxylloideae e a Myrtoideae, e mais 17 tribos.

Todas as Myrtaceae brasileiras estão incluídas na Tribo Myrteae, destacando-se os gêneros *Eugenia*, *Myrcia* e *Calypttranthes* com mais de 100 espécies. No geral, esta família pode ser reconhecida pelas seguintes características: são árvores ou arbustos; as folhas são simples, opostas, pontudas, com veias laterais geralmente visíveis e proeminentes; as flores são

brancas (raramente rosa, avermelhadas ou arroxeadas) com pétalas livres; e ovários inferiores (LANDRUM; KAWASAKI, 1997).

No Sul do Brasil existe uma grande diversidade de fruteiras nativas, dentre as quais se destacam o araçazeiro (*Psidium cattleianum* Sabine), a feijoa (*Acca sellowiana* (Berg) Burr.), a pitangueira (*Eugenia uniflora* L.), a cerejeira-do-rio-grande (*E. involucrata* DC.), a uvalheira (*E. pyriformis* Camb.), a jabuticabeira (*Plinia trunciflora* (Berg) Kausel), a guabirobeira (*Campomanesia xanthocarpa* Berg) e o guabiju (*Myrcianthes pungens* Berg), todas pertencentes à família Myrtaceae. Algumas são exploradas comercialmente, como é o caso da goiabeira (*Psidium guajava* L.), da jabuticabeira (*Myrciaria cauliflora* (Mart.) O. Berg) e da pitangueira (*Eugenia uniflora* L.). No entanto, ao verificar o grande número de espécies de frutos comestíveis ainda não comerciais, podemos pressupor que esta família apresenta grande potencial econômico, baseado nas características nutricionais e agroindustriais, especialmente como fonte de antioxidantes naturais (GRESSLER; PIZO; MORELLATO, 2006; RASEIRA et al., 2004).

Sendo assim, nos tópicos a seguir serão melhor abordados assuntos referentes as espécies: feijoa (*Acca sellowiana* (Berg) Burr.), uvaia (*E. pyriformis* Camb.) e grumixama (*Eugenia brasiliensis*), que foram as espécies selecionadas para este estudo.

### 1.2.1 *Eugenia pyriformis* Cambess (Uvaia)

A *Eugenia pyriformis* é popularmente conhecida como uvaia, uvalha, uvalheira, uvaieira, uvaia-do-mato, pometo-azedo e azedinha, sua distribuição geográfica ocorre de São Paulo até o Rio Grande do Sul, sendo localizada ainda no nordeste argentino e Paraguai (CORADIN; SIMINSKI; REIS, 2011). O nome da fruta é originário do tupi iwa'ya e significa “fruto ácido, azedo” e deu o nome popular para esta espécie (RASEIRA et al., 2004).

A *E. pyriformis* é uma árvore de porte arbóreo pode medir até 15 m de altura, com tronco mais ou menos reto. As folhas são opostas, coriáceas (textura semelhante a couro) e oblongo-lanceoladas (forma aproximadamente retangular, com pólos arredondados), de ápice atenuado-obtuso (os bordos da lâmina formam no ápice um ângulo obtuso), com base aguda, medindo de 3 a 7 cm de comprimento por 0,8 a 1,8 cm de largura. Os frutos são indeiscentes, carnosos e de casca aveludada, a coloração varia de amarelo a alaranjado, possuem de 2 a 4 cm de comprimento, os frutos possuem um sabor ácido e aroma intenso e agradável. A Figura 1.3

apresenta a árvore da *E. pyriformis* com suas respectivas folhas e frutos (JACOMINO et al., 2018; MATTOS, 1984; RASEIRA et al., 2004).

Figura 1.3. Árvore (A), folhas e frutos (B) da espécie *E. pyriformis*.



Fonte: Modificado de Sganzerla *et al.* (2019).

A uvaieira é uma espécie que possui muitos acessos ou variedades, sendo esta diversidade genética necessária para a manutenção do equilíbrio dos ecossistemas das espécies nativas (GAMFELDT; HILLEBRAND; JONSSON, 2008). Existem sete variedades de *E. pyriformis*: uvaia Bolívia, Comum, Doce, Doce de Patos de Minas, Pêra, Rugosa e Rugosa Doce. As principais diferenças entre as variedades foram observadas com relação a textura das frutas que pode ser mais suave ou firme, na coloração que varia entre amarelo e laranja, além do aroma que apresenta notas doces e/ou ácidas (JACOMINO et al., 2018).

Nesse sentido, Da Silva et al. (2019) recentemente avaliaram a composição química, nutricional, a concentração dos compostos bioativos e a atividade antioxidante dos frutos de seis variedades de uvaia. Os resultados apresentados pelos autores mostraram que as variedades Rugosa Doce e Doce de Patos de Minas são as mais doces, a Rugosa e Pêra são as menos ácidas. Os terpenos foram a classe de compostos voláteis majoritários encontrados e os minerais predominantes foram Fe, Cu e Mn. As amostras de Rugosa e Rugosa Doce apresentaram as maiores concentrações de compostos fenólicos totais, flavonoides totais e atividade antioxidante.

Sendo assim, este é um fruto nativo que possui potencial real de utilização como alimento ou como matéria-prima para o desenvolvimento de novos produtos processados como

sucos, sorvetes, licores, compotas, conservas, iogurtes, entre outros (KARWOWSKI et al., 2013; SILVA et al., 2017; VILLA-VÉLEZ et al., 2012).

Outra parte da planta que merece destaque são as folhas, alguns estudos reportaram a presença de compostos fenólicos e terpenos, com elevada atividade antioxidante (APEL et al., 2004; SALVADOR et al., 2011; STEFANELLO; PASCOAL; SALVADOR, 2011).

Klein et al. (2018) utilizaram os métodos de extração supercrítica com CO<sub>2</sub> e extração assistida por ultrassom na extração dos principais compostos bioativos ( $\alpha$  e  $\beta$ -amirina) de folhas secas de *E. pyriformis*. O processo realizado a 200 bar e 60 °C na extração supercrítica apresentou os melhores resultados de extração com 2,49 g de  $\alpha$ - amirina e 8,91g de  $\beta$ -amirina/kg de folhas secas. Na extração assistida por ultrassom os melhores resultados (2,13 g de  $\alpha$ -amirina e 9,33 g de  $\beta$ -amirina/ kg de folhas secas) foram obtidos no experimento conduzido a 50 % de amplitude, 50 °C e 1:15 g/mL de sólidos:hexano. Sendo assim, os resultados obtidos em ambos os métodos foram similares nos aspectos avaliados, porém é possível ainda diferenciá-los em termos de tempo de processo e quantidade de solvente utilizado.

Segundo Chavasco et al. (2014) o extrato hidroalcoólico das folhas *E. pyriformis* possui como componentes fitoquímicos alcaloides, flavonoides, taninos, saponinas e compostos fenólicos, produzidos por meio do metabolismo secundário da planta. A presença destes compostos bioativos também proporciona ao extrato das folhas da *E. pyriformis* certa atividade antimicrobiana frente as bactérias Gram-positivas e Gram-negativas e fungos patogênicos.

Estudos *in vitro* da atividade antimicrobiana têm demonstrado que o extrato etanólico ou o óleo essencial das folhas da *E. pyriformis* representam uma opção promissora na inibição do crescimento de cepas como *Candida albicans* ATCC 10231, *C. krusei* ATCC 40174, *C. parapsilosis* ATCC 40038, *Saccharomyces cerevisiae* ATCC 2601, *Bacillus subtilis* ATCC 6633, *Bacillus cereus* ATCC 11778, *Micrococcus luteus* ATCC 9341, *Enterococcus faecalis* ATCC 51299, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Serratia marcescens* LMI-UNIFAL, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Proteus mirabilis* ATCC 25922, *Salmonella typhimurium* ATCC 14028 *Enterobacter cloacae* LMI-UNIFAL (CHAVASCO et al., 2014; SOUZA et al., 2014).

## 1.2.2 *Eugenia brasiliensis* Lamarck (Grumixama)

*Eugenia brasiliensis* Lam. (Myrtaceae) é uma árvore brasileira distribuída em toda a Mata Atlântica, comumente encontrada entre as regiões nordeste e sul, desde o sul da Bahia,

chegando ao Estado de Santa Catarina. Neste último, pode ser localizada na região de Florianópolis, Brusque, Ibirama, Itajaí e Joinville (REITZ; KLEIN, 1969).

Popularmente esta espécie é conhecida como grumixama, grumixameira, cereja-brasileira, cumbixaba e ibaporoiti. A Figura 1.4 apresenta a imagem da árvore da espécie *Eugenia brasiliensis* Lam. com suas respectivas folhas e frutos. A grumixameira é uma árvore de cerca de 8m de altura, com folhas simples e opostas, obovadas ou elípticas e brilhosas na face superior (Figura 1.4B). Os frutos possuem casca lisa e brilhante e a coloração varia de amarelo a roxo de acordo com seu estágio de maturação (Figura 1.4C) (FERREIRA-RAMOS et al., 2014; IDE et al., 2017).

Figura 1.4. Árvore da espécie *Eugenia brasiliensis* Lam. (A), folhas (B) e frutos (C).



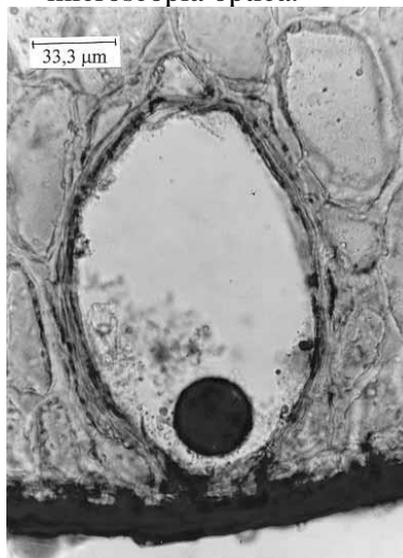
Fonte: A e B - Autor (2019) e C – modificado de Maia e Reis (2015).

Donato e Morretes (2007) descreveram a anatomia das folhas da *E. brasiliensis* como sendo, hipostomáticas (estômatos localizados na parte inferior), glabra (não apresentam tricomas), dorsiventral (apresenta um único plano de simetria), com tendência à isobilateralidade (parênquima paliçádico está localizado tanto na face abaxial quanto na adaxial). Além disso, reportaram que uma das características mais importantes das folhas é a ocorrência de cavidades secretoras subepidérmicas, distribuídas pelas duas faces da lâmina foliar, sendo o local de formação das substâncias lipídicas voláteis, denominadas de óleos essenciais. A Figura 1.5 apresenta a cavidade secretora das folhas de *Eugenia brasiliensis* coletadas pelos pesquisadores em área de restinga (Bosque da Barra) no Rio de Janeiro, RJ.

O óleo essencial obtido das folhas da *E. brasiliensis* é considerado uma boa fonte de compostos bioativos. Magina et al. (2009) avaliaram a composição química do óleo essencial da *E. brasiliensis* extraído por hidrodestilação, no total foram identificados 38 compostos, os

principais foram: espatulenol (12,6%),  $\tau$ -cadinol (8,7%), viridiflorol (7,1%),  $\alpha$ -cadinol (6,6%) e 1-*epi*-cubenol (6,3%) que são sesquiterpenos oxigenados.

Figura 1.5. Imagem da cavidade secretora da folha da *Eugenia brasiliensis* obtida por microscopia óptica.



Fonte: Adaptado de Donato e Morretes (2007).

Outros autores verificaram que a composição do óleo essencial da *E. brasiliensis* varia de acordo com a época do ano. Os compostos principais obtidos nas diferentes épocas do ano foram: espatulenol na primavera ( $16,02 \pm 0,44\%$ ) e no verão ( $18,17 \pm 0,41\%$ ),  $\tau$ -cadinol no outono ( $12,83 \pm 0,03\%$ ) e  $\alpha$ -pineno no inverno ( $15,94 \pm 0,58\%$ ) (SIEBERT et al., 2015). Além dos terpenos contidos no óleo essencial, já foram identificados nas folhas da *E. brasiliensis* a presença de alguns compostos fenólicos e flavonoides como catequina, galocatequina, quercetina, miricetina, isoquercetina, rutina e galangina (MAGINA et al., 2012; SIMÕES et al., 2018).

No entanto, na medicina popular a infusão das folhas de *E. brasiliensis* é usada no tratamento de reumatismo (CARDENAS, 2002). Nesse sentido, algumas evidências científicas têm demonstrado que os terpenos, compostos fenólicos e flavonoides contidos nas folhas da *E. brasiliensis* oferecem alguns efeitos metabólicos positivos contra esta doença.

Dametto et al. (2018) avaliaram a atividade anti-inflamatória do extrato aquoso e metanólico das folhas de *E. brasiliensis*, usando o ensaio de inibição das enzimas ciclo-oxigenase (COX-1 e 2). Os resultados mostraram que os extratos na concentração de  $37,5 \mu\text{g/mL}$  inibiram as enzimas COX-1 e 2 em 80 e 50%, respectivamente. Os autores reportam que estes resultados são semelhantes aos obtidos nos tratamentos controle onde foram utilizados

aspirina e ibuprofeno na concentração de 108 e 12 µg/ mL, respectivamente, sugerindo que a infusão das folhas de *E. brasiliensis* pode ser utilizada no tratamento de doenças inflamatórias.

Simões et al. (2018) investigaram o efeito do extrato hidroalcoólico da *E. brasiliensis* em inflamações causadas pelo ácido acético, formalina e histamina, bem como a hipersensibilidade a dor mecânica e térmica. A administração oral do extrato hidroalcoólico da *E. brasiliensis* em ratos (100 mg/ kg) reduziu acentuadamente os efeitos da dor inflamatória e da temperatura da pata, assim como reduziu a hipersensibilidade mecânica e térmica, este efeito foi evidente até o sétimo dia.

Apesar do pouco número de pesquisas onde foram avaliados os efeitos biológicos das folhas da *E. brasiliensis*, o efeito anti-inflamatório é o mais citado e estudado na literatura (DAMETTO et al., 2018; PIETROVSKI et al., 2008; SIEBERT et al., 2017; SIMÕES et al., 2018). Por outro lado, Colla et al. (2012b) evidenciaram o efeito antidepressivo do extrato hidroalcoólico da *E. brasiliensis*, sem que houvesse alteração no sistema locomotor. Lima et al. (2017) verificaram o efeito dos extratos hidroalcoólico e acetônico da *E. brasiliensis* sobre a hipertrigliceridemia e estresse oxidativo causado pela administração crônica de óleo de coco em ratos Wistar. Ambos os extratos apresentaram efeitos positivos na prevenção da hipertrigliceridemia, diminuição do acúmulo de gordura nas células hepáticas, redução da peroxidação lipídica e redução do dano proteico no sangue induzido pelo óleo de coco.

### **1.2.3 *Acca sellowiana* (Feijoa ou Goiaba-serrana)**

Feijoa (*Acca sellowiana*, sinônimo *Feijoa sellowiana*) é uma frutífera nativa dos planaltos meridionais do Sul do Brasil, com ocorrência no Paraguai, norte do Uruguai e Argentina. Também está sendo cultivada na Califórnia, Nova Zelândia, norte da África, Espanha, Portugal, França, Itália e sul da Rússia, devido à grande facilidade de adaptação em regiões subtropicais (RUBERTO; TRINGALI, 2004). Esta espécie foi introduzida nestes países inicialmente como planta ornamental, por apresentar flores e folhas vistosas. Dentre estes a Nova Zelândia tem se destacado pela produção e comercialização do fruto, em 2017 a produção atingiu cerca de 1200 toneladas (HUGHES, 2017).

A feijoa é também conhecida como goiaba-serrana, goiaba-do-mato ou goiaba-do-campo é uma fruta doce-acidulada, de sabor aromático e único, de polpa suculenta com sementes no interior e um pouco arenosa nas proximidades da casca. O fruto é geralmente verde, possuindo no final da maturação coloração verde amarelada (WESTON, 2010). Como

características botânicas a árvore apresenta de 2 a 10 metros de altura, ramos cilíndricos, glabros (não apresentam tricomas) e lignificados. As folhas são opostas, curtas, pecioladas, pequenas e estreitas, apresentam a face abaxial branco-cinza com densa pilosidade branca tipo feltro (CORADIN; SIMINSKI; REIS, 2011). A Figura 1.6 apresenta imagens da árvore, fruto e folha da espécie *Acca sellowiana*.

Figura 1.6. Árvore (A), frutos e folhas (B) da espécie *Acca sellowiana*.



Fonte: Modificado de Campestrini (2011) e Teixeira (2020)

No Brasil esta espécie é cultivada em pequena escala local, na região sul, com ocorrência predominante no interior da floresta em áreas conservadas e na mata ciliar. No Estado de Santa Catarina as cidades de São Joaquim, Urubici e Urupema são comumente associadas a presença da *A. sellowiana* em suas florestas. As comunidades locais destas cidades reportaram que fazem uso da feijoa para diversas finalidades, além do consumo *in natura* a fruta é usada para o preparo de doces, bebidas alcoólicas, suco fresco, bem como são usadas como medicamento para tratamento do sistema digestivo, as flores também são consumidas, madeira é usada como lenha e para o preparo de artesanato (SANTOS et al., 2009).

Com base no conhecimento empírico das comunidades algumas pesquisas foram realizadas com o propósito de verificar a atividade biológica do fruto da feijoa. Sendo assim, foram confirmadas a atividade antitumoral (AOYAMA; SAKAGAMI; HATANO, 2018), 2018), atividade antimicrobiana e antifúngica (BASILE et al., 2010), atividade antiinflamatória (MONFORTE et al., 2014) e fator de proteção solar (EBRAHIMZADEH et al., 2014). Tais

propriedades somadas as características sensoriais a torna potencialmente atraente para comercialização como fruta exótica.

Além das pesquisas relacionadas aos frutos, estudos têm comprovado que as folhas da *A. sellowiana* também podem ser aproveitadas para extração e uso dos compostos bioativos. Nesse sentido, Poodi et al. (2018) otimizaram a extração dos compostos bioativos das folhas de feijoa utilizando o ultrassom. Os autores reportaram que a adição do estágio de pré-lixiviação (as folhas secas de feijoa foram imersas no solvente por 20, 40 ou 60 min antes do processo de ultrassom) aumentou a permeabilidade da parede celular das folhas permitindo uma maior liberação dos compostos bioativos. O nível otimizado da resposta múltipla foi obtido com  $1569,10 \text{ W/cm}^2$  de intensidade ultrassônica, 89 % de ciclo de trabalho e temperatura de extração de  $46 \text{ }^\circ\text{C}$ . O principal composto fenólico encontrado nas folhas da feijoa foi o ácido gálico seguido do ácido ferúlico, catequina, apigenina e rutina.

Aoyama, Sakagami e Hatano (2018) identificaram 21 diferentes compostos fenólicos nas diferentes partes (fruta, flor, folhas e galhos) da *A. sellowiana*. O extrato obtido das folhas mostrou picos no HPLC dos compostos fenólicos, as flavonas foram um dos principais constituintes do extrato, os glicosídeos da quercetina (galactopiranosil, glicopiranosil, xilopiranosil, arabinopiranosil e ramnopiranosil) e outros picos foram observados que correspondem ao ácido elágico, pedunculagina e ácido gálico. O conteúdo de flavonoides e ácido elágico foi determinado em todas as partes da *A. sellowiana*. Os autores reportaram que as folhas tiveram maior concentração de todos flavonoides e ácido elágico, quando comparado com as outras partes da planta. O ácido elágico foi o ácido fenólico com maior concentração no extrato das folhas ( $120,4 \pm 7,7 \text{ } \mu\text{g}/10 \text{ mg}$  de extrato) seguido do galactopiranosil (hiperosídeo) ( $94,7 \pm 5,1 \text{ } \mu\text{g}/10 \text{ mg}$  de extrato).

Mosbah et al. (2018) examinaram a composição fitoquímica, componentes voláteis, atividade antioxidante e antimicrobiana das folhas da feijoa. Os autores reportam que o extrato etanólico da feijoa apresentou: fenólicos totais  $179,43 \pm 1,59 \text{ mg EAG/ g}$  extrato, flavonoides totais  $210,18 \pm 1,22 \text{ mg EC/ g}$  extrato, flavonóis totais  $47,56 \pm 0,12 \text{ mg ER/ g}$  extrato, taninos totais  $41,80 \pm 1,27 \text{ mg EC/ g}$  extrato, conteúdo total de *ortho*-benzenediol  $9,28 \pm 0,03 \text{ mg}$  de hidroxitirosol equivalentes (HE) por g de extrato. O extrato apresentou elevada atividade antioxidante avaliada pelos métodos ABTS, capacidade de quelar metais (ferro) e inibição do ácido tiobarbitúrico (TBA), resultados estes que foram associados ao teor de compostos fenólicos totais e flavonoides do extrato. Foram identificados 31 compostos voláteis nas folhas

da feijoa sendo o limoleno (36,2 %),  $\beta$ -cariofileno (27,8%) e aromadendreno (12,5%) os principais compostos encontrados.

### 1.3 PROPRIEDADES DOS EXTRATOS VEGETAIS

#### 1.3.1 Atividade antioxidante

Muitos compostos presentes na natureza apresentam atividade antioxidante que segundo Sies e Stahl (1995) é definida como a capacidade que a substância possui de atrasar ou inibir o processo de oxidação de um substrato oxidável, quando adicionada em baixas concentrações. A indústria de alimentos faz uso dos antioxidantes, a fim de prevenir a degradação dos alimentos devido a oxidação, sobretudo em alimentos considerados sensíveis a esse tipo de alteração química. Além das aplicações em alimentos, os antioxidantes também são utilizados em sistemas biológicos, suplementos alimentares e pela indústria química e farmacêutica (SHAHIDI; ZHONG, 2010; THORAT et al., 2013).

Os antioxidantes podem ser classificados como natural ou sintético, dependendo do modo de obtenção. Os antioxidantes sintéticos são os mais utilizados pela indústria, porém evidências recentes demonstram um possível efeito prejudicial destes aditivos quando consumidos à longo prazo (PATEIS et al., 2018; VANDGHANOONI et al., 2013; YANG et al., 2018). Em função disso, nas últimas duas décadas o uso de antioxidantes naturais tem atraído interesse tanto da indústria como dos consumidores (HEŚ et al., 2019). A natureza, mecanismo de ação e função dos principais antioxidantes usados pela indústria são apresentados na Tabela 1.1.

Muitos dos compostos orgânicos insaturados reagem com o oxigênio, quando expostos a fatores como o ar, calor ou a luz. Esta oxidação tem efeitos indesejáveis sobre as propriedades sensoriais (sabor e odor de ranço), nutricionais e de segurança dos alimentos, especialmente daqueles ricos em lipídios (DWIVEDI; VASAVADA; CORNFORTH, 2006). O processo de auto-oxidação lipídica representa o principal mecanismo de oxidação e ocorre em três etapas: iniciação, propagação e terminação. Na iniciação um átomo de hidrogênio é retirado do grupo metílico de um ácido graxo (RH) insaturado, levando a formação de um radical livre ( $R\bullet$ ), este pode se ligar ao oxigênio formando um radical peróxido ( $ROO\bullet$ ). Os peróxidos formados podem retirar um H de uma molécula de ácido graxo não oxidada formando um radical livre, bem como hidroperóxidos ( $ROOH$ ), nesta etapa há um elevado consumo de oxigênio e é

conhecida como a fase de propagação. Por fim, na fase de terminação os radicais livres reagem entre si formando aldeídos, cetonas, álcoois, hidrocarbonetos e ácidos graxos de baixo peso molecular. Este é um processo dinâmico que evolui ao longo do tempo (BREWER, 2011; COUPLAND; MCCLEMENTS, 1996; FRANKEL, 1991).

Tabela 1.1 Diferentes tipos de antioxidantes e suas funções.

Mecanismos de ação	Exemplos		Função
	Sintéticos	Naturais	
Controle dos radicais livres	BHA BHT TBHQ Propilgalato	Tocoferóis Aminas aromáticas Compostos fenólicos	Bloqueio dos radicais por doação de átomos de hidrogênio
Agentes removedores de oxigênio e redutores	Ácido eritórbico Ascorbatos Sulfitos, bissulfitos Palmitato de ascorbila	Ácido ascórbico Aminoácidos Compostos fenólicos	Reagem com o oxigênio
Agentes quelantes	EDTA (ácido etilenodiamino tetra-acético) Fosfastos	Ácido cítrico	Os íons metálicos são quelados em sua estrutura na forma de complexos estáveis para reduzir a atividade de oxidação catalítica

Fonte: Modificado de Heş et al. (2019).

Sendo assim, devido à complexidade dos sistemas alimentares e dos diferentes compostos gerados nas etapas do processo de oxidação, os antioxidantes podem ainda ser classificados em antioxidantes primários e secundários. Os compostos que inibem a fase iniciação ou primários são principalmente substâncias fenólicas (sintéticos ou naturais) e estão inclusos nesta categoria os inibidores de radicais livres (BHA, BHT, compostos fenólicos), inibidores ou quelantes de metais (ex: ácido cítrico, EDTA) e estabilizadores ultravioleta (carbono negro). Os inibidores da fase de propagação ou antioxidantes secundários são geralmente antioxidantes que reagem com os radicais peróxidos e hidroperóxidos tornando-os estáveis (ácido tiodipropiônico). Em razão da oxidação ser um processo em que as várias etapas da reação acontecem simultaneamente, uma maior proteção lipídica pode ser alcançada através da sinergia entre os antioxidantes primários e secundários (FRANKEL, 2012; HUDSON, 1990).

A quantificação da atividade antioxidante de uma determinada amostra pode ser realizada utilizando métodos *in vivo* e *in vitro*. Existem vários métodos para determinação da atividade antioxidante *in vitro* e na prática esta determinação não pode ser concluída com a aplicação de apenas um único método e é recomendável que os métodos empregados se baseiem em diferentes mecanismos de ação (ALAM; BRISTI; RAFIQUZZAMAN, 2013).

A intensidade da atividade antioxidante de uma matriz vegetal é constantemente atrelada à concentração e natureza dos compostos bioativos presentes na amostra. Estes compostos são gerados por meio do metabolismo secundário das plantas com a finalidade de proteger os diversos órgãos vegetais de processos oxidativos. Neste sentido, se destacam os compostos fenólicos que atuam como agentes redutores, doadores de hidrogênio, inibidores de oxigênio singlet ou quelantes de metais, sendo considerados antioxidantes naturais promissores (GRANATO et al., 2018; RANDHIR; KWON; SHETTY, 2008; YASHIN et al., 2017).

Com base nestes mecanismos, vários métodos *in vitro* foram desenvolvidos para a quantificação da atividade antioxidante. Na Tabela 1.2 são apresentados os métodos *in vitro* mais amplamente utilizados para determinação da atividade antioxidante e os respectivos alimentos de origem vegetal em que foram aplicados.

Tabela 1.2. Principais métodos *in vitro* de quantificação da atividade antioxidante em espécies vegetais.

Métodos	Exemplos de aplicações
Atividade sequestradora do radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) - <i>DPPH scavenging activity</i>	Folhas de mirtilo (WANG et al., 2018a); Chips de morango (ZHANG et al., 2020); Chá verde (SENTKOWSKA; PYRZYNSKA, 2018); Trigo <i>einkorn</i> , cevada e pães (FOGARASI et al., 2015); Kombucha de soro de soja (TU et al., 2019). Uvas das cultivares Sweet sapphire e Sweet surprise (PASCOAL et al., 2022)
Sequestro do peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ) - <i>Hydrogen peroxide scavenging (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) assay</i>	Emulsão formulada com óleo essencial e água aromática de <i>Oliveria decumbens</i> (KARAMI; KAVOOSI; MAGGI, 2019); Extrato de flores pata de vaca ( <i>Bauhinia Variegata</i> ) (TRIPATHI; GUPTA; SINGH, 2019); Casca de pitaia (LIANA et al., 2019); Polissacarídeo sulfatado isolado da <i>Spirulina platensis</i> (RAJASEKAR et al., 2019).

Atividade sequestradora do radical óxido nítrico (NO) - <i>Nitric oxide scavenging activity</i>	Variedades de uvas (SRIDHAR; CHARLES, 2018); Folha da fortuna ( <i>Bryophyllum pinnatum</i> ) (ELUFIOYE; OLUSOLA; OYEDEJI, 2019); Maças da variedade Honeycrisp (DARKWAH; NKOOM, 2019); Óleo essencial de folhas ( <i>P. graveolens</i> ) e flores ( <i>C. officinalis</i> ) (LOHANI; MISHRA; VERMA, 2019).
Atividade Sequestradora do Radical Peroxinitrito - <i>Peroxynitrite radical scavenging activity</i>	Framboesa selvagem (BASAK; DUTTA; CHOWDHURY, 2018); Kiwi e kiwiberry (SILVA et al., 2019); Extratos de 28 ervas (CHOI et al., 2002).
Capacidade Antioxidante Equivalente ao Trolox (TEAC)/ Ensaio de descoloração do cátion radical ABTS - <i>Trolox equivalent antioxidant capacity (TEAC) method/ ABTS radical cation decolorization assay</i>	Aveia fermentada (BEI; WU; CHEN, 2020); Óleo essencial de pimenta branca e preta (LI et al., 2020); Uvas das variedades Niagara e Bordo (GOMES et al., 2019); Hidrolisados de proteínas do gérmen de trigo (KARAMI et al., 2019); Cevada e malte (MAREČEK et al., 2017); Variedades de tangerina ( <i>Citrus reticulata Blanco</i> ) (ZHANG; YANG; ZHOU, 2018).
Parâmetro Antioxidante Total do Radical (TRAP) - Total radical-trapping antioxidant parameter (TRAP) method	15 espécies plantas medicinais (PIETTA; SIMONETTI; MAURI, 1998); Cacau fermentado e torrado (IOANNONE et al., 2015); Variedades de café com e sem cafeína (GÓRNAS et al., 2016).
Poder Antioxidante de Redução do Íon Férrico Fe <sup>3+</sup> (FRAP) - <i>Ferric reducing-antioxidant power (FRAP) assay</i>	Sementes de quinoa (HAN et al., 2019); Soja crua e submetida a tratamentos térmicos (CHEN; TENG; XIAO, 2019); Emulsão formulada com óleo de girassol e água, estabilizada com proteína de fava ( <i>Vicia faba</i> ) (FELIX; CERMEÑO; FITZGERALD, 2019); Folhas de <i>Hibiscus cannabinus</i> L (SIM; ONG; NYAM, 2019).
Sequestro de Radical Ânion Superóxido (SOD) - <i>Superoxide radical scavenging activity (SOD)</i>	Arabinoxilano extraído do caule verde da <i>Andrographis paniculata</i> (MAITY et al., 2019); Óleo essencial de pimenta preta e branca (WANG et al., 2018b);

<p>Atividade sequestradora do radical hidroxila - <i>Hydroxyl radical scavenging activity</i></p>	<p>Alga marrom (<i>Sargassum serratifolium</i>) (LIM et al., 2019); Extratos orgânicos e óleo essencial da semente de <i>Zizyphus jujuba</i> (AL-REZA; BAJPAI; KANG, 2009).  Frutos das espécies <i>Rosa roxburghiie R. sterilis</i> (HE et al., 2016); Chá verde, suco de laranja e extrato de aspargos roxos (FADDA; BARBERIS; SANNA, 2018); Sementes de <i>Argyreia speciosa</i> Sweet (Linn.) (AZMI et al., 2019).</p>
<p>Capacidade Sequestradora do Radical Hidroxil (HORAC) - Hydroxyl radical scavenging activity</p>	<p>Vegetais de origem búlgara (CÍZ et al., 2010); Avenantramida dos grãos de aveia (ORABY et al., 2017); Proantocianidina de cervejas tipo lager (ZHAO; SONG; ZHOU, 2017); Frutos das espécies: rosa mosqueta (<i>Rosa canina</i>), arônia ou <i>chokeberry</i> (<i>Aronia melanocarpa</i>), espinheiro (<i>Crataegus monogyna</i>), groselha preta (<i>Ribes nigrum</i>), mirtilo (<i>Vaccinium myrtillus</i>) e tramazeira (<i>Sorbus aucuparia</i>) (DENEV et al., 2014).</p>
<p>Capacidade de absorção do radical oxigênio (ORAC) - <i>Oxygen radical absorbance capacity</i></p>	<p>Extratos hidrofílicos e lipofílicos de oito genótipos de brócolis (<i>Brassica oleracea</i>) (KURILICH et al., 2002); Extratos da polpa, casca e semente da manga (<i>Mangifera indica</i> L.) (DORTA et al., 2017); Trans-resveratrol extraído de dezoito variedades diferentes uvas vermelhas (casca e bagaço) (BABAZADEH et al., 2017); Flavonóis isolados das folhas da fruta-do-conde (<i>Annona coriácea</i> Mart.) (NOVAES et al., 2019).</p>
<p>Poder redutor – (RP) <i>Reducing power method</i></p>	<p>Casca de frutas (manga, maçã, banana e laranja (DIBANDA et al., 2020); Antocianinas extraídas do mirtilo (ZHOU et al., 2020); Extratos de alga marrom (<i>Ecklonia cava</i>) (SENEVIRATHNE et al., 2006); Extratos da semente de cevada (LIU; YAO, 2007).</p>
<p>Método do Fosfomolibdênio - <i>Phosphomolybdenum method</i></p>	<p>Curcumina e curcumina modificada quimicamente (MOHAMED et al., 2017);</p>

- Extrato da semente de uva (*Vitis vinifera*) (JAYAPRAKASHA; SELVI; SAKARIAH, 2003);  
 Extratos da fruta maçã do elefante (*Dillenia indica*) (ABDILLE et al., 2005);  
 Folhas da goiabeira (*Psidium guajava*) (ZAHIN; AHMAD; AQIL, 2016).
- Extratos de gengibre (*Zingiber officinale* Rosc.) (TOHMA et al., 2017);  
 Casca de grãos de linhaça (*Linum usitatissimum* L.) (HAN; YILMAZ; GÜLÇIN, 2018);  
 Folhas, noz e melão de carvalho (*Quercus robur* subsp. *pedunculiflora*) (BURSAL; BOGA, 2018);
- Óleo de algodão refinado (ANJANI; SINGH, 2018);  
 Extratos da raiz, semente, flor e folhas da *Urtica pilulifera* (ÖZEN; ÇÖLLÜ; KORKMAZ, 2010);  
 Pimenta preta tratada com irradiação  $\gamma$  (*Piper nigrum* L.) (SUHAJ et al., 2006).
- Vinhos italianos (FOGLIANO et al., 1999);  
 Tomates da variedade *Corbarini* (SCALFI et al., 2000);  
 Extratos de poejo (*Mentha pulegium*) (GÜLÇIN et al., 2020);
- Tâmaras de 10 cultivares Alig, Ammari, BeserHelou, Beyd Hamem, Bejou, DegletNour, Horra, Kenta, Kentich e Akwatte Alig (*Phoenix dactylifera* L.) (SOULI et al., 2018);  
 Óleos essenciais e extratos aquosos das partes aéreas de quatro espécies aromáticas *Calamintha nepeta*, *Foeniculum vulgare*, *Mentha spicata* e *Thymus mastichina* (ARANTES et al., 2017);  
 Óleo essencial de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) obtido nas diferentes estações do ano (LEMOS et al., 2015).
- Extratos obtidos das partes aéreas da *Eryngium maritimum* (TRAVERSIER et al., 2019);
- Método do Tiocianato Férrico (FTC) - *Ferric thiocyanate method*
- Método do Ácido Tiobarbitúrico (TBA) - *Thiobarbituric acid method*
- Método do DMPD (N,N-dimetil-p-fenilenodiamina) – *DMPD (N,N-dimethyl-p-phenylene diamine dihydrochloride) method*
- Método da co-oxidação do  $\beta$ -caroteno/ácido linoleico -  *$\beta$ -carotene/linoleic acid method*
- Método da xantina oxidase - *Xanthine oxidase method*

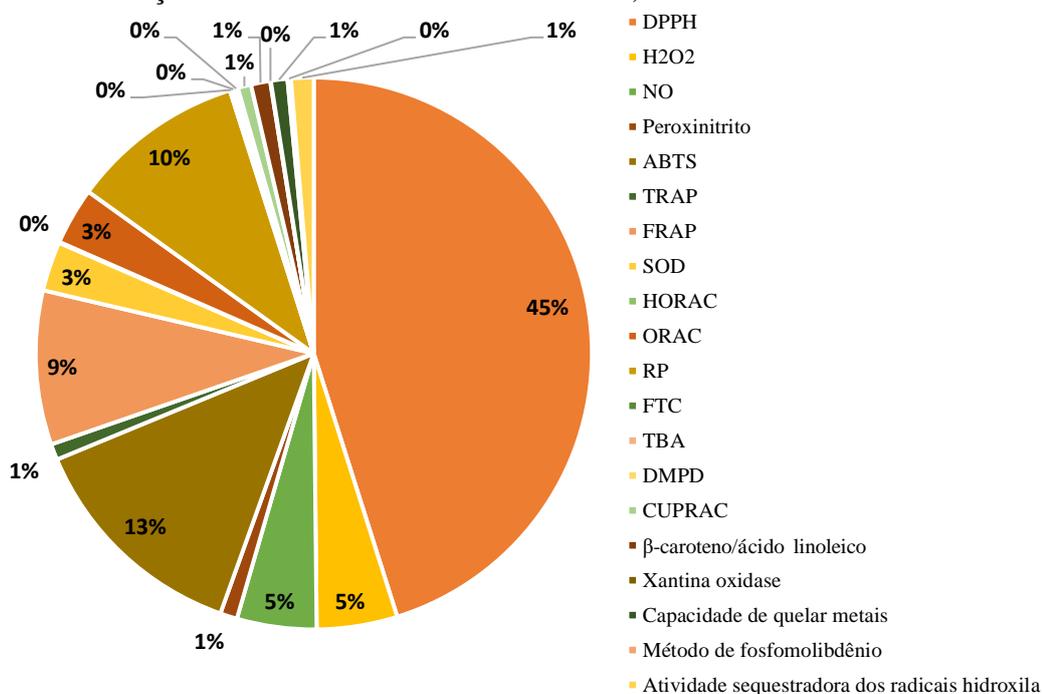
<p>Poder antioxidante de redução do íon cúprico <math>\text{Cu}^{2+}</math> (CUPRAC) - <i>Cupric ion reducing antioxidant capacity (CUPRAC) method.</i></p>	<p>Nozes secas (<i>Juglans regia</i> L.) (FU et al., 2016);          Pós superfinos de chá verde (HU; CHEN; NI, 2012).</p> <p>Extratos de folhas de plantas da espécie <i>Marrubium astracanicum</i> subsp. <i>macrodon</i> (BURSAL; ARAS; KILIÇ, 2019);          Folha de goiaba (variantes de frutas vermelhas e brancas), rizoma de açafrão, chá preto e folha de chá verde (HIDAYAT et al., 2019);          Mirtilo (<i>Vaccinium myrtillus</i> L.) e mirtilo selvagem (<i>Vaccinium vitis-idaea</i>) (DRÓŽDŽ; ŠEŽIENĖ; PYRZYNSKA, 2017).</p>
<p>Capacidade de quelar metais - <i>Metal chelating activity</i></p>	<p>Massa de trigo enriquecida com fibra de alfarroba (BIERNACKA et al., 2017);          Óleos essenciais extraídos das partes aéreas das plantas <i>S. inflata</i>, <i>S. lavandulifolia</i>, e <i>S. byzantina</i> (BAHADORI et al., 2020);          Algas marinhas morroquinas: <i>Bifurcaria bifurcata</i>, <i>Cystoseira humilis</i>, <i>Cystoseira stricta</i>, <i>Fucus spiralis</i> e <i>Gelidium sesquipedale</i> (GRINA et al., 2020).</p>

Cada um dos métodos apresentados na Tabela 1.2 possui uma especificidade em relação aos mecanismos de ação, radical alvo, pH, tempo e temperatura e padrões usados na construção das curvas analíticas padrão (GRANATO et al., 2018) sendo assim, fica a critério do pesquisador dentro das opções existentes, escolher a condição que melhor se adequa à matriz que será avaliada. Mas ainda assim, dentro deste conjunto o DPPH é método mais frequentemente utilizado e citado na literatura seguido do ABTS e FRAP, segundo levantamento realizado na base dados *Scopus* (2019) utilizando as palavras-chaves “*antioxidant activity*” AND “nome do método em inglês”, no qual é apresentado na Figura 1.7.

O interesse dos pesquisadores pelo método do DPPH surgiu por ser um radical orgânico livre, hidrofóbico, com boa estabilidade na ausência da luz, além de o método ser economicamente viável e de fácil operação, uma vez que a reação envolve apenas o radical e o antioxidante (OLIVEIRA, 2015). O método baseia-se na junção do DPPH com o extrato antioxidante, no qual os antioxidantes reagem com o DPPH por transferência de elétrons e por transferência de átomos de hidrogênio, convertendo-o em  $\alpha, \alpha$ -difênil- $\beta$ -picril-hidrazina ocasionando assim a descoloração da solução. Desta forma, o grau de descoloração indica o

potencial de eliminação do extrato antioxidante (SINGH; MURTHY; JAYAPRAKASHA, 2002).

Figura 1.7. Percentual de documentos científicos publicados relacionadas aos métodos de determinação da atividade antioxidante in vitro, entre os anos 2000-2020.



Fonte: Elaborado pelo autor com base nos dados da *Scopus* (2020).

Porém como todo ensaio químico, o DPPH também possui suas limitações, as quais cabem citar: (i) este ensaio não mede as taxas de reação (ii) a transferência de elétrons acontece de forma mais lenta quando comparado a outros radicais como o ABTS, (iii) o DPPH reage rapidamente com antioxidantes que possuem fenóis simples, moléculas com estruturas complexas impedem o acesso ao DPPH em baixas concentrações, (iv) o metanol, muitas vezes utilizado como solvente liga fortemente os átomos de hidrogênio e como consequência inibe os processos de transferência de átomos de hidrogênio, (v) e as taxas iniciais de transferência de elétrons aumenta com o aumento do pH (SCHAICH; TIAN; XIE, 2015; XIE; SCHAICH, 2014). Ainda assim, este é um método muito versátil e muito utilizado na determinação da capacidade antioxidante de vários alimentos e extratos vegetais.

Recentemente algumas pesquisas têm ampliado a aplicação dos compostos antioxidantes naturais para além dos efeitos terapêuticos, aplicando-os com finalidades tecnológicas. Muitas destes estudos tem avaliado o impacto do processamento dos alimentos na degradação ou na estabilidade dos compostos bioativos, após submetidos por exemplo, a

tratamentos térmicos, alta pressão ou alterações na formulação do produto. Neste sentido, serão apresentados a seguir alguns estudos onde os compostos bioativos de matérias primas vegetais foram usados para fins tecnológicos, como aditivos antioxidantes naturais em alimentos.

Muraoka Júnior et al. (2019) avaliaram o efeito da substituição dos antioxidantes sintéticos (isoascorbato de sódio e ácido cítrico) por microcristais de curcumina na elaboração de mortadela. O produto foi avaliado quanto as características físico-químicas, microbiológicas e sensoriais durante 90 dias de estocagem. Os autores reportam que os tratamentos não apresentaram diferenças em relação aos ensaios de pH, cor e perfil de textura. Porém a formulação com adição dos microcristais de curcumina foi significativamente mais eficiente que os demais tratamentos na prevenção da oxidação lipídica, mesmo sendo utilizada em menores concentrações. Nenhuma das amostras avaliadas apresentaram crescimento microbiano acima do estabelecido pela legislação vigente, durante todo o armazenamento. Os resultados obtidos na avaliação sensorial demonstraram que apenas o atributo cor teve diferença significativa entre os tratamentos, uma vez que a coloração laranja da curcumina interferiu negativamente na coloração tradicional da mortadela.

Agregán et al. (2017) utilizaram o extrato aquoso da alga marrom (*Bifurcaria bifurcata*) em diferentes concentrações (200, 400, 600, 800 e 1000 ppm), na estabilidade oxidativa durante a estocagem do óleo de canola a 60°C por 16 dias. A estabilidade dos óleos foi avaliada quanto ao valor de peróxido, p-anidisina, dienos conjugados e determinação da oxidação total. Os autores reportam que os compostos fenólicos presentes no extrato tiveram forte efeito inibitório na oxidação lipídica secundária, uma vez que não houve diferença entre as amostras tratadas com BHT (50 e 200 ppm) e as tratadas com extrato em níveis superiores a 400 ppm, sendo que nas concentrações de 800 e 1000 ppm o extrato teve atividade inibitória maior que o BHT.

Xie et al. (2019) utilizaram antioxidantes da folha de bambu e do chá, ambos de grau alimentício e comercializados na China para conservação do músculo adutor de vieiras liofilizado. As vieiras frescas foram marinadas em soluções com os aditivos antioxidantes por 3h a 4°C, após, foram cozidas, liofilizadas e avaliadas quanto ao *shelf life* e estabilidade lipídica. Os antioxidantes do chá e da folha de bambu estenderam efetivamente o *shelf life* das vieiras secas por 1,87 e 1,71 vezes, respectivamente, mais do que a amostra controle. Os autores também verificaram que as vieiras tratadas com antioxidantes naturais tiveram um maior valor nutricional, uma vez que os ácidos graxos poliinsaturados, especialmente os ácidos eicosapentanóico (EPA) e docosahexaenóico (DHA) foram protegidos da oxidação, mesmo

após serem submetidos a condições aceleradas de armazenamento (temperaturas de 45, 55 e 65°C).

Messina et al. (2019) avaliaram os efeitos combinados da defumação a frio e da utilização de antioxidantes naturais obtidos da *Halocnemum strobilaceum* nas propriedades sensoriais, físico-químicas, nutricionais, bioquímicas e microbiológicas dos filés de peixe dourado-do-mar (*Coryphaena hippurus*). Os filés tratados com o extrato antioxidante antes do congelamento reduziram significativamente os valores de peróxido e malondialdeído, indicando que ocorreu uma maior proteção dos lipídios. Este aspecto também influenciou a avaliação sensorial onde o peixe filetado com aplicação do extrato antioxidante teve uma maior aceitação em relação ao controle, quanto aos parâmetros de cor e odor indicando a eficiência do tratamento proposto pelos autores na extensão da vida útil do produto.

### 1.3.2 Atividade antimicrobiana

Desde a antiguidade, o homem faz uso das plantas para tratar doenças infecciosas, mesmo antes de descobrir a existência dos microrganismos. Tal ação dos extratos das plantas é relacionada aos polifenóis, que desempenham função de proteção nos múltiplos órgãos das plantas. Neste sentido, atualmente tem sido avaliada uma ampla gama de vegetais e plantas medicinais contra o crescimento de várias espécies de microrganismos, principalmente patogênicos (DAGLIA, 2012).

A atividade antimicrobiana dos extratos vegetais pode estar associada ao efeito dos compostos bioativos individuais, ao efeito sinérgico entre os diferentes compostos dos extratos, ou também, pode apresentar sinergismo quando utilizado em combinação com os outros agentes antimicrobianos convencionais. A partir destas combinações os extratos têm proporcionado atividade antibacteriana, antiviral e antifúngica em diferentes tipos de alimentos (KARIOTI et al., 2011; KOECH et al., 2013; LOPEZ; HUDSON; TOWERS, 2001).

Existe uma grande variedade estrutural entre as classes dos polifenóis e devido a isto, o trabalho de prever as características estruturais de cada classe responsável pela atividade antimicrobiana, se torna complexo. Portanto, os mecanismos envolvidos na atividade antimicrobiana dos polifenóis ainda não foram totalmente esclarecidos (PAPUC et al., 2017).

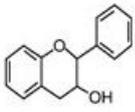
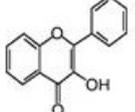
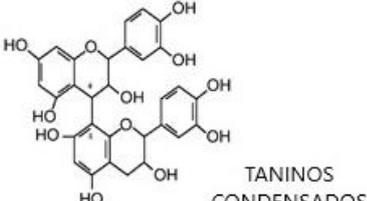
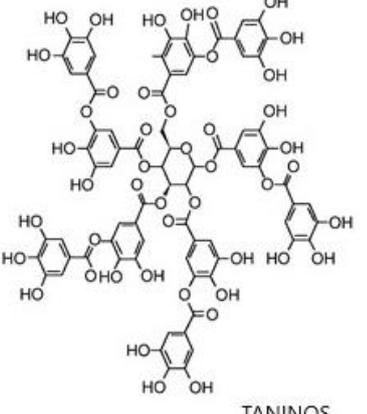
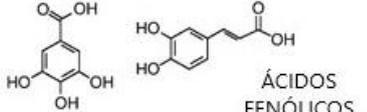
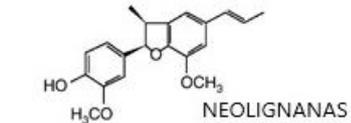
Sendo assim, sabe-se que um dos principais fatores que interferem na ação dos polifenóis sobre as bactérias são as diferenças estruturais entre as bactérias gram-positivas e gram-negativas. Os organismos gram-positivos possuem uma parede celular grossa composta

por peptidoglicano e ácidos teicóicos, envolvendo a membrana citoplasmática. Os organismos gram-negativos possuem duas membranas, uma parede celular mais fina de peptidoglicano, envolvida por uma membrana externa composta por moléculas conhecidas como lipopolissacarídeos (LPS). Em ambas as estruturas a camada de peptidoglicano é essencial para a viabilidade das bactérias e é o mais importante sítio de ação dos antibióticos (FORSYTHE, 2002).

Segundo Cowan (1999) alguns prováveis alvos dos polifenóis na célula microbiana são as adesinas expostas à superfície, polipeptídeos da parede celular, enzimas ligadas a membrana, ou íons metálicos necessários para o funcionamento da célula. Provocando assim, danos estruturais ou funcionais a célula como, privação de substrato, inativação de enzimas microbianas, interferência na regulação de proteínas e/ou rompimento da membrana. Estas ações moleculares ocorrem por meio de ligações de hidrogênio, ligações covalentes e efeitos hidrofóbicos. A literatura recente também confirma estes mecanismos de ação dos polifenóis e enfatizam que o principal destes é a capacidade dos polifenóis de romper a estrutura da membrana plasmática bacteriana (ÁLVAREZ-MARTÍNEZ et al., 2021; EFENBERGER-SZMECHTYK; NOWAK; CZYZOWSKA, 2020).

A determinação da atividade antimicrobiana dos extratos incluem medições de: (i) raio ou diâmetro zona de inibição do crescimento bacteriano em torno do de discos de papel impregnados com um composto antimicrobiano em meio de ágar, (ii) inibição do crescimento bacteriano em meio de ágar com o composto antimicrobiano difundido no ágar, (iii) concentração inibitória mínima (MIC) do composto antimicrobiano em meios líquidos e (iv) alterações na absorvância em um meio de crescimento líquido contendo o composto antimicrobiano (PROESTOS et al., 2008). Figura 1.8 apresenta alguns compostos individuais com comprovada ação antibacteriana, antiviral e antifúngica em diferentes cepas.

Figura 1.8. Atividade antibacteriana, antiviral e antifúngica de alguns compostos bioativos individuais.

 <p>FLAVAN-3-OL</p>	<p>ANTIBACTERIANO</p> <p>ANTIVIRAL</p> <p>ANTIFÚNGICO</p>	<p><i>V.cholerae</i> - <i>S.mutans</i> - <i>C.jejuni</i>  <i>C.perfringes</i> - <i>E.coli</i> - <i>B.Cereus</i>  <i>H.pylori</i> - <i>S.aureus</i> - <i>L.acidophilus</i>  <i>A.naeslundii</i> - <i>P.oralis</i> - <i>P.gingivalis</i>  <i>P.melaninogenica</i> - <i>F.nucleatum</i> -  <i>C.pneumonia</i></p> <p>Adenovirus- Enterovirus -Flu virus</p> <p><i>Candida albicans</i>  <i>Microsporium gypseum</i>  <i>Trichophyton mentagrophytes</i>  <i>Trichophyton rubrum</i></p>
 <p>FLAVANÓIS</p>	<p>ANTIBACTERIANO</p> <p>ANTIVIRAL</p> <p>ANTIFÚNGICO</p>	<p><i>S.mutans</i>  <i>E.coli</i>  <i>S.aureus</i></p> <p>influenza A virus  type -1 herpes simplex virus (HSV)</p> <p>Diferentes cepas de:  <i>Salmonella</i> - <i>Staphylococcus</i>  <i>Helicobacter</i> - <i>E.coli</i> - <i>Bacillus</i>  <i>Clostridium</i> - <i>Campylobacter</i>  <i>Lysteria</i></p> <p>Epstein-Barr virus  Herpes virus  HSV -1 and HSV -2,</p> <p><i>Candida parapsilosis</i></p>
 <p>TANINOS CONDENSADOS</p>	<p>ANTIBACTERIANO</p> <p>ANTIVIRAL</p>	<p><i>S.mutans</i>  <i>E.coli</i>  <i>S.aureus</i></p> <p>influenza A virus  type -1 herpes simplex virus (HSV)</p>
 <p>TANINOS HIDROLISÁVEIS</p>	<p>ANTIBACTERIANO</p> <p>ANTIVIRAL</p> <p>ANTIFÚNGICO</p>	<p>Diferentes cepas de:  <i>Salmonella</i> - <i>Staphylococcus</i>  <i>Helicobacter</i> - <i>E.coli</i> - <i>Bacillus</i>  <i>Clostridium</i> - <i>Campylobacter</i>  <i>Lysteria</i></p> <p>Epstein-Barr virus  Herpes virus  HSV -1 and HSV -2,</p> <p><i>Candida parapsilosis</i></p>
 <p>ÁCIDOS FENÓLICOS</p>	<p>ANTIBACTERIANO</p>	<p><i>S.aureus</i> - <i>L.monocytogenes</i>  <i>E.coli</i> - <i>Paeruginosa</i></p>
 <p>NEOLIGNANAS</p>	<p>ANTIBACTERIANO</p>	<p>Diferentes cepas de:  <i>Mycobacterium tuberculosis</i></p>

Fonte: Modificado de Daglia (2012).

A aplicação destes compostos bioativos como aditivo antimicrobiano em alimentos tem sido tema de pesquisas nos últimos anos. Muitos destes estudos comprovaram a eficácia dos extratos vegetais frente aos aditivos sintéticos comumente aplicados na indústria para esta finalidade.

Yim et al. (2019) avaliaram o efeito do extrato de *Caesalpinia sappan* L. na qualidade microbiológica durante o armazenamento a frio de salsichas de porco cozidas. O uso de 0,0035% de nitrito combinado com o extrato de *C. sappan* a 0,1% foi eficiente na redução do crescimento de *Listeria monocytogenes*. O tratamento com adição apenas do extrato (0,1%) foi o mais eficaz na redução do crescimento da *Escherichia coli* O157: H7 e apresentou crescimento semelhante ao do tratamento com adição de nitrito (0,007%). Ambos os ensaios foram realizados por 4 semanas de armazenamento sob refrigeração. Os autores associaram a atividade antibacteriana do extrato à presença dos compostos fitoquímicos como saponinas, fenóis, esteroides e flavonoides.

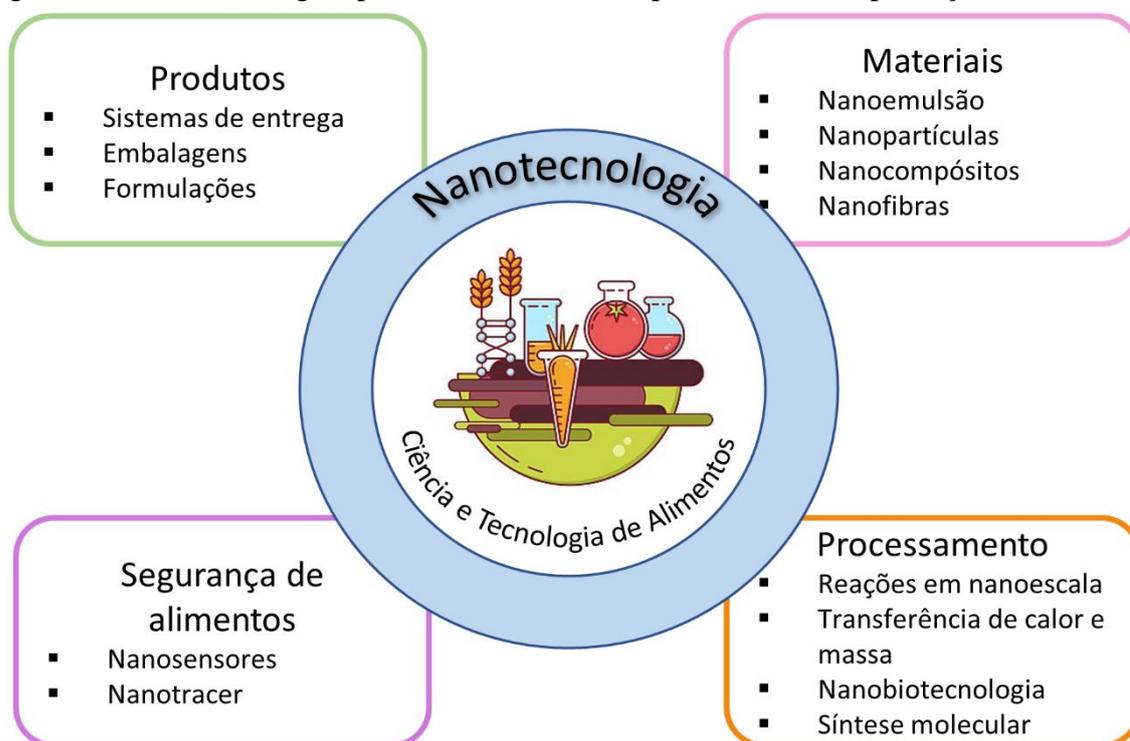
Scavo et al. (2019) verificaram a atividade antimicrobiana *in vitro* de extratos aquoso, etanólico e metanólico das folhas de cardo (*Cynara cardunculus* L. var. *atilis* DC.) na inibição do crescimento de onze espécies bacterianas Gram-positivas e Gram-negativas de interesse agrônomo e alimentar (*Bacillus megaterium*, *Rhodococcus fascians*, *Xanthomonas perforans*, *Pseudomonas syringae* pv. tomato, *Escherichia coli*, *Salmonella enterica*, *Pseudomonas fluorescens*, *Listeria innocua*, *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*, e *Bacillus cereus*). Todos os extratos tiveram um efeito significativo na inibição das bactérias Gram-positivas, porém o extrato etanólico foi o mais ativo. O maior halo de inibição ( $2,3 \pm 0,1$  cm) foi verificado no extrato etanólico na presença de *Bacillus megaterium*. Os autores relacionaram a atividade inibitória dos extratos foliares ao sinergismo dos compostos bioativos e reportam que os compostos derivados do ácido cafeoilquínico representaram mais de 50% do total de fenólicos identificados e quantificados.

#### 1.4 NANOTECNOLOGIA PARA USO EM ALIMENTOS

A nanociência e a nanotecnologia são conceitos recentes e inovadores para uso na cadeia de produção de alimentos. Estes termos originaram-se do prefixo grego “nano” que significa “anão” ou algo muito pequeno e representa uma escala de um bilionésimo de metro ou  $10^{-9}$ . Logo, a nanociência é o estudo de estruturas e moléculas em escala nano e a nanotecnologia é a utilização destas estruturas em aplicações práticas (BAYDA et al., 2020). O desenvolvimento da nanotecnologia na ciência dos alimentos tem influenciado alguns aspectos importantes para o design novos produtos, proteção dos alimentos, formulações de materiais, embalagens e ingredientes alimentícios (RASHIDI; KHOSRAVI-DARANI, 2011). A Figura 1.9 apresenta alguns campos da ciência e tecnologia de alimentos no qual a nanotecnologia está

inserida. Em relação ao desenvolvimento de materiais, estudos recentes abordam o uso da tecnologia de nanoemulsificação de compostos bioativos, sabores e aromas, vitaminas, antioxidantes e antimicrobianos, entre outros, como sistemas de entrega (ARAUJO et al., 2021; DE OLIVEIRA FELIPE et al., 2022; JAFARIFAR et al., 2022). Este tema será apresentado no tópico a seguir.

Figura 1.9. Nanotecnologia aplicada a diferentes etapas da cadeia de produção de alimentos.



Fonte: Autor.

#### 1.4.1 Nanoemulsão

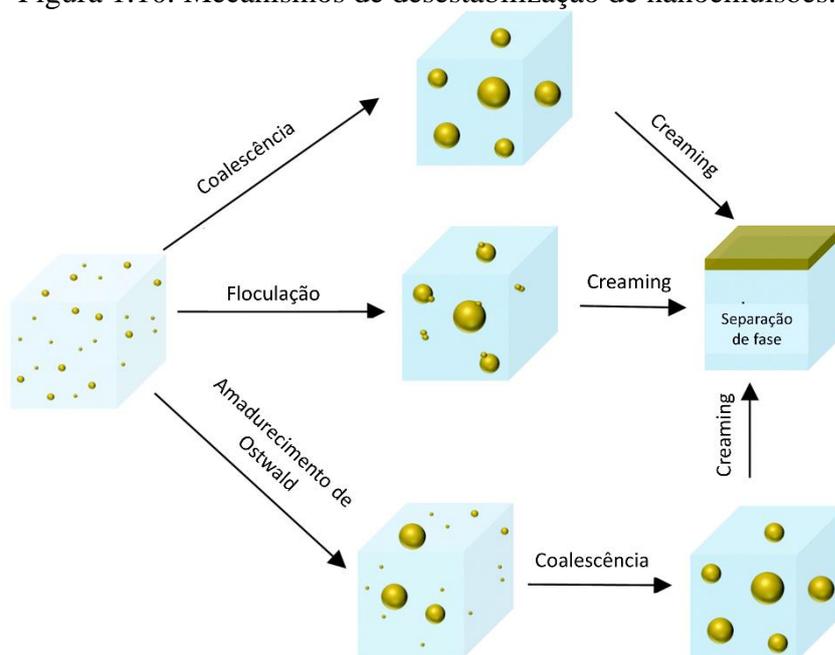
Uma emulsão consiste em ao menos dois líquidos imiscíveis (geralmente óleo e água, mas nem sempre), com um dos líquidos sendo dispersos (fase dispersa) como pequenas gotículas esféricas no outro (fase contínua) (MCCLEMENTS; JAFARI, 2018). Quando estas emulsões possuem gotículas com tamanho nanométrico são chamadas de nanoemulsões. Porém, atualmente não existe um consenso científico acerca da escala nanométrica para as nanoemulsões, Wilson et al. (2022) consideraram a variação da escala entre 10 e 1000 nm, segundo Jaiswal, Dudhe e Sharma (2015) o tamanho das partículas na escala nanométrica varia entre 20 e 600 nm, Solans et al. (2005) reportaram uma escala na faixa entre 20 e 200 nm,

Mason et al. (2006) e McClements (2011) também corroboram com estes autores e reportam valores de raio da partícula menores que 100 nm. Esta diferenciação ocorre devido as propriedades satisfatórias obtidas nas nanoemulsões com tamanhos menores, segundo McClements (2011) nanoemulsões (raio < 100 nm) tendem a ser translúcidas e apresentam melhor estabilidade aos fenômenos de separação gravitacional e agregação quando comparada as emulsões com partículas maiores.

As nanoemulsões são sistemas termodinamicamente instáveis, ou seja, são sistemas propensos a desestabilização. A noção de estabilidade em emulsões é indicativa do tempo necessário para o início visual da separação de fases. Este efeito acontece devido as interações moleculares que ocorrem na interface óleo-água, como os mecanismos de coalescência, floculação, amadurecimento de Ostwald e separação gravitacional ou *creaming* (Figura 1.10). Na coalescência as gotículas entram em contato e se unem para a formação de gotas maiores. Na floculação ocorre o agrupamento das gotículas dentro da fase contínua e se movem como um único conjunto. A diferença no potencial químico da dispersão favorece o mecanismo do amadurecimento de Ostwald, no qual é maior em gotículas menores do que em gotículas maiores e, portanto, fornecem a força motriz para a transferência de massa das gotículas menores para as maiores. O mecanismo de separação gravitacional ou *creaming* ocorre quando as gotículas se fundem ou quando as gotículas sobem para a superfície devido a flutuabilidade, levando a separação de fase (DALVIN, 2011; GUPTA et al., 2016).

Portanto, para prevenir estes mecanismos e promover uma maior estabilidade cinética é necessário selecionar um grupo apropriado de ingredientes para formulação das fases orgânica (lipídica) e aquosa da nanoemulsão. Além da seleção do tipo e propriedades do óleo que compõe a fase orgânica, outros ingredientes adicionais como emulsificantes, modificadores de textura, agentes de massa e inibidores de amadurecimento de Ostwald são necessários para facilitar a formação das gotículas e garantir a estabilidade a longo prazo das nanoemulsões (MCCLEMENTS; JAFARI, 2018). Dentre estes agentes, vale ressaltar a importância dos emulsificantes para a formação da nanoemulsão, uma vez que são moléculas anfifílicas de superfície ativa que adsorve na interface óleo-água durante a homogeneização, afetando assim o tamanho da partícula e na carga superficial, favorecendo a repulsão elétrica entre as partículas e inibindo a agregação das gotículas (MARHAMATI; RANJBAR; REZAIE, 2021; MCCLEMENTS; GUMUS, 2016).

Figura 1.10. Mecanismos de destabilização de nanoemulsões.



Fonte: Modificado de Gupta (2016).

Quanto à produção, as nanoemulsões podem ser preparadas por métodos de baixa energia ou de alta energia. Nos processos de alta energia são requeridos uma grande quantidade de força mecânica no sistema, os métodos incluem homogeneização por alta pressão, microfluidizadores e ultrassom. Por outro lado, os métodos de baixa energia são baseados nas propriedades físico-químicas dos componentes e não necessitam de equipamentos específicos. Estes processos são considerados mais eficazes que os de alta energia para produção de partículas pequenas, devido ao processo de brotamento, onde o movimento rápido dos componentes na fase aquosa favorece a mudança espontânea da curvatura do surfactante e causa um aumento da área interfacial óleo-água, levando a formação espontânea de gotículas. Entre estes métodos podemos citar a emulsificação espontânea, temperatura de inversão de fase, composição de inversão de fase, ponto de inversão da emulsão (SHARMA et al., 2022; SOLÈ et al., 2006). A escolha do método depende da natureza do material que será homogeneizado e das propriedades físico-químicas e funcionais desejadas no produto final.

Recentemente, alguns autores têm proposto a aplicação da tecnologia da nanoemulsificação em extratos vegetais para uso em alimentos (BAZANA et al., 2019; GHAZY et al., 2021; MOHAMMED; ISHWARYA; NISHA, 2021). Conforme abordado anteriormente, os compostos bioativos de fontes vegetais exibem características relevantes para aplicações tecnológicas, como atividade antioxidante, atividade antimicrobiana, propriedades nutricionais e medicinais, o que têm atraído grande interesse das indústrias de alimentos

funcionais, nutracêuticas e de ingredientes alimentícios. No entanto, a eficiência da aplicação dos compostos bioativos depende da manutenção da estabilidade, bioatividade e biodisponibilidade (FANG; BHANDARI, 2010). Nesse sentido, os sistemas de nanoemulsão possuem um conjunto de propriedades como, tamanho nanométrico e carga química superficial das partículas, que permitem uma maior permeação, distribuição uniforme e absorção em tecidos da pele e do trato gastrointestinal das substâncias ativas de interesse (CHEN et al., 2020; DEY et al., 2012). No entanto, estudos preliminares para determinação do potencial bioativo, concentração de fenólicos, atividade antioxidante e antimicrobiana do extrato são relevantes para definição da funcionalidade do extrato a ser usado nos sistemas de nanoemulsão. Sendo assim, este sistema pode ser uma tecnologia adequada para uso em extratos de plantas, como as espécies obtidas de Sistemas Agroflorestais, com consequente ampliação do uso industrial e funcionalidade.

## REFERÊNCIAS

- ABDILLE, Md H.; SINGH, R. P.; JAYAPRAKASHA, G. K.; JENA, B. S. Antioxidant activity of the extracts from *Dillenia indica* fruits. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 90, p. 891–896, 2005. DOI: 10.1016/j.foodchem.2004.09.002.
- AGREGÁN, Rubén; LORENZO, José M.; MUNEKATA, Paulo E. S.; DOMINGUEZ, Ruben; CARBALLO, Javier; FRANCO, Daniel. Assessment of the antioxidant activity of *Bifurcaria bifurcata* aqueous extract on canola oil. Effect of extract concentration on the oxidation stability and volatile compound generation during oil storage. **Food Research International**, [S. l.], v. 99, p. 1095–1102, 2017. DOI: 10.1016/j.foodres.2016.10.029.
- AL-REZA, Sharif M.; BAJPAI, Vivek K.; KANG, Sun Chul. Antioxidant and antilisterial effect of seed essential oil and organic extracts from *Zizyphus jujuba*. **Food and Chemical Toxicology**, [S. l.], v. 47, p. 2374–2380, 2009. DOI: 10.1016/j.fct.2009.06.033.
- ALAM, Md. Nur; BRISTI, Nusrat Jahan; RAFIQUZZAMAN, Md. Review on in vivo and in vitro methods evaluation of antioxidant activity. **Saudi Pharmaceutical Journal**, [S. l.], v. 21, p. 143–152, 2013. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jsps.2012.05.002>.
- ALTIERI, Miguel A.; HECHT, Susanna; LIEBMAN, Matt; MAGDOFF, Fred; NORGAARD, Richard; SIKOR, Thomas O. **AGROECOLOGIA: Bases científicas para una agricultura sustentable**. 4 ed ed. Montevideo: Editorial Nordan–Comunidad, 1999. Disponível em: <chrome-extension://efaidnbnmnibpcajpcglclefindmkaj/http://agroeco.org/wp-content/uploads/2010/10/Libro-Agroecologia.pdf>.
- ÁLVAREZ-MARTÍNEZ, F. J.; BARRAJÓN-CATALÁN, E.; HERRANZ-LÓPEZ, M.; MICOL, V. Antibacterial plant compounds, extracts and essential oils: An updated review on their effects and putative mechanisms of action. **Phytomedicine**, v. 90, p. 153626, 2021. DOI: 10.1016/j.phymed.2021.153626
- ANJANI; SINGH, Rajvir. Accelerated Storage Stability of Refined Cotton Oil in Term of Free Fatty Acid and Thiobarbituric Acid. **International Research Journal of Pure & Applied Chemistry**, [S. l.], v. 16, n. 1, p. 1–7, 2018. DOI: 10.9734/IRJPAC/2018/40401.
- AOYAMA, Hiroe; SAKAGAMI, Hiroshi; HATANO, Tsutomu. Three new flavonoids , proanthocyanidin , and accompanying phenolic constituents from *Feijoa sellowiana*. **Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry**, [S. l.], v. 82, n. 1, p. 31–41, 2018. DOI: 10.1080/09168451.2017.1412246.
- APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; SCHAPOVAL, Elfrides E. S.; HENRIQUES, Amélia T. Chemical Composition of the Essential Oils of *Eugenia beaurepaireana* and *Eugenia pyriformis*: Section Dichotomae. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], n. 16, p. 191–192, 2004. DOI: 10.1080/10412905.2004.9698694.
- ARANTES, Sílvia; PIÇARRA, Andreia; CANDEIAS, Fátima; TEIXEIRA, Dora; CALDEIRA, A. Teresa; MARTINS, M. Rosário. Antioxidant activity and cholinesterase inhibition studies of four flavouring herbs from Alentejo. **Natural Product Research**, [S. l.],

v. 31, n. 18, p. 2183–2187, 2017. DOI: 10.1080/14786419.2017.1278598.

ARAUJO, Thais Danyelle Santos et al. Nanoemulsion of cashew gum and clove essential oil (*Ocimum gratissimum* Linn) potentiating antioxidant and antimicrobial activity.

**International Journal of Biological Macromolecules**, [S. l.], v. 193, p. 100–108, 2021. DOI: 10.1016/J.IJBIOMAC.2021.09.195.

AZMI, Lubna; SHUKLA, Ila; GOUTAM, Arti; RAO, Ch V; JAWAID, Talha; AWAAD, Amani S.; ALQASOUMI, Saleh I.; ALKHAMEES, Osama A.; KAMAL, Mehnaz. Oxidative free radicals scavenging activity (in vitro and in vivo assay) of standardized fractions from the seeds of *Argyreia speciosa* (Ghav-patta) a traditional Indian medicine. **Saudi**

**Pharmaceutical Journal**, [S. l.], v. 27, p. 1210–1215, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jsps.2019.10.004>.

BABAZADEH, Afshin; TAGHVIMI, Arezou; HAMISHEHKAR, Hamed; TABIBIAZAR, Mahnaz. Development of new ultrasonic – solvent assisted method for determination of trans-resveratrol from red grapes: Optimization, characterization, and antioxidant activity (ORAC assay). **Food Bioscience**, [S. l.], v. 20, p. 36–42, 2017. DOI:

<http://dx.doi.org/10.1016/j.fbio.2017.08.003>.

BAHADORI, Mir Babak; MAGGI, Filippo; ZENGIN, Gokhan; ASGHARI, Behvar; ESKANDANI, Morteza. Essential oils of hedgenettes (*Stachys inflata*, *S. lavandulifolia*, and *S. byzantina*) have antioxidant, anti-Alzheimer, antidiabetic, and anti-obesity potential: A comparative study. **Industrial Crops & Products**, [S. l.], v. 145, p. 112089, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2020.112089>.

BARROSO, Graziela Maciel. **Sistemática de Angiospermas do Brasil**. Viçosa: UFV, 1991.

BASAK, Mridushree; DUTTA, Somit; CHOWDHURY, Monoranjan. Wild raspberry: Antioxidant fruits from Eastern Himalaya. **Journal of Food Biochemistry**, [S. l.], v. 42, p. 1–16, 2018. DOI: 10.1111/jfbc.12560.

BASILE, Adriana; CONTE, Barbara; RIGANO, Daniela; SENATORE, Felice; SORBO, Sergio. Antibacterial and Antifungal Properties of Acetonic Extract of *Feijoa sellowiana* Fruits and Its Effect on *Helicobacter pylori* Growth. **Journal of Medicinal Food**, [S. l.], v. 13, n. 1, p. 189–195, 2010. DOI: 10.1089=jmf.2008.0301

BAYDA, Samer; ADEEL, Muhammad; TUCCINARDI, Tiziano; CORDANI, Marco; RIZZOLIO, Flavio; BAEZA, Alejandro. molecules The History of Nanoscience and Nanotechnology: From Chemical-Physical Applications to Nanomedicine. **Molecules**, [S. l.], v. 25, p. 112, 2020. DOI: 10.3390/molecules25010112.

BAZANA, Maiara Taís et al. Development of nanoemulsions containing *Physalis peruviana* calyx extract: A study on stability and antioxidant capacity. **Food Research International**, [S. l.], v. 125, n. April, 2019. DOI: 10.1016/j.foodres.2019.108645.

BEI, Qi; WU, Zhenqiang; CHEN, Gong. Dynamic changes in the phenolic composition and antioxidant activity of oats during simultaneous hydrolysis and fermentation. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 305, p. 125269, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.125269>.

BIERNACKA, Beata; DZIKI, Dariusz; GAWLIK-DZIKI, Urszula; R ÓZYŁO, Renata; SIASTALA, Monika. Physical, sensorial, and antioxidant properties of common wheat pasta enriched with carob fiber. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 77, p. 186–192, 2017. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2016.11.042>.

BORGES MONTEIRO, Jessica Raquel; ARDISSON, Juliana Santa; ATHAYDES, Brena Ramos; DE CÁSSIA RIBEIRO GONÇALVES, Rita; RODRIGUES, Ricardo Pereira; KUSTER, Ricardo Machado; KITAGAWA, Rodrigo Rezende. Anti-helicobacter pylori and anti-inflammatory properties of *Eugenia uniflora* L. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, [S. l.], v. 62, 2019. DOI: 10.1590/1678-4324-2019180285.

BREWER, M. S. Natural Antioxidants : Sources, Compounds, Mechanisms of Action, and Potential Applications. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, [S. l.], v. 10, p. 221–247, 2011. DOI: 10.1111/j.1541-4337.2011.00156.x.

BUCK, L.; LASSOIE, J.; FERNANDES, E. **Agroforestry in Sustainable Agricultural Systems**. Boca Raton: CRC Press, 1998.

BUDOWSKI, Gerardo. Distribution of American rain forest species in the light of sucesional processes. **Revista Interamericana de Ciências Agrícolas**, [S. l.], v. 15, n. 1, p. 40–42, 1965.

BUENO, Paulo Agenor Alves; OLIVEIRA, Vitória Maria Teodoro De; GUALDI, Bruna Lopes; SILVEIRA, Pedro Henrique Nascimento; PEREIRA, Rafael Gon; FREITAS, Caio Evandro Santos De; BUENO, Raquel De Oliveira; SEKINE, Elizabete Satsuki; SCHWARCZ, Kaiser Dias. Indicadores microbiológicos de qualidade do solo em recuperação de um sistema agroflorestal. **Acta Brasiliensis**, [S. l.], v. 2, n. 2, p. 40–44, 2018. DOI: 10.22571/2526-433896.

BURSAL, Ercan; ARAS, Abdülmelik; KILIÇ, Ömer. Evaluation of antioxidant capacity of endemic plant *Marrubium astracanicum* subsp. macrodon: Identification of its phenolic contents by using HPLC-MS/MS. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 33, n. 13, p. 1975–1979, 2019. DOI: 10.1080/14786419.2018.1480018.

BURSAL, Ercan; BOGA, Remzi. Polyphenols analysed by UHPLC-ESI-MS/MS and antioxidant activities of molasses, acorn and leaves of oak (*Quercus robur* subsp. pedunculiflora). **Progress in Nutrition**, [S. l.], v. 20, n. 1, p. 167–175, 2018. DOI: 10.23751/pn.v20i1-S.5311.

CALDERÓN-MEDINA, Claudia L.; BAUTISTA-MANTILLA, Gina P.; ROJAS-GONZÁLEZ, Salvador. Propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo, indicadores del estado de diferentes ecosistemas en una terraza alta del departamento del Meta. **Orinoquia**, [S. l.], v. 22, n. 2, p. 141–157, 2018. DOI: 10.22579/20112629.524.

CARDENAS, Juan David Revilla. **Plantas Úteis da Bacia Amazônica**. 2. ed. Manaus: Sebrae-AM: INPA, 2002.

CARVALHO, Francisco Allan L.; LORENZO, Jose M.; PATEIRO, Mirian; BERMÚDEZ, Roberto; PURRIÑOS, Laura; TRINDADE, Marco Antonio. Effect of guarana (*Paullinia cupana*) seed and pitanga (*Eugenia uniflora* L.) leaf extracts on lamb burgers with fat replacement by chia oil emulsion during shelf life storage at 2 °C. **Food Research**

**International**, [S. l.], v. 125, n. May, p. 108554, 2019. DOI: 10.1016/j.foodres.2019.108554.

CHABOT, S.; BEL-RHLID, R.; CHÊNEVERT, R.; PICHÉ, Y. Hyphal growth promotion in vitro of the VA mycorrhizal fungus, *Gigaspora margarita* Becker & Hall, by the activity of structurally specific flavonoid compounds under CO<sub>2</sub> -enriched conditions. **New Phytol.**, [S. l.], v. 122, p. 461–467, 1992.

CHAVASCO, Juliana M.; PRADO E FELIPHE, Bárbara H. M.; CERDEIRA, Claudio D.; LEANDRO, Fabrício D.; COELHO, Luiz F. L.; SILVA, Jéferson Junior Da; CHAVASCO, Jorge Kleber; DIAS, Amanda L. T. Evaluation of antimicrobial and cytotoxic activities of plant extracts from southern minas gerais cerrado. **Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo**, [S. l.], v. 56, n. 1, p. 13–20, 2014. DOI: 10.1590/S0036-46652014000100002.

CHEN, Lei; TENG, Hui; XIAO, Jianbo. A value-added cooking process to improve the quality of soybean: Protecting its isoflavones and antioxidant activity. **Food Science and Human Wellness**, [S. l.], v. 8, p. 195–201, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fshw.2019.05.001>.

CHEN, Wenye; JU, Xingrong; ALUKO, Rotimi E.; ZOU, Yucheng; WANG, Zhigao; LIU, Mengtin; HE, Rong. Rice bran protein-based nanoemulsion carrier for improving stability and bioavailability of quercetin. **Food Hydrocolloids**, [S. l.], v. 108, 2020. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2020.106042.

CHOI, Hye Rhi; CHOI, Jae Sue; HAN, Yong Nam; BAE, Song Ja; CHUNG, Hae Young. Peroxynitrite Scavenging Activity of Herb Extracts. **Phytotherapy Research**, [S. l.], v. 16, p. 364–367, 2002. DOI: 10.1002/ptr.904.

CÍZ, Milan; CÍZOVÁ, Hana; DENEV, Petko; KRATCHANOVA, Maria; SLAVOV, Anton; LOJEK, Antonín. Different methods for control and comparison of the antioxidant properties of vegetables. **Food Control**, [S. l.], v. 21, p. 518–523, 2010. DOI: 10.1016/j.foodcont.2009.07.017.

COLLA, André R. S.; MACHADO, Daniele G.; BETTIO, Luis E. B.; COLLA, Guilherme; MAGINA, Michele D. A.; BRIGHENTE, Inês M. C.; RODRIGUES, Ana Lúcia S. Involvement of monoaminergic systems in the antidepressant-like effect of *Eugenia brasiliensis* Lam. ( Myrtaceae ) in the tail suspension test in mice. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 143, p. 720–731, 2012.a.

COLLA, André R. S.; MACHADO, Daniele G.; BETTIO, Luis E. B.; COLLA, Guilherme; MAGINA, Michele D. A.; BRIGHENTE, Inês M. C.; RODRIGUES, Ana Lúcia S. Involvement of monoaminergic systems in the antidepressant-like effect of *Eugenia brasiliensis* Lam. (Myrtaceae) in the tail suspension test in mice. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 143, n. 2, p. 720–731, 2012. b. DOI: 10.1016/j.jep.2012.07.038.

CORADIN, Lidio; SIMINSKI, Alexandre; REIS, Ademir. **Espécies Nativas da Flora Brasileira de Valor Econômico Atual ou Potencial - Plantas para o Futuro: Região Sul**. 1. ed. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2011.

CORRÊA NETO, Nelson Eduardo; MESSERSCHMIDT, Namastê Maranhão; STEENBOCK, Walter; MONNERAT, Priscila Facina. **Agroflorestando o mundo de facão a**

**trator: gerando práxis agroflorestal em rede.** 1 ed ed. Barra do Turvo: Programa Petrobras Socioambiental, 2016. Disponível em: [chrome-extension://efaidnbmninnibpcapjpcgclefindmkaj/https://moodle.ufsc.br/pluginfile.php/1935293/mod\\_resource/content/1/agroflorestando-omundo.pdf](chrome-extension://efaidnbmninnibpcapjpcgclefindmkaj/https://moodle.ufsc.br/pluginfile.php/1935293/mod_resource/content/1/agroflorestando-omundo.pdf).

COUPLAND, John N.; MCCLEMENTS, D. Julian. Lipid oxidation in food emulsions. **Trends in Food Science and Technology**, [S. l.], v. 7, p. 83–91, 1996. DOI: [https://doi.org/10.1016/0924-2244\(96\)81302-1](https://doi.org/10.1016/0924-2244(96)81302-1)

COWAN, Marjorie Murphy. Plant Products as Antimicrobial Agents. **Clinical Microbiology Reviews**, [S. l.], v. 12, n. 4, p. 564–582, 1999.

DA SILVA, Aline Priscilla Gomes; SPRICIGO, Poliana Cristina; PURGATTO, Eduardo; DE ALENCAR, Severino Matias; JACOMINO, Angelo Pedro. Volatile Compounds Determined by SPME-GC, Bioactive Compounds, In Vitro Antioxidant Capacity and Physicochemical Characteristics of Four Native Fruits from South America. **Plant Foods for Human Nutrition**, [S. l.], v. 74, n. 3, p. 358–363, 2019. DOI: 10.1007/s11130-019-00745-7.

DAGLIA, Maria. Polyphenols as antimicrobial agents. **Current Opinion in Biotechnology**, [S. l.], v. 23, p. 174–181, 2012. DOI: 10.1016/j.copbio.2011.08.007.

DALTIN, Decio. **Tensoativos: Química, propriedades e aplicações.** 1 ed. São Paulo: Blucher, 2011.

DAMETTO, Alessandra C.; BORALLE, Nivaldo; ZHANG, Chuan-Rui; SILVA, Dulce H. S.; NAIR, Muraleedharan G. Leaves of *Eugenia brasiliensis* Used as a Folk Medicine Contain Cyclooxygenase Enzyme and Lipid Peroxidation Inhibitory Compounds. **Natural Product Communications**, [S. l.], v. 13, n. 8, p. 11–14, 2018. DOI: 10.1177/1934578X1801300814.

DARKWAH, Williams Kweku; NKOOM, Matthew. Free Radicals Scavenging Activity and Oxidative DNA Damage Protecting Property of Methanol Extract from Honeycrisp Apple. **Pharmacognosy Journal**, [S. l.], v. 11, n. 4, p. 694–698, 2019. DOI: 10.5530/pj.2019.11.110.

DE OLIVEIRA FELIPE, Lorena; LEMOS BICAS, Juliano; BOUHOUTE, Meryem; VODO, Sekove; TAARJI, Noamane; NAKAJIMA, Mitsutoshi; NEVES, Marcos A. Formulation and physicochemical stability of oil-in-water nanoemulsion loaded with  $\alpha$ -terpineol as flavor oil using Quillaja saponins as natural emulsifier. **Food Research International**, [S. l.], v. 153, p. 110894, 2022. DOI: 10.1016/J.FOODRES.2021.110894.

DE PAULA, Patrícia Diniz; CAMPELLO, Eduardo F. C.; GUERRA, José Guilherme Marinho; SANTOS, Gabriel de Araújo; DE RESENDE, Alexander Silva. Decomposição das podas das leguminosas arbóreas *Gliricidia sepium* e *Acacia angustissima* em um sistema agroflorestal. **Ciencia Florestal**, [S. l.], v. 25, n. 3, p. 791–800, 2015. DOI: 10.5902/1980509819696.

DENEV, Petko et al. Biological activities of selected polyphenol-rich fruits related to immunity and gastrointestinal health. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 157, p. 37–44, 2014. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.02.022>.

DEY, Tanmoy kumar; GHOSH, Santinath; GHOSH, Mahua; KOLEY, Hemanta; DHAR,

Pubali. Comparative study of gastrointestinal absorption of EPA & DHA rich fish oil from nano and conventional emulsion formulation in rats. **Food Research International**, [S. l.], v. 49, n. 1, p. 72–79, 2012. DOI: 10.1016/j.foodres.2012.07.056.

DIBANDA, Romelle Feumba; AKDOWA, Emmanuel Panyoo; P, Ashwini Rani; TONGWA, Quentin Metsatedem; F MBOFUNG, Carl Moses. Effect of microwave blanching on antioxidant activity, phenolic compounds and browning behaviour of some fruit peelings. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 302, p. 125308, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.125308>.

DONATO, Ana Maria; MORRETES, Berta Lange De. Anatomia foliar de *Eugenia brasiliensis* Lam. (Myrtaceae) proveniente de áreas de restinga e de floresta. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, [S. l.], v. 17, n. 3, p. 426–443, 2007.

DORTA, Eva; RODRÍGUEZ-RODRÍGUEZ, Elena María; JIMÉNEZ-QUEZADA, Andrés; FUENTES-LEMUS, Eduardo; SPEISKY, Hernán; LISSI, Eduardo; LÓPEZ-ALARCÓN, Camilo. Use of the Oxygen Radical Absorbance Capacity (ORAC) Assay to Predict the Capacity of Mango (*Mangifera indica* L.) By-Products to Inhibit Meat Protein Oxidation. **Food Analytical Methods**, [S. l.], v. 10, p. 330–338, 2017. DOI: 10.1007/s12161-016-0584-5.

DRÓZDŹ, Paulina; ŠEŽIENĖ, Vaida; PYRZYNSKA, Krystyna. Phytochemical Properties and Antioxidant Activities of Extracts from Wild Blueberries and Lingonberries. **Plant Foods Hum Nutr**, [S. l.], v. 72, p. 360–364, 2017. DOI: 10.1007/s11130-017-0640-3.

DWIVEDI, SAUMYA; VASAVADA, MIHIR N.; CORNFORTH, DAREN. Evaluation of Antioxidant Effects and Sensory Attributes of Chinese 5-Spice Ingredients in Cooked Ground Beef. **Journal of Food Science**, [S. l.], v. 71, n. 1, p. C12–C17, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2006.tb12381.x>

EBRAHIMZADEH, Mohammad A.; ENAYATIFARD, Reza; KHALILI, Masoumeh; GHAFFARLOO, Mahdiah; SAEEDI, Majid; CHARATI, Jamshid Y. Correlation between Sun Protection Factor and Antioxidant Activity, Phenol and Flavonoid Contents of some Medicinal Plants. **Iranian Journal of Pharmaceutical Research**, [S. l.], v. 13, n. 3, p. 1041–1047, 2014.

EFENBERGER-SZMECHTYK, Magdalena; NOWAK, Agnieszka; CZYZOWSKA, Agata. Plant extracts rich in polyphenols: Antibacterial agents and natural preservatives for meat and meat products. **Critical reviews in food science and nutrition**, v. 61, n. 1, p. 149-178, 2021. DOI: 10.1080/10408398.2020.1722060

ELUFIOYE, Taiwo O.; OLUSOLA, Damilare M.; OYEDEJI, Adebola O. Correlation of Total Phenolic, Flavonoid and Tannin Content of *Bryophyllum pinnatum* (Lam.) (Crassulaceae) Extract with the Antioxidant and Anticholinesterase Activities. **Pharmacognosy Journal**, [S. l.], v. 11, n. 5, p. 1003–1009, 2019. DOI: 10.5530/pj.2019.11.158.

FADDA, Angela; BARBERIS, Antonio; SANNA, Daniele. Influence of pH, buffers and role of quinolinic acid, a novel iron chelating agent, in the determination of hydroxyl radical scavenging activity of plant extracts by Electron Paramagnetic Resonance (EPR). **Food**

**Chemistry**, [S. l.], v. 240, p. 174–182, 2018. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.076>.

FANG, Zhongxiang; BHANDARI, Bhesh. Encapsulation of polyphenols - A review. **Trends in Food Science and Technology**, [S. l.], v. 21, p. 510–523, 2010. DOI: 10.1016/j.tifs.2010.08.003.

FÁVERO, Claudenir; LOVO, Ivana Cristina; MENDONÇA, Eduardo De Sá. Recuperação de área degradada com sistema agroflorestal no Vale do Rio Doce, Minas Gerais. **Revista Arvore**, [S. l.], v. 32, n. 5, p. 861–868, 2008. DOI: 10.1590/S0100-67622008000500011.

FELIX, Manuel; CERMEÑO, Maria; FITZGERALD, Richard J. Assessment of the microstructural characteristics and the in vitro bioactive properties of sunflower oil-based emulsions stabilized by fava bean (*Vicia faba*) protein. **Food Hydrocolloids**, [S. l.], v. 97, p. 105220, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2019.105220>.

FERREIRA-RAMOS, Ronai; ACCORONI, Klaus A. G.; ROSSI, Ariany; GUIDUGLI, M. C.; MESTRINER, Moacyr A.; MARTINEZ, Carlos A.; ALZATE-MARIN, Ana L. Genetic diversity assessment for *Eugenia uniflora* L., *E. pyriformis* Cambess., *E. brasiliensis* Lam. and *E. francavilleana* O. Berg neotropical tree species ( Myrtaceae ) with heterologous SSR markers. **Genet Resour Crop Evol**, [S. l.], v. 61, p. 267–272, 2014. DOI: 10.1007/s10722-013-0028-7.

FOGARASI, Attila-levente; KUN, Szilárd; TANKÓ, Gabriella; STEFANOVITS-BÁNYAI, Éva; HEGYESNÉ-VECSERI, Beáta. A comparative assessment of antioxidant properties, total phenolic content of einkorn, wheat, barley and their malts. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 167, p. 1–6, 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.06.084>.

FOGLIANO, Vincenzo; VERDE, Veronica; RANDAZZO, Giacomino; RITIENI, Alberto. Method for Measuring Antioxidant Activity and Its Application to Monitoring the Antioxidant Capacity of Wines. **J. Agric. Food Chem.**, [S. l.], v. 47, p. 1035–1040, 1999. DOI: 10.1021/jf980496s.

FORSYTHE, Stephen J. **Microbiologia da segurança alimentar**. Porto Alegre: Artmed, 2002.

FRANKEL, Edwin N. Review: Recent Advances in Lipid Oxidation. **J Sci Food Agric**, [S. l.], v. 54, p. 495–511, 1991.

FRANKEL, Edwin N. Chemistry of antioxidation. **Antioxidants in Food and Biology**, [S. l.], p. 21–42, 2012. DOI: 10.1533/9780857097903.21.

FU, Maorun; QU, Qingli; YANG, Xiaoying; ZHANG, Xiaohui. Effect of intermittent oven drying on lipid oxidation, fatty acids composition and antioxidant activities of walnut. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 65, p. 1126–1132, 2016. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2015.10.002>.

GAMFELDT, LARS; HILLEBRAND, HELMUT; JONSSON, PER R. Multiple functions increase the importance of biodiversity for overall ecosystem functioning. **Ecology**, [S. l.], v. 89, n. 5, p. 1223–1231, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1890/06-2091.1>

GHAZY, O. A.; FOUAD, M. T.; SALEH, H. H.; KHOLIF, A. E.; MORSY, T. A. Ultrasound-assisted preparation of anise extract nanoemulsion and its bioactivity against different pathogenic bacteria. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 341, p. 128259, 2021. DOI: 10.1016/J.FOODCHEM.2020.128259.

GOMES, Trilícia M.; TOALDO, Isabela M.; HAAS, Isabel C. S.; BURIN, Vívian M.; CALIARI, Vinicius.; LUNA, Aderval S.; GOIS, Jefferson S.; BORDIGNON-LUIZ, Marilde T. Differential contribution of grape peel, pulp, and seed to bioaccessibility of micronutrients and major polyphenolic compounds of red and white grapes through simulated human digestion. **Journal of Functional Foods**, v. 52, p. 699-708, 2019. DOI: 10.1016/j.jff.2018.11.051

GÓRNAS, Paweł; DWIECKI, Krzysztof; SIGER, Aleksander; TOMASZEWSKA-GRAS, Jolanta; MICHALAK, Michał; POLEWSKI, Krzysztof. Contribution of phenolic acids isolated from green and roasted boiled-type coffee brews to total coffee antioxidant capacity. **Eur Food Res Technol**, [S. l.], v. 242, p. 641–653, 2016. DOI: 10.1007/s00217-015-2572-1.

GRANATO, Daniel et al. Antioxidant activity, total phenolics and flavonoids contents: Should we ban in vitro screening methods? **Food Chemistry**, [S. l.], v. 264, n. April, p. 471–475, 2018. DOI: 10.1016/j.foodchem.2018.04.012.

GRESSLER, Eliana; PIZO, Marco A.; MORELLATO, L. Patrícia C. Polinização e dispersão de sementes em Myrtaceae do Brasil. **Brazilian Journal of Botany**, [S. l.], v. 3, n. 2005, p. 509–530, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-84042006000400002>

GRINA, Fatiha et al. In vitro enzyme inhibitory properties, antioxidant activities, and phytochemical fingerprints of five Moroccan seaweeds. **South African Journal of Botany**, [S. l.], v. 128, p. 152–160, 2020. DOI: 10.1016/j.sajb.2019.10.021.

GÜLÇİN, İlhami; GÖREN, Ahmet C.; TASLIMI, Parham; ALWASEL, Saleh H.; KILIC, Omer; BURSAL, Ercan. Anticholinergic, antidiabetic and antioxidant activities of Anatolian pennyroyal (*Mentha pulegium*) -analysis of its polyphenol contents by LC-MS/MS. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, [S. l.], v. 23, p. 101441, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2019.101441>.

GUPTA, Ankur; BURAK ERAL, H.; HATTON, T. Alan; DOYLE, Patrick S. Nanoemulsions: formation, properties and applications. **Soft Matter**, [S. l.], v. 12, p. 2826, 2016. DOI: 10.1039/c5sm02958a.

HAN, Hatica; YILMAZ, Hasibe; GÜLÇİN, İlhami. Antioxidant Activity of Flaxseed (*Linum usitatissimum* L.) shell and Analysis of Its Polyphenol Contents by LC-MS/MS. **Rec. Nat. Prod.**, [S. l.], v. 12, n. 4, p. 397–402, 2018. DOI: <http://doi.org/10.25135/rnp.46.17.09.155>.

HAN, Yameng; CHI, Jianwei; ZHANG, Mingwei; ZHANG, Ruifen; FAN, Sanhong; DONG, Lihong; HUANG, Fei; LIU, Lei. Changes in saponins, phenolics and antioxidant activity of quinoa (*Chenopodium quinoa* willd) during milling process. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 114, p. 108381, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.108381>.

HE, Jing-yu; ZHANG, Yuan-he; MA, Na; ZHANG, Xu-lin; LIU, Meng-Hua; FU, Wei-Ming. Comparative analysis of multiple ingredients in *Rosa roxburghii* and *R. sterilis* fruits and their antioxidant activities. **Journal of Functional Foods**, [S. l.], v. 27, p. 29–41, 2016. DOI:

<http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2016.08.058>.

HEŚ, Marzanna; DZIEDZIC, Krzysztof; GÓRECKA, Danuta; JEĐRUSEK-GOLIŃSKA, Anna; GUJSKA, Elżbieta. *Aloe vera* (L.) Webb.: Natural Sources of Antioxidants – A Review. **Plant Foods for Human Nutrition**, [S. l.], v. 74, p. 255–265, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11130-019-00747-5>.

HIDAYAT, Mochammad Amrun; CHASSANA, Rizka Illa; NINGSIH, Indah Yulia; YUWONO, Mochammad; KUSWANDI, Bambang. The CUPRAC - paper microzone plates as a simple and rapid method for total antioxidant capacity determination of plant extract. **European Food Research and Technology**, [S. l.], v. 245, p. 2063–2070, 2019. DOI: 10.1007/s00217-019-03312-1. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00217-019-03312-1>.

HU, Jianhui; CHEN, Yuqiong; NI, Dejiang. Effect of superfine grinding on quality and antioxidant property of fine green tea powders. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 45, p. 8–12, 2012. DOI: 10.1016/j.lwt.2011.08.002.

HUDSON, B. J. F. **Food Antioxidants**. 1 ed. [s.l.] : Springer Dordrecht, 1990.

HUGHES, D. **Fresh Facts: New Zealand Horticulture - Reaching new highs**. Auckland: Plant & Food Research Ltd, 2017.

IDE, Carlos David; VIEIRA, Alcílio; GRAÇA, Jeronimo; FRANCISCO, José; MALDONADO, Martinez. Germinação de sementes de grumixama (*Eugenia brasiliensis* Lam.) submetidas a tratamento térmico e fermentação. **Informação Tecnológica**. [S. l.], p. 4–6, 2017.

IOANNONE, F.; MATTIA, C. D. Di; GREGORIO, M. De; SERGI, M.; SERAFINI, M.; SACCHETTI, G. Flavonols, proanthocyanidins and antioxidant activity changes during cocoa (*Theobroma cacao* L.) roasting as affected by temperature and time of processing. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 174, p. 256–262, 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.11.019>.

JACOMINO, Angelo P.; SILVA, Aline P. G.; FREITAS, Thais P.; MORAIS, Verônica S. de Paula. Uvaia—*Eugenia pyriformis* Cambess. **Exotic Fruits Reference Guide**, [S. l.], p. 435–438, 2018. DOI: 10.1016/B978-0-12-803138-4.00058-7.

JAFARIFAR, Zeinab; REZAIE, Mitra; SHARIFAN, Payam; JAHANI, Vajiheh; DANESHMAND, Sara; GHAZIZADEH, Hamideh; FERNS, Gordon A.; GOLMOHAMMADZADEH, Shiva; GHAYOUR-MOBARHAN, Majid. Preparation and Characterization of Nanostructured Lipid Carrier (NLC) and Nanoemulsion Containing Vitamin D3. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, [S. l.], v. 194, n. 2, p. 914–929, 2022. DOI: 10.1007/s12010-021-03656-z.

JAISWAL, Manjit; DUDHE, Rupesh; SHARMA, P. K. Nanoemulsion: an advanced mode of drug delivery system. **3 Biotech**, [S. l.], v. 5, n. 2, p. 123–127, 2015. DOI: 10.1007/s13205-014-0214-0.

JAYAPRAKASHA, G. K.; SELVI, Tamil; SAKARIAH, K. K. Antibacterial and antioxidant activities of grape (*Vitis vinifera*) seed extracts. **Food Research International**, [S. l.], v. 36, p. 117–122, 2003.

KARAMI, Akbar; KAVOOSI, Gholamreza; MAGGI, Filippo. The emulsion made with essential oil and aromatic water from *Oliveria decumbens* protects murine macrophages from LPS-induced oxidation and exerts relevant radical scavenging activities. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, [S. l.], v. 17, p. 538–544, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2019.01.015>.

KARAMI, Zohreh; PEIGHAMBARDUST, Seyed Hadi; HESARI, Javad; AKBARI-ADERGANI, Behrouz; ANDREU, David. Antioxidant, anticancer and ACE-inhibitory activities of bioactive peptides from wheat germ protein hydrolysates. **Food Bioscience**, [S. l.], v. 32, p. 100450, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2019.100450>.

KARIOTI, Anastasia; SOKOVIC, Marina; CIRIC, Ana; KOUKOULITSA, Catherine; BILIA, Anna Rita; SKALITSA, Helen. Antimicrobial Properties of *Quercus ilex* L. Proanthocyanidin Dimers and Simple Phenolics: Evaluation of Their Synergistic Activity with Conventional Antimicrobials and Prediction of Their Pharmacokinetic Profile. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 59, p. 6412–6422, 2011. DOI: 10.1021/jf2011535.

KARWOWSKI, M.; MASSON, M.; LENZI, M.; SCHEER, A.; HAMINIUK, C. Characterization of tropical fruits: Rheology, stability and phenolic compounds. **Acta Alimentaria**, [S. l.], v. 42, n. 4, p. 586–598, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1556/aalim.42.2013.4.13>.

KLEIN, Elissandro J.; SANTOS, Kátia A.; PALÚ, Fernando; VIEIRA, Melissa G. A.; SILVA, Edson A. Use of supercritical CO<sub>2</sub> and ultrasound-assisted extractions to obtain  $\alpha/\beta$ -amyrin-rich extracts from uvaia leaves (*Eugenia pyriformis* Cambess.). **The Journal of Supercritical Fluids**, [S. l.], v. 137, n. October 2017, p. 1–8, 2018. DOI: 10.1016/j.supflu.2018.02.019.

KOECH, K. R.; WACHIRA, F. N.; NGURE, R. M.; WANYOKO, J. K.; BII, C. C.; KARORI, S. M.; KERIO, L. C. Antimicrobial, synergistic and antioxidant activities of tea polyphenols. **School of Pure and Applied Sciences (RP)**, [S. l.], p. 971–981, 2013.

KURILICH, Anne C.; JEFFERY, Elizabeth H.; JUVIK, John A.; WALLIG, Matthew A.; KLEIN, Barbara P. Antioxidant Capacity of Different Broccoli (*Brassica oleracea*) Genotypes Using the Oxygen Radical Absorbance Capacity (ORAC) Assay. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 50, p. 5053–5057, 2002. DOI: 10.1021/jf025535l.

LANDRUM, LESLIE R.; KAWASAKI, MARIA LOCIA. The genera of Myrtaceae in Brazil: an illustrated synoptic treatment and identification keys. **Brittonia**, [S. l.], v. 49, n. 4, p. 508–536, 1997.

LE MOS, Mayara Fumiere; LE MOS, Mariana Fumiere; PACHECO, Henrique Poltronieri; ENDRINGER, Denise Coutinho; SCHERER, Rodrigo. Seasonality modifies rosemary's composition and biological activity. **Industrial Crops & Products**, [S. l.], v. 70, p. 41–47, 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.02.062>.

LI, Yong-xin; ZHANG, Chi; PAN, Shenyan; CHEN, Lei; LIU, Man; YANG, Kunlong; ZENG, Xiaobin; TIAN, Jun. Analysis of chemical components and biological activities of essential oils from black and white pepper (*Piper nigrum* L.) in five provinces of southern

China. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 117, p. 108644, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.108644>.

LIANA, Liana; RIZAL, Rizal; WIDOWATI, Wahyu; AKBAR, Khainir; FACHRIAL, Edy; EHRICH L, I. Nyoman. Antioxidant and Anti-Hyaluronidase Activities of Dragon Fruit Peel Extract and Kaempferol-3-O- Rutinoside Aktivitas Antioksidan dan Anti-Hialuronidase Ekstrak Kulit Buah Naga dan Kaempferol-3-O- Rutinoside. **Jurnal Kedokteran Brawijaya**, [S. l.], v. 30, n. 4, p. 247–252, 2019. DOI: <http://dx.doi.org/10.21776/ub.jkb.2019.030.04.3>.

LIM, Sujin; CHOI, An-hong; KWON, Misung; JOUNG, Eun-ji; SHIN, Taisun; LEE, Sang-gil; KIM, Nam-gil; KIM, Hyeung-rak. Evaluation of antioxidant activities of various solvent extract from *Sargassum serratifolium* and its major antioxidant components. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 278, p. 178–184, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.11.058>.

LIMA, Aline B. et al. Hypolipemiant and antioxidant effects of *Eugenia brasiliensis* in an animal model of coconut oil-induced hypertriglyceridemia. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, [S. l.], v. 96, p. 642–649, 2017.

LIU, Qing; YAO, Huiyuan. Antioxidant activities of barley seeds extracts. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 102, p. 732–737, 2007. DOI: 10.1016/j.foodchem.2006.06.051.

LOHANI, Alka; MISHRA, Arun Kumar; VERMA, Anurag. Cosmeceutical potential of geranium and calendula essential oil: Determination of antioxidant activity and in vitro sun protection factor. **Journal of Cosmetic Dermatology**, [S. l.], v. 18, p. 550–557, 2019. DOI: 10.1111/jocd.12789.

LOPEZ, A.; HUDSON, J. B.; TOWERS, G. H. N. Antiviral and antimicrobial activities of Colombian medicinal plants. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 77, p. 189–196, 2001. DOI: S0378-8741(01)00292-6.

LORENZO, Jose M. et al. Influence of pitanga leaf extracts on lipid and protein oxidation of pork burger during shelf-life. **Food Research International**, [S. l.], v. 114, p. 47–54, 2018. DOI: 10.1016/j.foodres.2018.07.046. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.07.046>.

MAGINA, Michele D. A.; DALMARCO, Eduardo M.; DALMARCO, Juliana B.; COLLA, Guilherme; PIZZOLATTI, Moacir G.; BRIGHENTE, Inês M. C. Bioactive triterpenes and phenolics of leaves of *Eugenia brasiliensis*. **Química Nova**, [S. l.], v. 35, n. 6, p. 1184–1188, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-40422012000600022>

MAGINA, Michele D. A.; DALMARCO, Eduardo M.; WISNIEWSKI JR, Alberto; SIMIONATTO, Edésio L.; DALMARCO, Juliana B.; PIZZOLATTI, Moacir G.; BRIGHENTE, Inês M. C. Chemical composition and antibacterial activity of essential oils of *Eugenia* species. **Journal Nat Med**, [S. l.], v. 63, p. 345–350, 2009. DOI: 10.1007/s11418-009-0329-5.

MAITY, Gajendra Nath; MAITY, Prasenjit; DASGUPTA, Adhiraj; ACHARYA, Krishnendu; DALAID, Sudipta; MONDAL, Soumitra. Structural and antioxidant studies of a new arabinoxyylan from green stem *Andrographis paniculata* (Kalmegh). **Carbohydrate Polymers**, [S. l.], v. 212, p. 297–303, 2019. DOI:

<https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.02.051>.

MARCHIORI, José Newton Cardoso.; SOBRAL, Marcos. **Dendrologia das angiospermas: Myrtales**. Santa Maria.

MAREČEK, Vít; MIKYŠKA, Alexandr; HAMPEL, David; ČEJKA, Pavel; NEUWIRTHOVÁ, Jana; MALACHOVÁ, Alexandra; CERKAL, Radim. ABTS and DPPH methods as a tool for studying antioxidant capacity of spring barley and malt. **Journal of Cereal Science**, [S. l.], v. 73, p. 40–45, 2017. DOI: 10.1016/J.JCS.2016.11.004.

MARHAMATI, Masoumeh; RANJBAR, Golnaz; REZAIE, Mitra. Effects of emulsifiers on the physicochemical stability of Oil-in-water Nanoemulsions: A critical review. **Journal of Molecular Liquids**, [S. l.], v. 340, p. 117218, 2021. DOI: 10.1016/J.MOLLIQ.2021.117218.

MARIN, Aldrin Martin Pérez; MENEZES, Rômulo Simões César; SILVA, Emanuel Dias; SAMPAIO, Everardo Valadares De Sá Barreto. Efeito da *Gliricidia sepium* sobre nutrientes do solo, microclima e produtividade do milho em sistema agroflorestal no agreste Paraibano. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, [S. l.], v. 30, n. 3, p. 555–564, 2006. DOI: 10.1590/s0100-06832006000300015.

MARQUES, José Raimundo Bonadie; MONTEIRO, Wilson Reis. Substituição Sustentável De Eritrina Por Seringueira Em SAF de Cacauero. **Agrotrópica (Itabuna)**, [S. l.], v. 28, n. 2, p. 101–122, 2016. DOI: 10.21757/0103-3816.2016v28n2p101-122.

MARTINEZ-CORREA, Hugo A.; MAGALHÃES, Pedro M.; QUEIROGA, Carmen L.; PEIXOTO, Camila A.; OLIVEIRA, Alessandra L.; CABRAL, Fernando A. Extracts from pitanga (*Eugenia uniflora* L.) leaves: Influence of extraction process on antioxidant properties and yield of phenolic compounds. **Journal of Supercritical Fluids**, [S. l.], v. 55, n. 3, p. 998–1006, 2011. DOI: 10.1016/j.supflu.2010.09.001.

MASON, T. G.; WILKING, J. N.; MELESON, K.; CHANG, C. B.; GRAVES, S. M. Nanoemulsions: Formation, structure, and physical properties. **Journal of Physics Condensed Matter**, [S. l.], v. 18, n. 41, 2006. DOI: 10.1088/0953-8984/18/41/R01.

MATTOS, J. R. Myrtaceae do Rio Grande do Sul. **Roessléria**, [S. l.], v. 6, n. 1, p. 163–167, 1984.

MCCLEMENTS, David Julian. Edible nanoemulsions: Fabrication, properties, and functional performance. **Soft Matter**, [S. l.], v. 7, n. 6, p. 2297–2316, 2011. DOI: 10.1039/c0sm00549e.

MCCLEMENTS, David Julian; GUMUS, Cansu Ekin. Natural emulsifiers — Biosurfactants, phospholipids, biopolymers, and colloidal particles: Molecular and physicochemical basis of functional performance. **Advances in Colloid and Interface Science**, [S. l.], v. 234, p. 3–26, 2016. DOI: 10.1016/J.CIS.2016.03.002.

MCCLEMENTS, David Julian; JAFARI, Seid Mahdi. General Aspects of Nanoemulsions and Their Formulation. In: **Nanoemulsions: Formulation, Applications, and Characterization**. [s.l.] : Academic Press, 2018. p. 3–20. DOI: 10.1016/B978-0-12-811838-2.00001-1.

MESSINA, Concetta Maria et al. The combined impact of cold smoking and natural

antioxidants on quality and shelf life of dolphinfish (*Coryphaena hippurus*) fillets. **Food Science and Nutrition**, [S. l.], v. 7, n. 4, p. 1239–1250, 2019. DOI: 10.1002/fsn3.946.

MOHAMED, Saleh A.; EL-SHISHTAWY, Reda M.; AL-BAR, Omar A. M.; AL-NAJADA, Ahmed R. Chemical modification of curcumin: Solubility and antioxidant capacity. **International Journal of Food Properties**, [S. l.], v. 20, n. 3, p. 718–724, 2017. DOI: 10.1080/10942912.2016.1177545. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1080/10942912.2016.1177545>.

MOHAMMED, A. Noor; ISHWARYA, S. Padma; NISHA, P. Nanoemulsion Versus Microemulsion Systems for the Encapsulation of Beetroot Extract: Comparison of Physicochemical Characteristics and Betalain Stability. **Food and Bioprocess Technology**, [S. l.], v. 14, n. 1, p. 133–150, 2021. DOI: 10.1007/s11947-020-02562-2.

MONFORTE, Maria T.; FIMIANI, Vincenzo; LANUZZA, Francesco; NACCARI, Clara; RESTUCCIA, Salvatore; GALATI, Enza M. *Feijoa sellowiana* berg fruit juice: Anti-inflammatory effect and activity on superoxide anion generation. **Journal of Medicinal Food**, [S. l.], v. 17, n. 4, p. 455–461, 2014. DOI: 10.1089/jmf.2012.0262.

MORAES, Luiz Fernando Duarte De; AMÂNCIO, Cristhiane Oliveira da Graça; RESENDE, Alexander Silva De. **Sistemas Agroflorestais para uso sustentável do solo: Considerações agroecológicas e socioeconômicas**. 1 ed. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2011. Disponível em: <chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/86793/1/DOC281-11.pdf>.

MOSBAH, Habib et al. Phytochemical characterization, antioxidant, antimicrobial and pharmacological activities of *Feijoa sellowiana* leaves growing in Tunisia. **Industrial Crops and Products**, [S. l.], v. 112, p. 521–531, 2018. DOI: 10.1016/j.indcrop.2017.12.051.

MURAOKA JÚNIOR, Mário; DE OLIVEIRA, Thaise Pascoato; GONÇALVES, Odinei Hess; LEIMANN, Fernanda Vitória; MARQUES, Leila Larisa Medeiros; FUCHS, Renata Hernandez Barros; CARDOSO, Flávia Aparecida Reitz; DROVAL, Adriana Aparecida. Substitution of synthetic antioxidant by curcumin microcrystals in mortadella formulations. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 300, p. 125231, 2019. DOI: 10.1016/j.foodchem.2019.125231.

NAIR, P. K. Ramachandran. **An Introduction to Agroforestry**. 1 ed. Gainesville: Kluwer Academic Publishers, 1993. Disponível em: [chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://apps.worldagroforestry.org/Units/Library/Books/PDFs/32\\_An\\_introduction\\_to\\_agroforestry.pdf?n=161](chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://apps.worldagroforestry.org/Units/Library/Books/PDFs/32_An_introduction_to_agroforestry.pdf?n=161).

NOVAES, P.; TORRES, P. B.; CORNU, T. A.; LOPES, J. De Carvalho; FERREIRA, M. J. P.; SANTOS, D. Y. A. C. Comparing antioxidant activities of flavonols from *Annona coriacea* by four approaches. **South African Journal of Botany**, [S. l.], v. 123, p. 253–258, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2019.03.011>.

OLIVEIRA, G. L. S. Determinação da capacidade antioxidante de produtos naturais in vitro pelo método do DPPH •: estudo de revisão. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, [S. l.], v. 17, n. 1, p. 36–44, 2015. DOI: 10.1590/1983-084X/12\_165.

ORABY, Hesham F.; EL-TOHAMY, Maha F.; KAMEL, Ayman M.; RAMADAN,

Mohamed F. Changes in the concentration of avenanthramides in response to salinity stress in CBF 3 transgenic oat. **Journal of Cereal Science**, [S. l.], v. 76, p. 263–270, 2017. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jcs.2017.06.010>.

ÖZEN, Tevfik; ÇÖLLÜ, Zeynep; KORKMAZ, Halil. Antioxidant Properties of *Urtica pilulifera* Root, Seed, Flower, and Leaf Extract. **Journal of Medicinal Food**, [S. l.], v. 13, n. 5, p. 1224–1231, 2010. DOI: 10.1089/jmf.2009.1303.

PAPUC, Camelia; GORAN, Gheorghe V; PREDESCU, Corina N.; NICORESCU, Valentin; STEFAN, Georgeta. Plant Polyphenols as Antioxidant and Antibacterial Agents for Shelf-Life Extension of Meat and Meat Products: Classification, Structures, Sources, and Action Mechanisms. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, [S. l.], v. 16, p. 1243–1268, 2017. DOI: 10.1111/1541-4337.12298.

PASCOAL, Gabriela F. L.; CRUZ, Marta A. A. S.; ABREU, Joel P.; SANTOS, Millena C. B.; FANARO, Gustavo B.; MARÓSTICA JR, Mário R.; SILVA, Otniel F.; MOREIRA, Ricardo F. A.; CAMERON, Luiz C.; FERREIRA, Mariana S. L.; TEODORO, Anderson J. Evaluation of the antioxidant capacity, volatile composition and phenolic content of hybrid *Vitis vinifera* L. varieties sweet sapphire and sweet surprise. **Food Chemistry**, v. 366, p. 130644, 2022. DOI: 10.1016/j.foodchem.2021.130644

PATEIS, Vanesa De Oliveira; BRACHT, Livia; CASTRO, Lorena S.; SALLA, Gabriela B. F.; COMAR, Jurandir F.; PARIZOTTO, Angela V; PERALTA, Rosane Marina; BRACHT, Adelar. The food additive BHA modifies energy metabolism in the perfused rat liver. **Toxicology Letters**, [S. l.], v. 299, p. 191–200, 2018. DOI: 10.1016/j.toxlet.2018.10.005.

PAULUS, Gervásio; MÜLLER, André Michel; BARCELLOS, Luiz Antônio Rocha. **Agroecologia Aplicada: Práticas e Métodos para uma Agricultura de Base Ecológica**. Porto Alegre: EMATER/RS, 2000. Disponível em: <chrome-extension://efaidnbmninnibpcjpcglclefindmkaj/https://www.bibliotecaagptea.org.br/agricultura/agroecologia/livros/AGROECOLOGIA APLICADA - PRATICA E METODOS PARA UMA AGRICULTURA DE BASE ECOLOGICA.pdf>.

PEZZOPANE, José Ricardo Macedo; MARSETTII, Mariclei Maurílio Simões; DE SOUZA, Joabe Martins; PEZZOPANE, José Eduardo Macedo. Microclimatic alterations in a conilon coffee crop grown shaded by macadamia nut tree. **Ciencia Rural**, [S. l.], v. 40, n. 6, p. 1257–1263, 2010. DOI: 10.1590/s0103-84782010005000098.

PIETROVSKI, Evelise Fernandes et al. Topical anti-inflammatory activity of *Eugenia brasiliensis* Lam. (Myrtaceae) leaves. **Journal Pharmacy and Pharmacology**, [S. l.], v. 60, p. 479–487, 2008. DOI: 10.1211/jpp.60.4.0011.

PIETTA, Piergiorgio; SIMONETTI, Paolo; MAURI, Pierluigi. Antioxidant Activity of Selected Medicinal Plants. **J. Agric. Food Chem.**, [S. l.], v. 46, p. 4487–4490, 1998. DOI: 10.1021/jf980310p.

POODI, Yasaman; BIMAKR, Mandana; GANJLOO, Ali; ZARRINGHALAMI, Soheila. Intensification of bioactive compounds extraction from Feijoa (*Feijoa sellowiana* Berg.) leaves using ultrasonic waves. **Food and Bioproducts Processing**, [S. l.], v. 108, p. 37–50, 2018. DOI: 10.1016/j.fbp.2017.12.004.

- PORRO, Roberto. **Alternativa agroflorestal na Amazônia em transformação**. Brasília: Embrapa Informação e Tecnologia, 2009.
- PROESTOS, Charalampos; BOZIARIS, Ioannis Spyridon; KAPSOKEFALOU, Maria; KOMAITIS, Michael. Natural Antioxidant Constituents from Selected Aromatic Plants and Their Antimicrobial Activity Against Selected Pathogenic Microorganisms. **Food Technol. Biotechnol.**, [S. l.], v. 46, n. 2, p. 151–156, 2008.
- RADOMSKI, Maria Izabel; LACERDA, André Eduardo Biscaia; KELLERMANN, B. **Sistemas agroflorestais: restauração ambiental e produção no âmbito da Floresta Ombrófila Mista. Documentos/Embrapa Florestas**. [s.l: s.n.]. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/handle/item/221>.
- RAJASEKAR, Periyannan; PALANISAMY, Subramanian; ANJALI, Ravichandran; VINOSHA, Manoharan; ELAKKIYA, Meyyanathan; MARUDHUPANDI, Thangapandi; TABARSA, Mehdi; YOU, SangGuan; PRABHU, Narayanasamy Marimuthu. Isolation and structural characterization of sulfated polysaccharide from *Spirulina platensis* and its bioactive potential: In vitro antioxidant, antibacterial activity and Zebra fish growth and reproductive performance. **International Journal of Biological Macromolecules**, [S. l.], v. 141, p. 809–821, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.09.024>.
- RANDHIR, Reena; KWON, Young-in; SHETTY, Kalidas. Effect of thermal processing on phenolics, antioxidant activity and health-relevant functionality of select grain sprouts and seedlings. **Innovative Food Science & Emerging Technologies**, [S. l.], v. 9, p. 355–364, 2008. DOI: 10.1016/j.ifset.2007.10.004.
- RASEIRA, Maria Do Carmo Bassols; ANTUNES, Luis Eduardo Corrêa; TREVISAN, Renato; GONÇALVES, Emerson Dias. **Espécies frutíferas nativas do Sul do Brasil**. 1. ed. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2004.
- RASHIDI, Ladan; KHOSRAVI-DARANI, Kianoush. The applications of nanotechnology in food industry. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, [S. l.], v. 51, n. 8, p. 723–730, 2011. DOI: 10.1080/10408391003785417.
- REITZ, R. D.; KLEIN, R. M. **Mirtáceas: Flora Ilustrada Catarinense**. Itajaí: Herbário Barbosa Rodrigues, 1969.
- RUBERTO, Giuseppe; TRINGALI, Corrado. Secondary metabolites from the leaves of *Feijoa sellowiana* Berg. **Phytochemistry**, [S. l.], v. 65, p. 2947–2951, 2004. DOI: 10.1016/j.phytochem.2004.06.038.
- SALVADOR, Marcos José; LOURENÇO, Caroline C. De; ANDREAZZA, Nathalia Luiza; PASCOAL, Aislan C. R. F.; STEFANELLO, Maria Élide Alves. Antioxidant Capacity and Phenolic Content of four Myrtaceae Plants of the South of Brazil. **Natural Product Communications**, [S. l.], v. 6, n. 7, p. 977–982, 2011. DOI: 10.1177/1934578X1100600713.
- SANTOS, Silvio Roberto Miranda Dos; MIRANDA, Izildinha de Souza; TOURINHO, Manoel Malheiros. Estimativa de biomassa de sistemas agroflorestais das várzeas do rio juba, Cametá, Pará. **Acta Amazonica**, [S. l.], v. 34, n. 1, p. 01–08, 2004. DOI: 10.1590/s0044-59672004000100001.

- SANTOS, Karine L.; PERONI, Nivaldo; GURIES, Raymond P.; NODARI, Rubens O. Traditional Knowledge and Management of Feijoa (*Acca sellowiana*) in Southern Brazil. **Economic Botany**, [S. l.], v. 63, n. 2, p. 204–214, 2009. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12231-009-9076-5>
- SCALFI, Luca; FOGLIANO, Vincenzo; PENTANGELO, Alfonso; GRAZIANI, Giulia; GIORDANO, Italo; RITIENI, Alberto. Antioxidant Activity and General Fruit Characteristics in Different Ecotypes of Corbarini Small Tomatoes. **J. Agric. Food Chem.**, [S. l.], v. 48, p. 1363–1366, 2000. DOI: 10.1021/jf990883h.
- SCAVO, Aurelio; PANDINO, Gaetano; RESTUCCIA, Cristina; PARAFATI, Lucia; CIRVILLERI, Gabriella; MAUROMICALE, Giovanni. Antimicrobial activity of cultivated cardoon (*Cynara cardunculus* L. var. *altilis* DC.) leaf extracts against bacterial species of agricultural and food interest. **Industrial Crops & Products**, [S. l.], v. 129, p. 206–211, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.12.005>.
- SCHAICH, K. M.; TIAN, X.; XIE, J. Reprint of “Hurdles and pitfalls in measuring antioxidant efficacy: A critical evaluation of ABTS, DPPH, and ORAC assays”. **Journal of Functional Foods**, [S. l.], v. 18, p. 782–796, 2015. DOI: 10.1016/j.jff.2015.05.024.
- SENEVIRATHNE, Mahinda; KIM, Soo-Hyun; SIRIWARDHANA, Nalin; HA, Jin-Hwan; LEE, Ki-Wan; JEON, You-Jin. Antioxidant Potential of *Ecklonia cava* on Reactive Oxygen Species Scavenging, Metal Chelating, Reducing Power and Lipid Peroxidation Inhibition. **Food Science and Technology International**, [S. l.], v. 12, n. 1, p. 27–38, 2006. DOI: 10.1177/1082013206062422.
- SENTKOWSKA, Aleksandra; PYRZYNSKA, Krystyna. Investigation of antioxidant interaction between Green tea polyphenols and acetaminophen using isobolographic analysis. **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, [S. l.], v. 159, p. 393–397, 2018. DOI: 10.1016/j.jpba.2018.07.029.
- SHAHIDI, Fereidoon; ZHONG, Ying. Novel antioxidants in food quality preservation and health promotion. **Eur. J. Lipid Sci. Technol.**, [S. l.], v. 112, p. 930–940, 2010. DOI: 10.1002/ejlt.201000044.
- SHARMA, Kanika; BABAEI, Azadeh; OBEROI, Khyati; AAYUSH, Krishna; SHARMA, Ruchi; SHARMA, Somesh. Essential Oil Nanoemulsion Edible Coating in Food Industry: a Review. **Food and Bioprocess Technology**, [S. l.], p. 1–21, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11947-022-02811-6>.
- SIDDIQUE, Lyas; DIONÍSIO, Ana Carolina; SIMÕES-RAMOS, Grazianne Alessandra. **Rede SAFAS: Construindo Conhecimentos Sobre Agroflorestas em Rede**. 3 ed. Florianópolis, SC: UFSC, 2017.
- SIEBERT, Diogo A.; BASTOS, Juliana; SPUDEIT, Daniel A.; MICKE, Gustavo A.; ALBERTON, Michele D. Determination of phenolic profile by HPLC-ESI-MS/MS and anti-inflammatory activity of crude hydroalcoholic extract and ethyl acetate fraction from leaves of *Eugenia brasiliensis*. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, [S. l.], v. 27, n. 4, p. 459–465, 2017. DOI: 10.1016/j.bjp.2017.01.008.
- SIEBERT, Diogo Alexandre; TENFEN, Adrielli; YAMANAKA, Celina Noriko;

CORDOVA, Caio Maurício Mendes De; SCHARF, Dilamara Riva; SIMIONATTO, Edésio Luiz; ALBERTON, Michele Debiassi. Evaluation of seasonal chemical composition , antibacterial , antioxidant and anticholinesterase activity of essential oil from *Eugenia brasiliensis*. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 29, n. 3, p. 289–292, 2015. DOI: 10.1080/14786419.2014.958736.

SIES, Helmut; STAHL, Wilhelm. Vitamins E and C, b-carotene, and other carotenoids as antioxidants. **The American Journal of Clinical Nutrition**, [S. l.], v. 62, n. 6, p. 1315S–1321S, 1995. DOI: <https://doi.org/10.1093/ajcn/62.6.1315S>.

SILVA, Aline Priscilla Gomes; TOKAIRIN, Tatiane De Oliveira; ALENCAR, Severino Matias De; JACOMINO, Angelo Pedro. Characteristics of the fruits of two uvaia populations grown in Salesópolis, SP, Brazil uvaia cultivadas no município de Salesópolis-SP. **Revista Brasileira de Fruticultura**, [S. l.], v. 40, n. 2, p. e-511, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1590/0100-29452018511>

SILVA, Ana Margarida; PINTO, Diana; FERNANDES, Iva; ALBUQUERQUE, Tânia Gonçalves; COSTA, Helena S.; FREITAS, Vitor; RODRIGUES, Francisca; OLIVEIRA, M. Beatriz P. P. Infusions and decoctions of dehydrated fruits of *Actinidia arguta* and *Actinidia deliciosa*: Bioactivity, radical scavenging activity and effects on cells viability. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 289, p. 625–634, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.03.105>.

SIM, Yan Yi; ONG, Wei T. J.; NYAM, Kar Lin. Effect of various solvents on the pulsed ultrasonic assisted extraction of phenolic compounds from *Hibiscus cannabinus* L. leaves. **Industrial Crops & Products**, [S. l.], v. 140, n. 1, p. 111708, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.111708>.

SIMÕES, Róli R.; KRAUS, Scheila I.; COELHO, Igor S.; DAL-SECCO, Daniela; SIEBERT, Diogo A.; MICKE, Gustavo A.; ALBERTON, Michele D.; SANTOS, Adair R. S. *Eugenia brasiliensis* leaves extract attenuates visceral and somatic inflammatory pain in mice. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 217, p. 178–186, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jep.2018.02.026>.

SINGH, R. P.; MURTHY, K. N. CHIDAMBARA; JAYAPRAKASHA, G. K. Studies on the Antioxidant Activity of Pomegranate (*Punica granatum*) Peel and Seed Extracts Using in Vitro Models. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 50, p. 81–86, 2002. DOI: 10.1021/jf010865b.

SOLANS, C.; IZQUIERDO, P.; NOLLA, J.; AZEMAR, N.; GARCIA-CELMA, M. J. Nano-emulsions. **Current Opinion in Colloid & Interface Science**, [S. l.], v. 10, n. 3–4, p. 102–110, 2005. DOI: 10.1016/J.COCIS.2005.06.004.

SOLÈ, Isabel; MAESTRO, Alicia; GONZÁLEZ, Carmen; SOLANS, Conxita; GUTIÉRREZ, José M. Optimization of nano-emulsion preparation by low-energy methods in an ionic surfactant system. **Langmuir**, [S. l.], v. 22, n. 20, p. 8326–8332, 2006. DOI: 10.1021/la0613676.

SOULI, Ikbel; JEMNI, Monia; RODRÍGUEZ-VERÁSTEGUI, Lizette Liliana; CHAIRA, Nizar; ARTÉS, Francisco; FERCHICHI, Ali. Phenolic composition profiling of Tunisian 10

varieties of common dates (*Phoenix dactylifera* L.) at tamar stage using LC-ESI-MS and antioxidant activity. **Journal of Food Biochemistry**, [S. l.], v. 42, p. 1–10, 2018. DOI: 10.1111/jfbc.12634.

SOUZA, Angela Maria De; ARMSTRONG, Lorene; MERINO, Francis J. Z.; COGO, L. L.; MONTEIRO, Cristina L. B.; DUARTE, Márcia R.; MIGUEL, Obdulio G.; MIGUEL, Marilis D. In vitro effects of *Eugenia pyriformis* Cambess, Myrtaceae: Antimicrobial activity and synergistic interactions with Vancomycin and Fluconazole. **African Journal of Pharmacy and Pharmacology**, [S. l.], v. 8, n. 35, p. 862–867, 2014. DOI: 10.5897/AJPP2014.4100.

SRIDHAR, Kandi; CHARLES, Albert Linton. Application of multivariate statistical techniques to assess the phenolic compounds and the in vitro antioxidant activity of commercial grape cultivars. **Journal of Chemometrics**, [S. l.], v. 32, p. 1–13, 2018. DOI: 10.1002/cem.3073.

STEFANELLO, Maria Élide Alves; PASCOAL, Aislan C. R. F.; SALVADOR, Marcos J. Essential oils from neotropical Myrtaceae: Chemical diversity and biological properties. **Chemistry and Biodiversity**, [S. l.], v. 8, n. 1, p. 73–94, 2011. DOI: 10.1002/cbdv.201000098.

STOTZ, Eduardo Navarro. Os limites da agricultura convencional e as razões de sua persistência: estudo do caso de Sumidouro, RJ. **Revista Brasileira de Saúde Ocupacional**, [S. l.], v. 37, n. 125, p. 114–126, 2012. DOI: 10.1590/S0303-76572012000100014.

SUHAJ, Milan; RÁCOVÁ, Jana; POLOVKA, Martin; BREZOVÁ, Vlasta. Effect of  $\gamma$ -irradiation on antioxidant activity of black pepper (*Piper nigrum* L.). **Food Chemistry**, [S. l.], v. 97, p. 696–704, 2006. DOI: 10.1016/j.foodchem.2005.05.048.

TAVER, I. B.; SPRICIGO, P. C.; NETO, H. B.; DE ALENCAR, S. M.; MASSARIOLI, A. P.; JACOMINO, A. P. Bioactive Compounds and In Vitro Antioxidant Capacity of Cambuci and Uvaia: An Extensive Description of Little-Known Fruits from the Myrtaceae Family with High Consumption Potential. **Foods**, v. 11, n. 17, p. 2612, 2022. DOI:10.3390/foods11172612

THORAT, Indrajit D.; JAGTAP, Dipali D.; MOHAPATRA, Debabandya; JOSHI, D. C.; SUTAR, R. F.; KAPDI, S. S. Antioxidants, their properties, uses in food products and their legal implications. **International Journal of Food Studies**, [S. l.], v. 2, p. 81–104, 2013. DOI: 10.7455/ijfs/2.1.2013.a7.

TOHMA, Hatice; GÜLÇİN, İlhami; BURSAL, Ercan; GÖREN, Ahmet C.; ALWASEL, Saleh H.; KÖKSAL, Ekrem. Antioxidant activity and phenolic compounds of ginger (*Zingiber officinale* Rosc.) determined by HPLC-MS/MS. **Food Measure**, [S. l.], v. 11, p. 556–566, 2017. DOI: 10.1007/s11694-016-9423-z.

TRAVERSIER, M.; GASLONDE, T.; LECOS, M.; MICHEL, S.; DELANNAY, E. Comparison of extraction methods for chemical composition, antibacterial, depigmenting and antioxidant activities of *Eryngium maritimum*. **International Journal of Science**, [S. l.], p. 1–9, 2019. DOI: 10.1111/ics.12595.

TRIPATHI, Abhishek K.; GUPTA, Pushpraj S.; SINGH, Sunil K. Antidiabetic, anti-

hyperlipidemic and antioxidant activities of *Bauhinia variegata* flower extract. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, [S. l.], v. 19, p. 101142, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2019.101142>.

TU, Chuanhai; TANG, Sijie; AZI, Fidelis; HU, Wenxiu; DONG, Mingsheng. Use of kombucha consortium to transform soy whey into a novel functional beverage. **Journal of Functional Foods**, [S. l.], v. 52, n. November 2018, p. 81–89, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jff.2018.10.024>.

VANDGHANOONI, Somayeh; FOROUHARMEHR, Ali; ESKANDANI, Morteza; BARZEGARI, Abolfazl; KAFIL, Vala; KASHANIAN, Soheila; DOLATABADI, Jafar E. N. Cytotoxicity and DNA Fragmentation Properties of Butylated Hydroxyanisole. **DNA and Cell Biology**, [S. l.], v. 32, n. 3, p. 98–103, 2013. DOI: 10.1089/dna.2012.1946.

VARGAS, Flávia C.; GÓMEZ, Belen; MOUSAVI KHANEGHAH, Amin; STROZZI, Isabella; GAVAHIAN, Mohsen; BARBA, Francisco J.; SOBRAL, Paulo José do Amaral; LORENZO, Jose M. Assessment of the Suitability of Pitanga Leaf Extract as a Natural Antioxidant for Enhancing Canola Oil Stability: Monitoring Lipid Oxidation Parameters. **European Journal of Lipid Science and Technology**, [S. l.], v. 121, n. 5, p. 1–8, 2019. DOI: 10.1002/ejlt.201800447.

VICTORIA, Francine Novack; LENARDÃO, Eder João; SAVEGNAGO, Lucielli; PERIN, Gelson; JACOB, Raquel Guimarães; ALVES, Diego; SILVA, Wladimir Padilha Da; MOTTA, Amanda de Souza Da; NASCENTE, Patricia da Silva. Essential oil of the leaves of *Eugenia uniflora* L.: Antioxidant and antimicrobial properties. **Food and Chemical Toxicology**, [S. l.], v. 50, n. 8, p. 2668–2674, 2012. DOI: 10.1016/j.fct.2012.05.002.

VIEITEZ, I.; MACEIRAS, L.; JACHMANIÁN, I.; ALBORÉS, S. Antioxidant and antibacterial activity of different extracts from herbs obtained by maceration or supercritical technology. **Journal of Supercritical Fluids**, [S. l.], v. 133, n. September 2017, p. 58–64, 2018. DOI: 10.1016/j.supflu.2017.09.025.

VILLA-VÉLEZ, Harvey Alexander; TELIS-ROMERO, Javier; HIGUITA, Diana Maria Cano; TELIS, Vânia Regina Nicolletti. Effect of maltodextrin freezing conductivity of uvaia pulp (*Eugenia piriformis* Cambess). **Ciênc. agrotec.**, [S. l.], p. 78–85, 2012. DOI: : 10.1590/S1413-70542012000100010

WANG, Tong; GUO, Na; WANG, Sui-Xin; KOU, Ping; ZHAO, Chun-Jian; FU, Yu-Jie. Ultrasound-negative pressure cavitation extraction of phenolic compounds from blueberry leaves and evaluation of its DPPH radical scavenging activity. **Food and Bioprocess Processing**, [S. l.], v. 108, p. 69–80, 2018. a. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2018.01.003>

WANG, Ying et al. Green and solvent-free simultaneous ultrasonic-microwave assisted extraction of essential oil from white and black peppers. **Industrial Crops & Products**, [S. l.], v. 114, p. 164–172, 2018. b. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.02.002>.

WAZLAWIK, Elisabeth; DA SILVA, Marco Antônio; PETERS, Rodrigo Rebelo; CORREIA, João Francisco Gomes; FARIAS, Mareni Rocha; CALIXTO, João Batista; RIBEIRO-DO-VALLE, Rosa Maria. Analysis of the role of nitric oxide in the relaxant effect of the crude extract and fractions from *Eugenia uniflora* in the rat thoracic aorta. **Journal of**

**Pharmacy and Pharmacology**, [*S. l.*], v. 49, n. 4, p. 433–437, 1997. DOI: 10.1111/j.2042-7158.1997.tb06820.x.

WESTON, Roderick J. Bioactive products from fruit of the feijoa (*Feijoa sellowiana*, Myrtaceae): A review. **Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 121, p. 923–926, 2010. DOI: 10.1016/j.foodchem.2010.01.047.

WILSON, P. G.; BRIEN, M. M. O.; HESLEWOOD, M. M.; QUINN, C. J. Relationships within Myrtaceae sensu lato based on a mat K phylogeny. **Plant Syst. Evol.** [*S. l.*], v. 251, p. 3–19, 2005. DOI: 10.1007/s00606-004-0162-y.

WILSON, Russell J.; LI, Yang; YANG, Guangze; ZHAO, Chun Xia. Nanoemulsions for drug delivery. **Particuology**, [*S. l.*], v. 64, p. 85–97, 2022. DOI: 10.1016/j.partic.2021.05.009.

XIE, Hong Kai; ZHOU, Da Yong; LIU, Zhong Yuan; LI, De Yang; TAN, Zhi Feng; DONG, Xiu Fang; LIU, Xiao Yang; SHAHIDI, Fereidoon; ZHU, Bei Wei. Effects of natural phenolics on shelf life and lipid stability of freeze-dried scallop adductor muscle. **Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 295, p. 423–431, 2019. DOI: 10.1016/j.foodchem.2019.05.133.

XIE, J.; SCHAICH, K. M. Re-evaluation of the 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl Free Radical (DPPH) Assay for Antioxidant Activity. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 62, p. 4251–4260, 2014. DOI: 10.1021/jf500180u.

YANG, Xiaoxi; SONG, Wenting; LIU, Na; SUN, Zhendong; LIU, Ruirui; LIU, Qian S.; ZHOU, Qunfang; JIANG, Guibin. Synthetic Phenolic Antioxidants Cause Perturbation in Steroidogenesis in Vitro and in Vivo. **Environmental Science & Technology**, [*S. l.*], v. 52, p. 850–858, 2018. DOI: 10.1021/acs.est.7b05057.

YASHIN, Alexander; YASHIN, Yakov; XIA, Xiaoyan; NEMZER, Boris. Antioxidant Activity of Spices and Their Impact on Human Health: A Review. **Antioxidants**, [*S. l.*], v. 70, n. 6, p. 1–18, 2017. DOI: 10.3390/antiox6030070.

YIM, Dong-gyun et al. Effects of *Caesalpinia sappan* L. extract on the color stability, antioxidant and antimicrobial activity in cooked pork sausages during cold storage. **LWT - Food Science and Technology**, [*S. l.*], v. 112, p. 108235, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.06.002>.

ZAHIN, Maryam; AHMAD, Iqbal; AQIL, Farrukh. Antioxidant and antimutagenic potential of *Psidium guajava* leaf extracts. **Drug and Chemical Toxicology**, [*S. l.*], p. 1–8, 2016. DOI: 10.1080/01480545.2016.1188397.

ZHANG, Hua; YANG, Yi-fei; ZHOU, Zhi-qin. Phenolic and flavonoid contents of mandarin (*Citrus reticulata* Blanco) fruit tissues and their antioxidant capacity as evaluated by DPPH and ABTS methods. **Journal of Integrative Agriculture**, [*S. l.*], v. 17, n. 1, p. 256–263, 2018. DOI: 10.1016/S2095-3119(17)61664-2.

ZHANG, Lihui; LIAO, Li; QIAO, Yu; WANG, Chao; SHI, Defang; AN, Kejing; HU, Jianzhong. Effects of ultrahigh pressure and ultrasound pretreatments on properties of strawberry chips prepared by vacuum-freeze drying. **Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 303, p. 25–38, 2020.

ZHAO, Wenjuan; SONG, Yang; ZHOU, Guangtian. Study on Proanthocyanidin-Rich Beer. **J. Am. Soc. Brew. Chem.**, [S. l.], v. 75, n. 2, p. 109–115, 2017. DOI: <http://dx.doi.org/10.1094/ASBCJ-2017-2186-01>.

ZHOU, Li; XIE, Minhao; YANG, Fu; LIU, Jikai. Antioxidant activity of high purity blueberry anthocyanins and the effects on human intestinal microbiota. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 117, p. 108621, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.108621>.

ZILLI, Jerri Édson; RUMJANEK, Norma Gouvêa; RIBEIRO XAVIER, Gustavo; DA COSTA COUTINHO, Heitor Luiz; PRATA NEVES, Maria Cristina. Diversidade microbiana como indicador de qualidade do solo. **Cadernos de Ciencia & Tecnología**, [S. l.], v. 20, n. 3, p. 391–411, 2003.

## **CAPÍTULO II**

### **POTENCIAL DE CONSERVAÇÃO DE MYRTACEAE BRASILEIRAS AMEAÇADAS POR MEIO DO USO SUSTENTÁVEL ALIMENTÍCIO E MEDICINAL**

## 1 INTRODUÇÃO

A saúde e bem-estar das sociedades humanas dependem da biodiversidade, diretamente para o equilíbrio material (fornecimento de serviços ecossistêmicos), assim como contribuições indiretas não materiais e reguladoras (serviços ecossistêmicos culturais e reguladores) (DÍAZ et al., 2018). Porém, os recursos florestais estão particularmente ameaçados por mudanças climáticas, desmatamento, degradação florestal, homogeneização da paisagem, remoção individual de árvores na paisagem agrícola, perda de conhecimento local sobre como usar e gerenciar a biodiversidade, bem como suas interações compostas (CÁMARA-LERET et al., 2019; CÁMARA-LERET; BASCOMPTE, 2021).

Estas ações possuem impactos socioeconômicos devastadores, uma vez que cerca de meio bilhão de pessoas dependem diretamente dos recursos florestais para sua subsistência (ANGELSEN et al., 2014). A exploração e degradação em larga escala dos ecossistemas e a perda da biodiversidade tem gerado demandas e respostas políticas que buscam proibir completamente qualquer utilização dentro de áreas protegidas, deixando a homogeneização, contaminação e degradação de ecossistemas ocorrendo permanentemente fora das unidades de conservação (KREMEN, 2015; LAURANCE; SAYER; CASSMAN, 2014). Todos estes cenários restringem simultaneamente a diversidade de produtos naturais disponíveis, tanto para o uso humano tradicional quanto para o uso industrial (CHAZDON et al., 2009; SLOAN; SAYER, 2015).

Alternativamente, a restauração e conservação da biodiversidade podem alcançar apoio ativo por meio do uso sustentável, incentivando a população local, os tomadores de decisão e suas instituições a conservar um recurso do qual dependem (PERSHA; AGRAWAL; CHHATRE, 2011). De fato, sinergias entre a utilização da biodiversidade e a regeneração de ecossistemas florestais nativos, bem como a reintrodução de árvores nativas dispersas nas paisagens agrícolas e urbanizadas podem ser um mecanismo chave de resiliência socioecológica (SIDDIQUE et al., 2021).

Nesse sentido, o uso diversificado de produtos naturais com potencial fitoquímico, extraídos de tecidos de taxa anual de regeneração de árvores tropicais pode contribuir para conservação da biodiversidade através da utilização sustentável, aliviando simultaneamente as pressões sobre os recursos florestais, ao mesmo tempo em que atende a crescente demanda por alimentos saudáveis, nutracêuticos e medicamentos. Certos grupos taxonômicos, como a família Myrtle (Myrtaceae) se destacam por sua grande diversidade, elevado grau de ameaça

de extinção e aparente potencial subutilizado para alimentos, medicamento ou outros usos (LUCAS; BÜNGER, 2015; MITRA et al., 2012). Entre o total mundial de 5970 espécies aceitas como Myrtaceae, a flora nativa brasileira abriga 1.052 espécies, das quais 787 são endêmicas do Brasil (BFG, 2021) e 551 foram avaliadas quanto ao seu estado de conservação (CNCFLORA, 2021; IUCN, 2021).

No entanto, uma avaliação abrangente do conhecimento atual de usos potenciais, com destaque para os produtos alimentícios e medicinais estabelecidos em relação à ameaça de extinção da família Myrtaceae, se faz pertinente. Sendo assim, este Capítulo tem como objetivo avaliar as evidências do potencial alimentício e medicinal das Myrtaceae brasileiras ameaçadas de extinção e identificar lacunas de conhecimento para orientar ações prioritárias de conservação por meio do uso sustentável de seus produtos naturais.

## 2 ESTRATÉGIA DE BUSCA

### 2.1 BUSCA DAS ESPÉCIES DE MYRTACEAE BRASILEIRAS AMEAÇADAS

Inicialmente foi realizado o levantamento das espécies da família Myrtle (Myrtaceae) nativas do Brasil e as classificamos por sua categoria de ameaça de extinção de acordo com as bases de dados da IUCN (IUCN, 2021) e CNC Flora (CNCFLORA, 2021), em: DD (*Data Deficient*), LC (*Least concern*), NT (*Near threatened*), VU (*Vulnerable*), EN (*Endangered*), CR (*Critically endangered*), EW (*Extinct in the wild*), e EX (*Extinct*). Neste primeiro recorte foram aplicados os critérios de taxonomia da família Myrtaceae, limitando às espécies que se desenvolvem no território brasileiro.

Quando a classificação de uma espécie foi mencionada nas duas bases consultadas, mas divergiam quanto à classificação de risco, foi considerado o status atribuído para a espécie na RedList da IUCN (IUCN, 2021), uma vez que era a referência mais recente. As espécies que eram citadas em somente em uma das bases de dados também foram consideradas.

Ao final desta etapa, foram encontradas 551 espécies de Myrtaceae brasileiras ameaçadas distribuídas entre sete categorias de risco: DD (22 espécies), LC (309 espécies), NT (23 espécies), VU (76 espécies), EN (82 espécies), CR (37 espécies) e EX (2 espécies). Os nomes das espécies foram complementados com a identidade botânica e seus respectivos sinônimos nos sites Word Flora Online (WFO, 2021) e Flora e Fauna do Brasil (REFLORA,

2021). O Apêndice A apresenta a lista completa das espécies ameaçadas e seus respectivos sinônimos, categoria de risco e referência de uso medicinal e alimentício.

## 2.2 BUSCA PELO USO: ALIMENTÍCIO E MEDICINAL

Na segunda etapa da pesquisa foi realizado o levantamento de usos medicinal e alimentício das espécies de Myrtaceae com algum grau de ameaça. Esta etapa foi conduzida em diferentes tipos de fontes bibliográficas, como diferentes graus de reconhecimento formal. Foram incluídos e comparados bancos de dados online de uso de plantas não revisados por pares com e sem referências de fontes bibliográficas, devido a este último (bancos de dados de colecionadores de frutas) possuírem uma cobertura muito maior de dados sobre as Myrtaceae brasileiras. Todas as referências usadas são listadas na Tabela 2.1 com seus respectivos códigos e quantidade de espécies encontradas. A pesquisa também foi realizada no Banco de Produtos Naturais da Biodiversidade do Brasil (NuBBE Database) (PILON et al., 2017; VALLI et al., 2013), porém a plataforma incluía apenas cinco espécies de Myrtaceae onde são reportados 38 compostos úteis isolados, dentre estas apenas a *Myrcia citrifolia* possui categoria de risco NT.

CrITÉrios de exclusão foram aplicados a esta etapa: Não foi realizado o levantamento de uso na base de dados SCOPUS das espécies da categoria LC, devido a esta categoria ser de menor risco comparada as demais. O levantamento de uso das espécies nos livros, BD e Pract foi realizado com os nomes aceitos das espécies ameaçadas, de acordo com Word Flora (WFO, 2021) e Flora e Fauna do Brasil (REFLORA, 2021).

## 2.3 DETALHAMENTO DA BUSCA SCOPUS DATABASE

A busca na base de dados Scopus foi realizada a fim de encontrar publicações científicas que apontassem o uso medicinal e alimentício das espécies de Myrtaceae ameaçadas. Este levantamento foi realizado em abril de 2021 com as espécies listadas nas categorias DD, NT, VU, EN, CR, and EX usando como palavras-chave o nome aceito e os seus sinônimos correspondentes, aplicados da seguinte forma: “nome da espécie completo” OR “nome abreviado”. A partir da leitura dos resumos identificamos se o artigo remetia a estudos de uso medicinal e/ou alimentício das Myrtaceae, artigos fora dessas áreas foram excluídos. Foram selecionados um total de 95 artigos que descreviam usos e propriedades de 31 espécies

(Apêndice B). Os artigos selecionados foram usados para construção dos gráficos e tabelas que serão apresentados a seguir.

Tabela 2.1. Número de espécies de Myrtaceae brasileiras avaliadas com ameaça de extinção com uso alimentar (168) e medicinal (42) reportado (ambos usos: 23), de acordo com o tipo de fonte bibliográfica.

Tipo geral	Tipo da fonte	Fonte	Código	Ref.	Total de espécies
Scopus <sup>1</sup>	Revisada por pares	Scopus	SC	(ELSEVIER, 2021)	31
		CRC Ethnobotany Desk Reference	CRC	(JOHNSON, 1999)	5
		Espécies Nativas da Flora Brasileira – Região Sul	EFBS	(CORADIN; SIMINSKI; REIS, 2011)	
Livros	Principais livros de referência	Espécies Nativas da Flora Brasileira – Região Centro-oeste	EFBC	(VIEIRA; CAMILLO; CORADIN, 2016)	13
		Espécies Nativas da Flora Brasileira – Região Nordeste	EFBN	(CORADIN; CAMILLO; PAREYN, 2018)	
		Frutas do Brasil	FB	(LORENZI; LACERDA; BACHER, 2015)	66
BD	Bases de dados bibliográficas	Plants for A Future	PFAF	(PFAF, 2021)	6
		Useful Tropical Plants	UTP	(UTP, 2021)	75
Prat	Praticantes/colecionadores	Colecionando Frutas	CF	(MUNIZ, 2021)	154

<sup>1</sup>As espécies da categoria de risco *Least Concern* (LC) foram excluídas da pesquisa no Scopus.

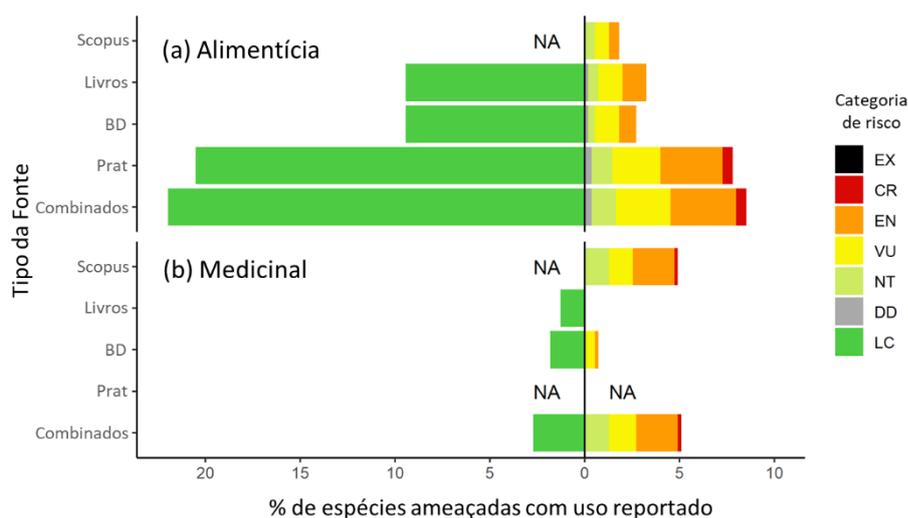
### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1 USO ALIMENTÍCIO E MEDICINAL NAS MYRTACEAE AMEAÇADAS

Usos alimentares e/ou medicinais foram relatados para um terço (187 espécies) das Myrtaceae brasileiras que foram avaliadas por sua ameaça de extinção (551 espécies). A Figura 2.1 apresenta o número de espécies (%) com uso reportados para alimentação ou medicinal,

considerando todas (551) as Myrtaceae brasileiras ameaçadas e o tipo de fonte da busca. Entre essas Myrtaceae brasileiras com uso alimentar ou medicinal relatado, um terço está atualmente sob graus de ameaça mais severos (NT+VU+EN+CR= 64 espécies). Por um lado, o desafio de conservação exige ações políticas urgentes para mitigar as mudanças climáticas, a perda de habitat e a superexploração de populações selvagens (IPBES, 2018). Por outro lado, esse resultado destaca a necessidade de uma política que promova a conservação de uma diversidade inexplorada de plantas úteis ameaçadas. Ações como o plantio, manejo e colheita não destrutiva e contínua, de frutos e folhas para alimentação ou medicina, de um grupo de espécies que são principalmente árvores de floresta tropical e savana, pode ser uma alternativa viável para conservação (IPBES, 2018; SHANLEY et al., 2012). De fato, o manejo sustentável de táxons megadiversos e culturalmente importantes seriam uma maneira prática de implementar o uso da diversidade filogenética, para promover a conservação da biodiversidade e contribuir para o bem-estar humano (FAITH et al., 2010; MOLINA-VENEGAS, 2021).

Figura 2.1. Número de espécies (%) com uso reportado para alimentação (a) ou medicinal (b), do total das Myrtaceae brasileiras ameaçadas de extinção (551). Os tipos de fontes bibliográficas são definidos na Tabela 1 e NA= não revisados neste trabalho. As categorias de risco são dispostas em ordem crescente: *Extinct* (EX) > *Critically endangered* (CR) > *Endangered* (EN) > *Vulnerable* (VU) > *Near Threatened* (NT) > *Data Deficient* (DD) > *Least Concern* (LC). Nenhum uso foi relatado para as duas espécies extintas.



Observou-se na Figura 2.1 que existe um número expressivo de espécies reportadas pra alimentação e muito maior aos encontrados para uso medicinais. Nos principais livros e bancos de dados online encontramos um número maior de espécies para uso alimentício do que para o uso medicinal, porém quando avaliado o número de espécies em periódicos revisados

por pares (Scopus) observou-se o contrário, ou seja, há um maior número de usos medicinais reportados do que alimentícios. Este apontamento pode ser um indício de prioridades e financiamento diferenciados entre os profissionais e a ciência, em termos de publicações para as Myrtaceae brasileiras. Em relação as espécies com uso simultâneo (alimentício + medicinal) apenas 23 espécies foram reportadas, sendo 14 espécies de menor grau de preocupação de extinção (LC) e outras 9 espécies classificadas com maior grau de risco.

Outra informação que vale ressaltar é o tipo de fonte, devido ao grande volume de espécies com uso relatados em bancos de dados online e no site de praticantes, que são tradicionalmente negligenciados. Porém, estas fontes reúnem um conjunto importante informações sobre as espécies e em número maior que a literatura científica revisada por pares. Enquanto análises anteriores concluíram que o conhecimento tradicional sobre usos de plantas é subdocumentado (CÁMARA-LERET; DENNEHY, 2019), nossos resultados também destacaram que para Myrtaceae brasileiras, fontes menos formais de registros de uso tendem a incluir um número maior de espécies do que fontes mais formais (revisadas por pares) dentro e entre as categorias de fontes revisadas aqui (Tabela 2.1).

### 3.2 ESPÉCIES FRUTÍFERAS: COMPOSIÇÃO E CARACTERÍSTICAS GERAIS

A família Myrtaceae é uma das mais importantes famílias de espécies comestíveis no Brasil, há uma grande biodiversidade de espécies frutíferas desta família, amplamente distribuída no território brasileiro. Algumas espécies de Myrtaceae são de grande importância econômica para o país, no qual podemos citar a goiaba (*Psidium guajava* L.), a jabuticaba (*Myrciaria cauliflora* (Mart.) O. Berg) e a pitanga (*Eugenia uniflora* L.) que são exploradas comercialmente in natura, ou na forma de sucos, doces, geleias, licores, sorvetes, entre outros (RASEIRA et al., 2004).

Por outro lado, muitas espécies frutíferas da família Myrtaceae são produzidas e consumidas localmente e muitas vezes é subestimado o potencial de uso ou ainda o desconhecimento das características nutricionais, sensoriais e tecnológicas fazem com que estas espécies sejam pouco apreciadas ou ainda negligenciadas pela população (SCHULZ et al., 2020). Tais aspectos associados com outros fatores ambientais, como degradação do meio ambiente e mudanças climáticas favorecem a diminuição da população destas espécies no território brasileiro, culminando na classificação de ameaça de extinção de algumas destas (LIMA et al., 2020, 2022; OLIVEIRA et al., 2019a).

Desta forma, a Tabela 2.2 apresenta as espécies frutíferas de Myrtaceae brasileiras ameaçadas. No total foram identificadas 44 espécies frutíferas nas diferentes bases de dados que são distribuídas nas categorias NT, VU, EN e CR com 7, 15, 19 e 3 espécies, respectivamente. As categorias VU e EN apresentaram uma quantidade significativa de espécies frutíferas quando comparada a CR. Este resultado pode ser associado com a escassa população da CR, devido a esta categoria ser de maior grau de risco, há a possibilidade de haver uma limitada produção de dados sobre estas espécies.

Tabela 2.2. Espécies frutíferas de Myrtaceae brasileira ameaçadas.

<b>Categorias</b>			
<i>Near threatend</i>	<i>Vulnerable</i>	<i>Endangered</i>	<i>Critically endangered</i>
<i>Campomanesia reitziana</i>	<i>Campomanesia macrobracteolata</i>	<i>Campomanesia hirsuta</i>	<i>Eugenia hermesiana</i>
<i>Campomanesia simulans</i>	<i>Campomanesia neriiflora</i>	<i>Campomanesia laurifolia</i>	<i>Eugenia rotundicosta</i>
<i>Eugenia plicatocostata</i>	<i>Campomanesia phaea</i>	<i>Eugenia janeirensis</i>	<i>Myrcia magnifolia</i>
<i>Myrceugenia miersiana</i>	<i>Campomanesia schlechtendaliana</i>	<i>Eugenia macrobracteolata</i>	
<i>Plinia grandifolia</i>	<i>Curitiba prismatica</i>	<i>Eugenia malacantha</i>	
<i>Plinia phitrantha</i>	<i>Eugenia pantagensis</i>	<i>Eugenia mattosii</i>	
<i>Psidium cinereum</i>	<i>Eugenia sclerocalyx</i>	<i>Eugenia myrciariifolia</i>	
	<i>Eugenia vattimoana</i>	<i>Eugenia neotristis</i>	
	<i>Myrcia undulata</i>	<i>Eugenia pachyclada</i>	
	<i>Myrciaria delicatula</i>	<i>Eugenia pruinosa</i>	
	<i>Pimenta pseudocaryophyllus</i>	<i>Eugenia villaenovae</i>	
	<i>Plinia edulis</i>	<i>Myrcia ferruginosa</i>	
	<i>Plinia nana</i>	<i>Myrcianthes pungens</i>	
	<i>Psidium rufum</i>	<i>Myrciaria cuspidata</i>	
	<i>Siphoneugenia densiflora</i>	<i>Myrciaria plinioides</i>	
		<i>Plinia hatschbachii</i>	
		<i>Plinia renatiana</i>	
		<i>Plinia spirito-santensis</i>	
		<i>Psidium reptans</i>	

Os frutos da família Myrtaceae são geralmente pequenos, de polpa macia, de formato arredondado, aromáticos e de sabor agradável (DE PAULO FARIAS et al., 2020; NERI-

NUMA et al., 2018). Se caracterizam pela presença de pigmentos que são responsáveis pela coloração dos frutos que variam de amarelo-alaranjada até tons de vermelho e purpura. Frutos de coloração vermelhos possuem um elevado valor comercial, em razão das características nutricionais e sensoriais, associadas à presença de antocianinas, ácidos fenólicos, e taninos que tornam esses frutos atrativos para o mercado de frutos frescos ou ainda para o uso como insumo para a produção de alimentos inovadores ou de alimentos funcionais (COSTA et al., 2013). Na Tabela 2.2 identificamos 16 espécies de frutos de coloração avermelhada: *P. grandifolia*, *P. phitrantha*, *E. pantagensis*, *E. sclerocalyx*, *E. vattimoana*, *M. delicatula*, *P. nana*, *P. rufum*, *E. janeirensis*, *E. neotristis*, *E. pachyclada*, *M. ferruginosa*, *M. pungens*, *M. plinioides*, *P. spiritosantensi*, e *M. magnifolia*. No entanto, na busca por artigos que abordassem estudos com estas espécies (Apêndice B) somente foram encontrados estudos com três destas espécies: *Plinia phitrantha*, *Psidium rufum*, e *Myrcianthes pungens*.

A *P. phitrantha* é popularmente conhecida como jabuticaba costada ou jabuticaba branca-vinho. Segundo Freitas et al. (2020) o fruto apresenta um diâmetro médio de 22,7 mm, sólidos solúveis de 12,16 °Brix e são boas fontes de compostos voláteis. O monoterpeno  $\alpha$ -tujeno foi o principal composto volátil orgânico identificado associado ao aroma agradável dessa fruta. Os frutos de *P. phitrantha* também são fonte de compostos bioativos, presentes principalmente na casca, onde já foram identificados 17 compostos derivados dos flavonóis e ácido elágico (NEVES et al., 2018). Dentre os flavonóis identificados ganham destaque a quercetina-3-galactosidase e miricetina-3-galactosidase que foram identificados pela primeira vez em casca de jabuticaba. O *P. rufum* é popularmente conhecido como araçá-roxo e segundo Barcia et al. (2010) o fruto se destaca pela presença de elevadas concentrações de tocoferol e ácido ascórbico de 1,4  $\mu\text{g g}^{-1}$  e 1,7  $\text{mg g}^{-1}$ , respectivamente.

A *M. pungens* conhecida como guabiju, guabiju-açu, guaviragu-açu, guabiroba-açu, guabirá, guabiju-guaçu, guabira-guaçu é uma das espécies ameaçadas mais estudadas. É um fruto arroxeadado e de casca aveludada, de polpa succulenta e doce (NORA et al., 2014b). Recentemente Seraglio et al. (2018) avaliaram as características nutricionais e a composição de compostos bioativos dos frutos da *M. pungens*. Com relação as características nutricionais os autores destacam uma concentração significativa de minerais como Ca, K, e Mg que chegam a suprir 38, 34 e 19% respectivamente, da dieta de um homem adulto. Além disso, foram quantificados 20 compostos fenólicos dentre os quais se destacam a quercetina, ácido gálico e isoquercetrina. A composição de ácidos fenólicos e flavonóides do guabiju resulta em elevada atividade antioxidante (ANDRADE et al., 2011; NORA et al., 2014b; SERAGLIO et al., 2018),

como apresentado Tabela 2.5, que tem sido associado a atividade antileishmania (FERREIRA et al., 2021), redução da hipercolesterolemia (NORA et al., 2014a), e atividade anti-quimiotática (ANDRADE et al., 2011) (Tabela 2.4).

Outras espécies de Myrtaceae ameaçadas que também merecem destaque são as que possuem frutos de coloração amarelo-alaranjada, no qual podemos citar *C. reitziana*, *M. miersiana*, *C. macrobracteolata*, *C. neriiflora*, *P. edulis*, *C. laurifolia*, *E. macrobracteolata*, *E. mattosii*, *E. villaenovae*, *M. cuspidata*, *P. reptans*, e *E. rotundicosta*. Mas assim como encontrado para os frutos de coloração avermelhada, os frutos de coloração amarelo-alaranjada, mesmo apresentando potencial de uso para alimentação verificou-se ausência de artigos publicados na base de dados Scopus para a maioria destas espécies. Somente foram encontrados artigos de caracterização dos frutos para as espécies *C. reitziana*, *P. edulis* e *E. mattosii*, os quais serão apresentados a seguir.

Os frutos da *C. reitziana* são conhecidos como guabiroba-de-reitz, guabiroba-da-grada, gabiropa-de-folha-crespa, guabiroba, ou guabiroba morango. (NESELLO et al., 2016) verificaram que o dimetil cardamonina é o principal composto presente no extrato metanólico dos frutos. Este composto isolado dos frutos da *C. reitziana* apresentou um efeito significativo na atividade antinociceptiva e gastroprotetora em ratos (CABRAL et al., 2017; NESELLO et al., 2016).

Estudos realizados com os frutos da *P. edulis* também conhecido como cambucá, reportam massa fresca de aproximadamente 51 a 57g, com rendimento de polpa de 35 a 47% e, portanto, é um fruto relativamente grande quando comparado a outros da mesma família (DA SILVA et al., 2019; DONADIO, 1997). A polpa do fruto é amarelo-alaranjada e exibe um aroma adocicado e ácido característico. Estudos conduzidos por Da Silva et al., (2019) reportam a identificação e quantificação de quatorze compostos voláteis na polpa dos frutos da *P. edulis* entre os quais tolueno e o hexanal foram os compostos voláteis individuais de maior quantidade e proporcionam notas de doce, pungente, nozes e frutada. Outros estudos avaliaram o potencial biológico deste fruto e indicam o efeito antinociceptivo e gastroprotetivo da casca do fruto (NESELLO et al., 2018; ROSA et al., 2018). Popularmente conhecida como cambuí-peba, cambuí rasteiro ou cambuí, os frutos da espécie *E. mattosii* apresentam compostos fenólicos e terpenos na sua composição, que proporcionam atividade gastroprotetora em ensaios *in vivo* em ratos (SANTOS et al., 2018).

A espécie frutífera *C. phaea* de coloração verde, possui a maior quantidade de artigos publicados relacionados aos frutos na pesquisa realizada. Os frutos da *C. phaea* mantem a

coloração verde mesmo quando maduros e são popularmente conhecidos como cambuci, cambucizeiro, ubucabuci, camuci, camoti, camocim. Estudos morfológicos demonstraram que a massa total pode variar entre 21 a 127g sendo o rendimento de polpa responsável por até 93% do fruto, quanto as características químicas o fruto contém um teor de sólidos solúveis entre 6 e 13°Brix, e acidez titulável média de 1,93% em ácido cítrico (AZEVEDO et al., 2017; BIANCHINI et al., 2016; TOKAIRIN et al., 2018). Azevedo et al. (2017) avaliaram a composição mineral dos frutos de *C. phaea* e reportam que os minerais majoritários foram sódio, ferro, potássio, manganês e boro. Outros estudos indicam que a *C. phaea* possui elevada quantidade de polifenóis, principalmente ácidos fenólicos, flavonoides e proantocianidinas (AZEVEDO et al., 2017; DONADO-PESTANA et al., 2021) que foram associados à atividade antioxidante (AZEVEDO et al., 2017; SOARES et al., 2020), anti-inflamatória e antimicrobiana (SOARES et al., 2020), atividade cardiovascular (WCZASSEK; PONTES; GAMBERINI, 2020) e efeito preventivo da obesidade com melhoria da homeostase da glicose e inflamação do tecido adiposo (DONADO-PESTANA et al., 2015).

Embora muitos estudos científicos evidenciem as características e potencialidades das Myrtaceae frutíferas, observou-se neste estudo que quando se trata das Myrtaceae frutíferas ameaçadas (45 espécies no total), apenas 10 espécies foram objetos de estudos reportados em artigos publicados na literatura sobre as características de uso para alimentação, sejam características de composição química, sensoriais, morfológica ou perfil de compostos bioativos. Nesse sentido, destacamos aqui a necessidade da busca e investigação científica destas espécies ameaçadas para que possamos elucidar as características e propriedades destas espécies com potencial de uso, aumentar o interesse de uso dos consumidores e a conservação desta família de grande importância ecológica para os biomas brasileiros.

Outra perspectiva observada foi a carência de estudos que avaliaram processos tecnológicos utilizando frutos de Myrtaceae como matéria-prima. Apenas para os frutos de *C. phaea* e *M. pungens* existem estudos incipientes (DIAS et al., 2018; NORA et al., 2014c; PAES; PESSOA FILHO; TADINI, 2021). O processamento de alimentos surge como uma alternativa para prolongar a vida útil, evitar alterações indesejadas e garantir a manutenção da qualidade nutricional e sensorial. Essa pode ser uma estratégia interessante para ampliar e fortalecer essas cadeias produtivas agropecuárias.

Nesse contexto, destaca-se que as Myrtaceae são caracterizadas pela presença de uma variedade de compostos bioativos que constituem matriz promissora para suprir demandas específicas da indústria alimentícia, farmacêutica, cosmética ou química. A utilização dessas

espécies como matéria-prima leva à sua valorização e consequente conservação através do uso contínuo, além de estimular o plantio e a disseminação de frutos ameaçados de Myrtaceae brasileiras.

Apesar de estudos apontarem para o potencial bioativo dos frutos de Myrtaceae, observa-se que das 44 espécies ameaçadas apenas dez (10) espécies foram cientificamente estudadas para alimentação e 2 espécies possuem estudos relacionados ao seu processamento. Portanto, ressaltamos a necessidade de pesquisas para elucidar as propriedades nutricionais e terapêuticas dessas espécies. Mais estudos relacionados à pós-colheita, estabilidade durante o armazenamento ou processamento de frutos ameaçados de Myrtaceae são necessários para o desenvolvimento tecnológico regional, inovação e agregação de valor aos produtos, como estratégia de conservação desta família de grande importância ecológica para os biomas brasileiros.

### 3.3 ÓLEOS ESSENCIAIS

Os óleos essenciais são misturas complexas de compostos voláteis orgânicos (BAŞER, BUCHBAUER, 2020) e são tecnicamente definidos pela *International Organization for Standardization* (ISO) como “*product obtained from a natural raw material of plant origin, by steam distillation, by mechanical processes from the epicarp of citrus fruits or by dry distillation, after separation of the aqueous phase – if any – by physical processes*” (ISO 9235:2021).

Dentre os constituintes dos óleos essenciais das plantas os terpenóides, também chamados de isoprenóides são geralmente os compostos predominantes, outros compostos como o fenilpropeno e compostos fenólicos também tem sido reportado como parte destes óleos. Estes compostos são produzidos no metabolismo secundário de plantas através de três vias biosintética: a via do mevalonato e a via do metil-eritritol, ambas responsáveis pela formação das diferentes estruturas de terpenóides e a via do ácido chiquímico para formação do fenilpropeno (NAGEGOWDA, 2010; REHMAN et al., 2016).

Os terpenóides se diferenciam quanto a estrutura química, em função da quantidade de unidades de isopreno (2-metilbutadieno)  $(C_5)_n$  presente em cada molécula sendo que nos óleos essenciais predominam os hemiterpenóides  $(C_5)$ , monoterpenóides  $(C_{10})$  e sesquiterpenóides  $(C_{15})$  (MCGARVEY; CROTEAU, 1995). Na planta estes compostos desempenham importantes funções ecológicas e fisiológicas, como por exemplo: repelir

herbívoros (HEIL, 2004), proteger a planta contra patógenos, predadores e competidores (HIJAZ; NEHELA; KILLINY, 2016; VERGNES et al., 2014), atrair disseminadores de sementes e polinizadores (PICHERSKY; GERSHENZON, 2002), atuar na sinalização planta-planta em condições de stress biótico e abiótico (CATOLA et al., 2018), ação termotolerante para as plantas (CHEN; CAO, 2005), entre outras.

Embora vários estudos científicos tenham avaliado uma expressiva quantidade de espécies com potencial de produção, uso e aplicação de óleos essenciais existem ainda, muitas outras a serem avaliadas. Dentre estes, alguns estudos reportam a obtenção, identificação e quantificação dos terpenóides presentes em espécies de Myrtaceae ameaçadas. Nesse sentido, a Tabela 2.3 apresenta a composição química principal dos óleos essenciais obtidos das folhas de espécies de Myrtaceae ameaçadas. No total foram identificados 687 compostos terpenóides que são distribuídos em 25 espécies ameaçadas.

Tabela 2.3. Composição química de óleos essenciais de folhas de Myrtaceae brasileiras ameaçadas.

<b>Espécies</b>	<b>Componentes principais</b>	<b>Ref</b>
<i>Calycolpus australis</i>	$\gamma$ -Terpineno (14,1%), Terpinen-4-ol (13,1%), Linalool (12,5%)	(TUCKER et al., 2000)
<i>Calycorectes australis</i>	Biciclogermacreno (22,7%), Espatuleno (13,7%), Globulol (10,1%)	(APEL et al., 2006b)
<i>Calycorectes duarteanus*</i>	<i>E</i> -nerolidol (75,7%), Globulol (6,9%), Aloaromadendreno (4%)	(SOUZA et al., 2018)
<i>Calycorectes sellowianus</i>	Guaiol (13,1%), $\beta$ -Cariofileno (8,6%), $\alpha$ -Cadinol (7,9%)	(APEL et al., 2010)
<i>Calyptranthes rubella</i>	$\beta$ -Cariofileno (16,5%), Espatuleno (15,4%), Epi-globulol (4,2%).	(LIMBERGER et al., 2002c)
<i>Campomanesia phaea</i>	Óxido de cariofileno (11,8%), Linalool (11,1%), T-cadinol + T-muurolol (7,5%)	(ADATI; FERRO, 2006)
<i>Campomanesia viatoris</i>	Tasmanona (70,5%), Flavesone (12,8%), Agglomerone (6,8%)	(MATOS et al., 2015)
<i>Eugenia dimorpha</i>	$\alpha$ -Pineno (22,4%), $\alpha$ -Humuleno (12,9%), 1,8-Cineole (9,9%).	(APEL et al., 2002a)
<i>Eugenia joenssonii</i>	5-Epi-paradisiol (8,4%), $\delta$ -Selinene (7,9%), $\beta$ -Selinene (7,2%)	(APEL et al., 2002a)
<i>Eugenia mattsosii</i>	Biciclogermacreno (17,5%), $\beta$ -Elemeno (16,1%), $\beta$ -Cariofileno (12,4%)	(APEL et al., 2005)
<i>Eugenia oxyentophylla*</i>	$\beta$ -Cariofileno (16,3%), $\alpha$ -Humuleno (10,2%), Biciclogermacreno (9,4%)	(APEL et al., 2002b)
<i>Myrceugenia campestris</i>	Espatuleno (29,7%), Óxido de cariofileno (10,1%), Biciclogermacreno (9,9%)	(LIMBERGER et al., 2002b)

<i>Myrceugenia foveolata</i>	Globulol (21,3%), <i>epi</i> -Globulol (17,8%), $\alpha$ -Cadinol (10,1%)	(LIMBERGER et al., 2002a)
<i>Myrceugenia miersiana</i>	Biciclogermacreno (18,8%), Globulol (17%), Óxido de cariofileno (8,8%)	(LIMBERGER et al., 2002b)
<i>Myrceugenia myrcioides</i>	Espatulenol (2,8%), Globulol (18,8%), Biciclogermacreno (14,9%).	(LIMBERGER et al., 2002b)
<i>Myrceugenia pilotantha</i>	Espatulenol (18,7%), ( <i>E</i> )-Nerolidol (11,6%), Biciclogermacreno (7%).	(LIMBERGER et al., 2002a)
<i>Myrcia aethusa</i> *	$\beta$ -Cariofileno (20,6%), Óxido de cariofileno (19,3%), Biciclogermacreno (5,7%)	(LIMBERGER et al., 2004)
<i>Myrcia glabra</i>	Valerianol (13,2%), $\beta$ -Cariofileno (9,5%), $\alpha$ -Selinene (9,4%)	(HENRIQUES et al., 1997)
<i>Myrcia salzmannii</i>	$\beta$ -Cariofileno (27,6%), $\alpha$ -Humuleno (12,1%), $\alpha$ -Pinenol (9,7%)	(CERQUEIRA et al., 2009)
<i>Myrcianthes pungens</i>	1,8-Cineole (45,8%), Lirnonene (17,3%), $\alpha$ -Terpineol (8,1%)	(ZYGADLO et al., 1997)
<i>Myrciaria plinioides</i>	Espatulenol (21,1%), Óxido de cariofileno (15,2%), $\alpha$ -isolongifolan-7-ol (9,8%)	(KAUFFMANN et al., 2019)
<i>Neomitranthes cordifolia</i>	$\beta$ -Cariofileno (13,6%), ( <i>E</i> )- $\beta$ -Farneseno (13,5%), Óxido de cariofileno (6%)	(APEL et al., 2001)
<i>Pimenta pseudocaryophyllus</i>	Chavibetol (70,9%), Metil eugenol (20,7%), <i>o</i> -Cymene (2,5%)	(BARATA et al., 2011)
<i>Plinia cordifolia</i>	$\beta$ -Cariofileno (15,9%), Óxido de $\alpha$ -Bisabolol B (7%), $\alpha$ -Bisabolol (5,8%)	(APEL et al., 2006a)
<i>Plinia edulis</i>	$\beta$ -Cariofileno (21,2%), Óxido de cariofileno (18,1%), Espatulenol (11,9%)	(APEL et al., 2006a)

\**Calycorectes duarteanus*= *Eugenia brevistyla*, *Eugenia oxyoentophylla*= *Eugenia repanda*, *Myrcia aethusa*= *Myrcia richardiana*

Os óleos essenciais podem ser extraídos de diferentes partes das plantas (folhas, flores, sementes, casca de frutas e raízes), entretanto nesta pesquisa constatou-se que as folhas têm sido a fração das plantas mais usada para a produção do óleo essencial, em espécies de Myrtaceae ameaçadas. Além destes estudos, Cerqueira et al. (2009) também obteve o óleo essencial das flores da *Myrcia salzmannii*, os autores identificaram 20 compostos sendo o  $\beta$ -cariofileno (13,8%) e o  $\alpha$ -humuleno (10,9%) os mais abundantes deles. Assim como nas flores, estes são os principais compostos encontrados nas folhas da *M. salzmannii*, porém em concentrações superiores (Tabela 2.3).

Dentre os estudos que realizaram a extração de óleo essenciais das espécies de Myrtaceae avaliadas o método de hidrodestilação ou destilação por arraste de vapor foi o mais utilizado. Os rendimentos dos óleos essenciais variaram entre 0,1–0,6% de folhas frescas em função da espécie avaliada, sendo que a espécie *Eugenia mattosii* apresentou maior rendimento.

Segundo Teles et al. (2012) e Bouyahya et al. (2017) o rendimento e a composição dos óleos essenciais podem mudar em função das condições de cultivo e climáticas, estágio fenológico da árvore e do processo de extração. Em termos de composição dos óleos essenciais, a espécie *Myrciaria plinioides* apresentou uma maior quantidade de terpenoides identificados (63 compostos) dentre os quais 82% pertencem a classe dos sesquiterpenos oxigenados e 11% a hidrocarbonetos sesquiterpênicos (KAUFFMANN et al., 2019).

Alguns estudos reportam alterações na composição relativa dos óleos essenciais das espécies *Calycorectes duarceanus*, *Myrcia salzmannii* e *Pimenta pseudocaryophyllus* função das estações do ano em que foi realizada a colheita das folhas. Souza et al. (2018) observaram que a concentração de *E*-nerolidol, principal composto no óleo essencial de *C. duarceanus* variou de 69,6 a 83,1% na primavera e no inverno, respectivamente. Em outro estudo, Cerqueira et al. (2009) verificaram que o  $\beta$ -cariofileno é o composto mais abundante do óleo essencial da espécie *M. salzmannii*, com concentrações variando entre 41,5% em fevereiro de 2001 a 9,3% em abril de 2003. Apesar da menor concentração de  $\beta$ -cariofileno em abril de 2003, este foi o período em que o óleo essencial apresentou uma maior diversidade de terpenóides, totalizando 31 compostos. Barata et al. (2011) avaliando a composição química sazonal do óleo essencial da *P. pseudocaryophyllus* observaram que nos meses de janeiro e novembro os óleos apresentaram composição similar, com 7 compostos identificados com concentrações iguais ou muito próximas. O chavibetol foi o principal componente quantificado no óleo essencial da *P. pseudocaryophyllus* com concentrações variando entre 50,2% no mês de julho e 70,9% no mês de novembro.

Contudo, observamos nestes estudos que apesar de haver alterações na composição química dos óleos essenciais ao longo do ano, o componente principal destas espécies permanece em maiores concentrações. Este comportamento também foi observado nos meses de dormência das plantas, onde são reportadas menor variedade e menor concentração de compostos terpenóides.

Em função de sua composição, os óleos essenciais vêm sendo utilizados como ingrediente em produtos diversos, como exemplo alimentos e bebidas, perfumes e cosméticos, produtos farmacêuticos ou pesticidas verdes. Na indústria de alimentos os óleos essenciais são amplamente empregados em formulações de aromas e como aditivos naturais em produtos alimentícios (BURDOCK; CARABIN, 2009; ROSSI et al., 2011; TAJKARIMI; IBRAHIM; CLIVER, 2010). Mais recentemente estes óleos vêm sendo utilizados como antimicrobianos naturais (OZOGUL et al., 2020), conservadores de alimentos (MAHATO et al., 2017) ou

incorporados em biofilmes ou *coatings* no desenvolvimento de embalagens ativas para alimentos (YUAN; CHEN; LI, 2016).

Nesse contexto, alguns estudos reportaram o uso do óleo essencial da espécie ameaçada *P. pseudocaryophyllus*, como antimicrobiano natural para alimentos. Ensaios *in vitro* mostraram que o óleo essencial da *P. pseudocaryophyllus* inibiu o crescimento micelial do fungo *Rhizopus stolonifera*, agente causador da podridão mole em morangos. Quando utilizado na concentração de 500  $\mu\text{L} \cdot \text{L}^{-1}$  o óleo essencial inibiu 100% do crescimento micelial (OLIVEIRA et al., 2019b). A atividade antifúngica também foi comprovada contra o fungo *Colletotrichum gloesporioides* (MIC= 370,2 ppm), causador da antracnose em mamão (ZILLO et al., 2018). A *P. pseudocaryophyllus* foi a única espécie ameaçada onde foram realizados estudos de obtenção e aplicação do óleo essencial. Sendo assim, há ainda uma grande lacuna de conhecimento para ser preenchida com relação as aplicações tecnológicas para alimentos, utilizando os óleos essenciais das espécies de Myrtaceae ameaçadas.

Talvez a ausência de estudos relacionados a estas espécies ameaçadas seja devido aos óleos essenciais apresentarem algumas limitações de uso em alimentos processados. Estas limitações são associadas a algumas propriedades dos óleos essenciais, como baixa estabilidade fototérmica, baixa solubilidade em água e propensão aos processos oxidativos. Entretanto, vários estudos vêm sendo desenvolvidos com o uso de nanotecnologia e/ou microencapsulação dos óleos essenciais, com notáveis resultados para aplicações em alimentos, que podem ser uma alternativa viável para a demanda de aditivos antioxidantes e/ou antimicrobianos naturais (GHADERI-GHAHFAROKHI et al., 2017; GONÇALVES DA ROSA et al., 2020; ZHANG et al., 2020). Sendo esta uma tecnologia que poderia ser empregada em óleos essenciais das Myrtaceae ameaçadas promovendo uma ampliação de sua utilização e estabilidade, além da produção de ingredientes de alto valor agregado.

Outras aplicações relevantes dos óleos essenciais estão associadas suas propriedades terapêuticas. Dentre as espécies de Myrtaceae ameaçadas, ganham destaque os óleos essenciais da *Calycorectes sellowianus*, *Campomanesia phaea*, *Myrceugenia myrcioides*, *Myrcianthes pungens*, *Myrciaria plinioides* e *Pimenta pseudocaryophyllus* que apresentaram atividade biológica em ensaios *in vitro* e *in vivo* (Tabela 2.4).

O óleo essencial da espécie *C. sellowianus* apresentou atividade anti-inflamatória *in vitro* avaliada pelo método Boyden chambre quando utilizado na concentração de 9  $\text{mg} \cdot \text{mL}^{-1}$  inibindo em 91% a quimiotaxia de neutrófilos porém, nos ensaios *in vivo*, não apresentou efeito significativo na redução do edema em mice (APEL et al., 2010). Lorençoni et al. (2020)

avaliaram as atividades anti-inflamatória e imunomodulatória do óleo essencial das folhas da *C. phaea*. Os autores reportam uma redução de 46% na produção da interleucina-6 (IL-6) e 76% na produção do fator de necrose tumoral- $\alpha$  (TNF- $\alpha$ ) quando aplicado na concentração de 100  $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ . A atividade do fator de transcrição NF- $\kappa$ B reduziu em 36% usando 20  $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$  do óleo essencial, indicando assim que a via de sinalização NF- $\kappa$ B do sistema imunológico é afetada positivamente, com a redução da expressão de mediadores pró-inflamatórios.

Tabela 2.4. Atividade biológica de Myrtaceae brasileiras ameaçadas.

<b>Espécie</b>	<b>Parte da planta</b>	<b>Benefícios para a saúde</b>	<b>Ref</b>
<i>Calycorectes sellowianus</i>	Óleo essencial das folhas	Atividade anti-inflamatória	(APEL et al., 2010)
<i>Campomanesia phaea</i>	Extrato do fruto, extrato e óleo essencial das folhas	Atividade anti-inflamatória, atividade antioxidante, melhora a homeostase da glicose, efeito cardioprotetor e inibição da lipase pancreática	(DONADO-PESTANA et al., 2015, 2021; LORENÇONI et al., 2020; SOARES et al., 2020; WCZASSEK; PONTES; GAMBERINI, 2020)
<i>Campomanesia reitziana</i>	Extrato do fruto	Efeito antinociceptivo e efeito gastroprotetor	(CABRAL et al., 2017; NESELLO et al., 2016)
<i>Campomanesia sessili flora</i>	Extrato das folhas	Potencial fotoprotetor e atividade antioxidante	(CATELAN et al., 2019; KATAOKA; CARDOSO, 2013)
<i>Eugenia oxyentophylla</i>	Extrato das folhas	Atividade antimicrobiana	(BERTUCCI et al., 2009)
<i>Eugenia mattosii</i>	Extrato das folhas, extrato do caule e extrato do fruto	Efeito antiparasitário, atividade antioxidante, efeito cardioprotetor, atividade antimicoplasmática, inibição da atividade da acetilcolinesterase (AChE), efeito gastroprotetor.	(SANTOS et al., 2018; TENFEN et al., 2021; VECHI et al., 2019a, 2019b, 2019c, 2020)
<i>Myrceugenia myrcioides</i>	Óleo essencial das folhas	Inibição da atividade da AChE	(DE SOUZA et al., 2010)

<i>Myrcia speciosa</i>	Extrato das folhas	Inibição de $\alpha$ -amilase e $\alpha$ -glicosidase e efeito antidiabético	(FIGUEIREDO-GONZÁLEZ et al., 2016; MIURA; MIZUTANI; ISHIDA, 2006)
<i>Myrcianthes pungens</i>	Extrato do fruto, folhas e sementes, óleo essencial das folhas e frutas	Atividade antileishmania, atividade antioxidante, atividade antibacteriana, efeito gastroprotetor, redução da hipercolesterolemia e atividade antiquimiotática.	(ANDRADE et al., 2011; FERREIRA et al., 2021; JESUS et al., 2021; NESELLO et al., 2017; NORA et al., 2014)
<i>Myrciaria plinioides</i>	Extrato e óleo essencial das folhas	Atividade antioxidante, potencial neuroprotetor, atividade antileishmania e atividade citotóxica em células RAW264.7 e CHO-K1.	(FALEIRO et al., 2017; KAUFFMANN et al., 2019; MARMITT et al., 2020)
<i>Pimenta pseudocaryophyllus</i>	Extrato das folhas e galhos, óleo essencial das folhas	Efeito anti-hiperuricêmico, atividade anti-inflamatória, efeito tipo antidepressivo, atividade antifúngica, efeito tipo ansiolítico, efeito fotoprotetor, inibição da atividade da glutathione S-transferase, atividade antimicrobiana e atividade antinociceptiva.	(CAMPANINI et al., 2014; CUSTÓDIO et al., 2010; DE PAULA et al., 2009, 2012; FAJEMIROYE et al., 2012, 2013; FERNANDES et al., 2012; FERRARI et al., 2016; PRÍNCIPE; SPIRA, 2009)
<i>Plinia edulis</i>	Extratos da casca do fruto e das folhas	Efeito antinociceptivo, efeito gastroprotetor, atividade anti-inflamatória, atividade antioxidante e citotoxicidade para o câncer de mama humano.	(AZEVEDO et al., 2016; CARVALHO; ISHIKAWA; GOUVÊA, 2012; ISHIKAWA et al., 2008, 2014; NESELLO et al., 2018; ROSA et al., 2018)

De Souza et al. (2010) avaliaram o potencial do óleo essencial da *Myrceugenia myrcioides* na inibição da atividade da acetilcolinesterase (AChE), que é um importante tratamento usado para pacientes com Alzheimer's. Porém, o óleo essencial apresentou baixa capacidade de inibição da AChE, atingindo uma inibição máxima de 29% na concentração de 600.0  $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ . O óleo essencial da *Myrcianthes pungens* apresentou atividade antioxidante avaliada pelos métodos DPPH ( $\text{IC}_{50}= 24.47\text{mg/mL}$ ), FRAP ( $0.27 \mu\text{M Fe}^{2+}/\text{mg}$ ) e  $\beta$ -caroteno/ácido linoleico (BCLA) (57.48%). O óleo essencial também apresentou atividade antimicrobiana *in vitro* contra *Staphylococcus aureus* ( $\text{MIC}= 78 \mu\text{g/mL}$ ), sendo mais efetivo que a estreptomicina (controle) (JESUS et al., 2021).

A atividade antileishmaniose *in vitro* do óleo essencial das folhas da *M. plinioides* foi testada contra as promastigotas de *Leishmania amazonenses* e *Leishmania infantum*. O óleo essencial foi efetivo contra as *L. amazonenses* promastigotes com  $\text{IC}_{50}= 14.16 \mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ , porém não apresentou atividade contra a *Leishmania infantum* promastigotes (Kauffman 2019). Em outro importante estudo Faleiro (2017) avaliaram a atividade citotóxica do óleo essencial da *M. plinioides* contra a linhagem de macrófagos murinos RAW264.7 e contra células do ovário de hamster chinês CHO-K1. O óleo essencial ( $50 \mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ ) manteve a viabilidade das células RAW264.7 e CHO-K1 em aproximadamente 37 e 53% após 48h de ensaio, respectivamente. Os autores verificaram que após 72h de ensaio as células recuperaram parte da viabilidade demonstrando que o óleo essencial da *M. plinioides* possui atividade citotóxica moderada para as linhagens celulares avaliadas.

O potencial antimicrobiano do óleo essencial das folhas da *P. pseudocaryophyllus* tem sido o mais estudado entre as espécies de Myrtaceae ameaçadas. Este EO tem apresentado melhores resultados contra bactérias Gram (+), como *Bacillus cereus*, *Bacillus subtilis* e *Staphylococcus aureus* e Gram (-) como *Escherichia coli*. As cepas de fungos *Cryptococcus neoformans*, *Cryptococcus gattii* *Candida albicans* e *Candida krusei* também tiveram a atividade reduzida na presença do óleo essencial da *P. pseudocaryophyllus* assim como em fungos filamentosos (*Botryosphaeria rhodina* e *Fusarium verticillioides*) (CUSTÓDIO et al., 2010; DE PAULA et al., 2012). A atividade antinociceptiva do óleo essencial da *P. pseudocaryophyllus* foi avaliada em ensaios *in vivo* por De Paula et al. (2012). Os resultados indicaram que a administração do óleo essencial ( $600 \text{mg}\cdot\text{Kg}^{-1}$ ) inibiu em aproximadamente 60% o número contorções abdominais induzidas por ácido acético em ratos.

Contudo, todos os óleos extraídos e caracterizados das espécies de Myrtaceae ameaçadas se apresentam como bons candidatos para aplicações tecnológicas e terapêuticas. Cada espécie possui sua especificidade de compostos terpenoides que pode ser explorada para uso em diversos produtos, principalmente por serem uma alternativa natural e categorizada como GRAS (*Generally Recognised as Safe*) pelo FDA (*Food and Drug Administration*).

### 3.4 EXTRATOS

Os extratos vegetais têm sido utilizados como medicamentos de forma empírica pelo homem, desde os tempos remotos. Estes materiais têm atraído a atenção de várias áreas do conhecimento para estudos que relacionaram seus efeitos terapêuticos à presença de compostos bioativos. Dessa forma, pesquisas que avaliam processos de isolamento e caracterização destes compostos vêm sendo implementadas cada vez mais (DELGADO; ISSAOUI; CHAMMEM, 2019; WANG et al., 2020).

Os compostos fenólicos são produzidos pelo metabolismo secundário das plantas e são as substâncias mais frequentemente encontradas nos extratos vegetais. Estruturalmente são formados por um ou mais anéis aromáticos ligados a um ou mais grupos de hidroxila. Se encontram distribuídos nos diferentes tecidos vegetais nas formas livre, conjugada solúvel e ligadas insolúveis, e usualmente são ligados a glicosídeos, amidas e ésteres. Devido a esta grande variedade de estruturas química, os compostos fenólicos são classificados em dois grandes grupos: flavonoides e não-flavonoides (ACOSTA-ESTRADA; GUTIÉRREZ-URIBE; SERNA-SALDÍVAR, 2014; HARBORNE, 1973; WANG et al., 2016).

Os flavonoides são a categoria de compostos mais abundantes nas frutas e vegetais. Sua estrutura básica é o difenil propano (C6-C3-C6) que ocorre em todos os flavonoides, onde dois anéis fenólicos (anel A e anel B) são ligados por um anel pirano central fechado. Sendo assim, os flavonoides podem ser subdivididos em diferentes subgrupos em função das diferenças no padrão de hidroxilação, grau de insaturação e estado de oxidação do anel pirano central: flavonas, flavonóis, flavanonas, isoflavonoides, neoflavonoides, flavan-3-ols ou catequinas, antocianinas e chalconas (PANCHE; DIWAN; CHANDRA, 2016; SINGLA et al., 2019).

Os não-flavonoides incluem na maioria das vezes, compostos fenólicos mais simples e de menor massa molar e compreendem os seguintes grupos: ácidos fenólicos, taninos, lignanas, chalconas e dihidrochalconas, estilbenos, furanocumarinas, curcuminoides,

capsaicinoides, xantonas. Dentre estes os ácidos fenólicos representam o principal grupo e são formados por um grupo carboxílico e pelo menos uma hidroxila ligada ao anel benzeno (DURAZZO et al., 2019; KUMAR; GOEL, 2019).

Os compostos fenólicos são capazes de atuar como fortes antioxidantes em sistemas *in vitro* e *in vivo*. Na Tabela 2.5 são apresentados os resultados da busca da atividade antioxidante e os métodos utilizados para sua determinação em extratos produzidos com as frações das folhas e frutos das espécies *C. phaea*, *C. reitziana*, *E. mattosii*, *M. pungens*, *M. plinioides*, *P. pseudocaryophyllus*, *P. edulis*, and *P. cinereum* e suas respectivas referencias.

Tabela 2.5. Atividade antioxidante de frutos e folhas de espécies de Myrtaceae brasileira ameaçadas.

Espécie	Atividade antioxidante		Ref.
	Fruto	Folhas	
<i>Campomanesia phaea</i>	ROO <sup>•</sup> = 68,94 μmol ET g <sup>-1</sup> O <sub>2</sub> <sup>•-</sup> = IC <sub>50</sub> 575,36 μg mL <sup>-1</sup> HOCl = IC <sub>50</sub> 74,14 μg mL <sup>-1</sup> NO <sup>•</sup> = IC <sub>50</sub> 16,96 μg mL <sup>-1</sup> DPPH = 29,83 a 199,78 μmol ET g <sup>-1</sup> FRAP = 13,87 a 24,28 μmol ET mL <sup>-1</sup> ORAC = 12,91 a 20,20 μmol ET mL <sup>-1</sup>	ABTS = IC <sub>50</sub> 8,25 μg mL <sup>-1</sup> DPPH = IC <sub>50</sub> 9,14 μg mL <sup>-1</sup> FRAP = IC <sub>50</sub> 1,04 μg mL <sup>-1</sup>	(DONADO-PESTANA et al., 2015; LORENÇONI et al., 2020; SOARES et al., 2020; TOKAIRIN et al., 2018)
<i>Campomanesia reitziana</i>	DPPH = 29,58% capacidade de eliminação de radicais		(CABRAL et al., 2017)
<i>Eugenia mattosii</i>		DPPH = ≈ 80–90% capacidade de eliminação de radicais	(VECHI et al., 2019b)
<i>Myrcianthes pungens</i>	FC = 1739 a 2061 mg EAG 100 g <sup>-1</sup> DPPH = 2569 a 3105 mg EAA 100 g <sup>-1</sup> FRAP = 15188 a 16850 mM Fe <sup>+2</sup> 100 g <sup>-1</sup> ABTS = 205 μmol ET g <sup>-1</sup> •OH = ≈ 90% de inibição	DPPH = IC <sub>50</sub> 2.90 mg mL <sup>-1</sup> BCLA = 137% proteção do β-caroteno	(ANDRADE et al., 2011; CARDOSO et al., 2020; DALLA NORA et al., 2014; SERAGLIO et al., 2018)
<i>Myrciaria plinioides</i>		FC = 57,41 a 65,07 mg EAG g <sup>-1</sup> DPPH = IC <sub>50</sub> 17,19 a 34,6 μg mL <sup>-1</sup> ORAC = 4940 a 6778 μmol ET g <sup>-1</sup>	(MARMITT et al., 2020)

<i>Pimenta pseudocaryophyllus</i>		FRAP= 0,076 a 1,10 mM FeSO <sub>4</sub> g <sup>-1</sup> DPPH= IC <sub>50</sub> 4,75 μg mL <sup>-1</sup> ABTS= IC <sub>50</sub> 3,0 μg mL <sup>-1</sup> FRAP= 0,046 μmol ET mL <sup>-1</sup>	(CAMPANINI et al., 2014)
<i>Plinia edulis</i>	DPPH= 20,34 μmol ET g <sup>-1</sup> ORAC= 28,11 μmol ET g <sup>-1</sup>	DPPH= 324 mg EAA g <sup>-1</sup>	(CARVALHO; ISHIKAWA; GOUVÊA, 2012; DA SILVA et al., 2019)
<i>Psidium cinereum</i>		DPPH= IC <sub>50</sub> 8,75 μg mL <sup>-1</sup>	(TAKAO; IMATOMI; GUALTIERI, 2015)

DPPH= 2,2-difenil-1-picrilhidrazil, ROO•= radical peroxil, O<sub>2</sub>•-= radical superóxido, HClO= Ácido Hipocloroso, NO•= óxido nítrico, FC= Capacidade redutora do Folin-Ciocalteu, FRAP= Ferric reducing-antioxidant power, ORAC= Oxygen radical absorbance capacity ABTS= 2,2'-azinobis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid), •OH= radical hidroxila, BCLA= β-caroteno/ácido linoleico, ET = equivalente Trolox, EAG= equivalente ácido gálico, EAA= equivalente de ácido ascórbico.

Observa-se que os extratos das frutas e folhas das espécies avaliadas apresentaram satisfatória atividade antioxidante, com baixos valores para as concentrações apresentadas em IC<sub>50</sub>, com elevado percentual de inibição dos radicais DPPH, BCLA, e •OH<sup>-</sup>, e elevadas concentrações de atividade antioxidante contra os radicais ROO•, DPPH, FRAP, ORAC, ABTS e o reagente oxidante FC.

A comparação entre extratos é dificultada em função da diversidade das unidades em que os resultados de atividade antioxidante foram expressos pelos diversos autores. A variabilidade nas condições utilizadas nos processos de extração, além das variáveis relacionadas ao momento de coleta das amostras, cultivar, localização geográfica, clima, estação do ano, estágio de maturação, entre outros podem também influenciar nesta determinação. Estudos que avaliem os efeitos do processo de extração e de fatores intrínsecos ainda são escassos para estas espécies ameaçadas (ASTILL et al., 2001; KARABEGOVIĆ et al., 2014; RODRIGUES et al., 2018).

No que se refere a avaliação das condições de processo somente foram encontrados estudos com as espécies *C. phaea* e *M. plinioides*. Marmitt 2020 utilizaram diferentes solventes (água ou etanol) para produção dos extratos das folhas da *M. plinioides* e observaram que o extrato aquoso apresentou maiores valores para atividade antioxidante (FC, DPPH, ORAC e FRAP) quando comparado ao extrato etanólico. Os autores reportam que o perfil dos compostos

e suas concentrações relativas foram diferentes em função do solvente utilizado. Foram identificados os compostos fenólicos: cianidina, catequina, ácido cafeico, ácido p-cumárico, rutina, quercetina e luteolina no extrato etanólico, enquanto o extrato aquoso não apresentou os compostos catequina e luteolina. Donado-Pestana et al. (2015) encontraram diferenças na atividade antioxidante (ORAC, DPPH e FRAP) dos extratos dos frutos da *C. phaea* produzidos com diferentes diluições do solvente. Esta alteração no processo também interferiu na concentração dos fenólicos totais, proantocianidinas, derivados de quercetina, ácido elágico livre e total.

Estudos que abordam o efeito das variáveis intrínsecas na composição e/ou atividade antioxidantes foram realizados para as espécies *C. phaea* e *M. pungens*. Tokairin et al. (2018) reportam uma significativa variação da atividade antioxidante (DPPH= 29,8 a 199,8  $\mu\text{mol Trolox g}^{-1}$ ) entre 59 acessos de frutos do cambuci (*C. phaea*). Andrade et al. (2011) verificaram que a concentração dos fenólicos totais, flavonoides totais e antocianinas totais foi maior em frutos do guabiju (*M. pungens*) do tipo selvagem, do que em 2 genótipos cultivados. Seraglio et al. (2018) avaliaram o efeito do estágio de maturação dos frutos do guabiju (*M. pungens*) sobre a atividade antioxidante. Os autores reportam que no estágio intermediário de maturação foram obtidos os maiores valores para atividade antioxidante (FC, DPPH e FRAP) quando comparado ao estágio maduro e os principais compostos encontrados foram o ácido gálico, quercetina, isoquercitrina e (-)-epigallocatequina galato, em ambos estágios de maturação.

Embora estudos que abordem atividade antioxidante e composição fenólica de extratos das espécies ameaçadas sejam escassos, existe um campo de investigação promissor uma vez que estes podem ter efeitos terapêuticos ou benéficos para saúde (CORY et al., 2018; ELANGO VAN et al., 2019; POHL; LIN, 2018). A relevância destes extratos tem promovido a realização de estudos biológicos em modelos animal e *in vitro* a fim de avaliar as possíveis interações dos compostos antioxidantes presentes nos extratos com determinadas doenças. Na Tabela 2.4 são apresentados os resultados de diferentes estudos que avaliaram extratos das folhas das espécies *C. phaea*, *P. pseudocaryophyllus*, *P. edulis*, *C. sessiliflora*, *E. mattosii*, *E. oxyentophylla*, *M. pungens*, *M. plinioides*, and *M. speciosa* utilizando ensaios biológicos.

No que se refere a ensaios biológicos, a espécie *P. pseudocaryophyllus* tem sido a mais estudada dentre as abordadas neste estudo. Ferrari (2016) reportam que o extrato de folhas da *P. pseudocaryophyllus* aumentou a excreção de ácido úrico em ratos hiperuricêmicos e inibiu a atividade residual da xantina oxidase no fígado. A atividade anti-inflamatória do extrato (125 mg.Kg<sup>-1</sup>) apresentou uma significativa redução da inflamação do edema da pata de ratos

induzidas por cristais de MSU, obtendo valores similares ao controle (indometacina). Fajemiroye et al. (2013) e Fajemiroye et al. (2012) relacionaram o uso da fração de diclorometano do extrato da *P. pseudocaryophyllus* com os efeitos do tipo antidepressivo e do tipo ansiolítico em camundongos, sem causar nenhuma interferência na coordenação motora. O efeito fotoprotetor do extrato antioxidante da *P. pseudocaryophyllus* também foi verificado, uma vez que foi capaz de manter a pele de ratos exposta a irradiação UV-B em condições similar ao grupo controle (não irradiado) (CAMPANINI et al., 2014). Outros resultados obtidos por Príncipe e Spira (2009) revelaram que o extrato da *P. pseudocaryophyllus* ( $100 \mu\text{g.mL}^{-1}$ ) inibiu a atividade enzimática da glutathione S-transferase (GST) nas células tumorais L37 hepatócitos e células Jurkat (leucemia) em 45 e 71%, respectivamente. A inibição da GST pode ajudar a superar a resistência de tumores a quimioterapia sendo, portanto, uma importante funcionalidade para esta espécie.

Além destas propriedades, o extrato da *P. pseudocaryophyllus* foi reportado como agente antimicrobiano contra as cepas *Staphylococcus aureus*, *Micrococcus luteus*, *Micrococcus roseus*, *Bacillus cereus*, *Bacillus atrophaeus*, *Bacillus stearothermophilus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas stutzeri*, *Candida albicans*, *Candida parapsilosis*, and *Cryptococcus neoformans* (DE PAULA et al., 2009, 2012; FERNANDES et al., 2012).

O extrato das folhas da espécie *P. edulis* foi avaliado quanto à atividade gastroprotetora em modelos animais e reduziu em até 98% da área da lesão gastrointestinal induzida por etanol acidificado em camundongos (ISHIKAWA et al., 2014, 2008). Este mesmo extrato foi avaliado por Azevedo et al. (2016) em relação à atividade anti-inflamatória e antinociceptiva em modelos animais. De acordo com os autores o extrato ( $100\text{mg.Kg}^{-1}$ ) promoveu uma redução de 98% do edema na pata dos camundongos, confirmando a atividade anti-inflamatória. No que se refere ao efeito antinociceptivo foi confirmado pela redução do número contorções induzidas por ácido acético em camundongos, sendo a dose de  $300\text{mg.Kg}^{-1}$  do extrato similar ao grupo controle (indometacina  $10 \text{ mg Kg}^{-1}$ ). Carvalho, Ishikawa e Gouvêa (2012) reportaram o potencial citotóxico do extrato aquoso das folhas da *P. edulis* em células da mama humano (MCF-7) onde o tratamento com  $5\mu\text{g.mL}^{-1}$  de extrato por 48h reduziu em 80% as células MCF-7.

O extrato das folhas da *E. mattosii* tem sido associado a importantes propriedades cardiovasculares. Vechi et al. (2019) observaram que o extrato ( $500 \mu\text{g mL}^{-1}$ ) teve um efeito relaxante de 83,3 % na aorta de ratos com endotélio intacto (E+) e sem endotélio (E-), previamente contraída com fenilefrina. Em outro estudo do mesmo grupo de pesquisa Vechi et

al. (2019a) observaram um significativo efeito vasodilatador do extrato nos anéis das aortas E+ e E- em ratos hipertensivos. Além destas propriedades, o extrato da *E. mattosii* tem apresentado resultados promissores para atividade antiparasitária contra a *Leishmania amazonenses*, *Leishmania brasiliensis* e *Giardia lamblia* (VECHI et al., 2020) e atividade antimicoplasmática moderada (MIC entre 100 e 500  $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ ) contra as cepas *Mycoplasma mycoides*, *M. genitalium*, *M. hominis*, *M. capricolum subs capricolum*, e *M. pneumoniae* FH (VECHI et al., 2019c). Tenfen et al. (2021) apontaram que o extrato das folhas da *E. mattosii* pode ser um importante aliado para inibir a atividade das enzimas acetilcolinesterase (AChE) e butirilcolinesterase (BuChE) e auxiliar no tratamento da Alzheimer.

Nesello et al. (2017) avaliaram a atividade gastroprotetora do extrato das folhas da *M. pungens* em camundongos com úlceras induzidas por etanol acidificado e por indometacina. O extrato reduziu em 74 e 50% a área estomacal lesionada, quando comparada ao controle negativo (água destilada). O extrato da mesma espécie apresentou atividade antileishmania *in vitro* contra as promastigotas *Leishmania amazonensis* e *Leishmania braziliensis* (FERREIRA et al., 2021). Marmitt et al. (2020) testaram o potencial neuroprotetor do extrato das folhas da *M. plinioides* em células de neuroblastoma humano. O extrato apresentou elevada atividade inibitória das enzimas p38, JNK3 MAPKs e AChe que são envolvidas em processos neurodegenerativos como as doenças de Alzheimer e Parkinson.

Folhas da espécie *M. speciosa* tem sido reportada na literatura com importantes propriedades antidiabéticas. Miura, Mizutani e Ishida (2006) avaliaram a atividade antidiabética do extrato das folhas da *M. speciosa* em KK-Ay ratos diabéticos. A administração oral de 500  $\text{mg}\cdot\text{Kg}^{-1}$  do extrato reduziu em torno de 25% a glicose no sangue e este efeito foi ainda maior quando o extrato foi administrado uma vez ao dia por 5 semanas. Os autores indicaram o extrato da *M. speciosa* para auxiliar no tratamento da hiperinsulinemia em pacientes com diabetes do tipo 2. Outros resultados apontam uma elevada atividade inibitória das enzimas  $\alpha$ -amilase ( $\text{IC}_{50}$ = 5,8 a 17  $\mu\text{g mL}^{-1}$ ) e  $\alpha$ -glucosidase ( $\text{IC}_{50}$ = 0,8 a 4  $\mu\text{g mL}^{-1}$ ) do extrato das folhas da *M. speciosa*. Quando comparado a arcabose (controle positivo) o extrato foi até 350 vezes mais efetivo na inibição da  $\alpha$ -glucosidase (FIGUEIREDO-GONZÁLEZ et al., 2016).

Outros estudos, tem associado o uso de extrato das folhas da *C. sessiliflora* ao efeito de fotoprotetor com absorção nas regiões UV-A e UV-B (CATELAN et al., 2019). O extrato das folhas *C. phaea* apresentou atividade anti-inflamatória, verificada com a redução de 87 e 92% da produção das citocinas IL-6 e TNF- $\alpha$ , respectivamente. Ambas são importantes

citocinas pro-inflamatórias produzidas durante a fase aguda da inflamação (LORENÇONI et al., 2020). A atividade antimicrobiana contra as cepas *Listeria innocua*, *Candida albicans*, *Aspergillus niger* e *Mycobacterium tuberculosis* do extrato das folhas da *E. oxyentophylla* (sinônimo de *E. repanda*) foi confirmada por Bertucci et al. (2009).

Por fim, vale destacar que ensaios clínicos em humanos seriam fundamentais para confirmar tais atividades biológicas dos extratos de Myrtaceae ameaçadas. Porém, os ensaios químicos *in vitro* e biológicos em células são evidências importantes de que estes extratos podem ter propriedades terapêuticas eficientes. Outra perspectiva que poderia ser avaliada seria o uso destes extratos como aditivos naturais em alimentos, uma vez que não foi encontrado nenhum artigo publicado neste contexto. Como discutido anteriormente, muitos destes extratos possuem elevada atividade antioxidante e atividade antimicrobiana que poderiam ser usadas também para estender a vida útil de alimentos processados e não processados.

#### **4 CONCLUSÕES**

Este Capítulo de revisão fornece um resumo abrangente do potencial alimentar e medicinal inexplorado das Myrtaceae brasileiras associado à sua enorme diversidade taxonômica e bioquímica. Sua excelente adequação para plantio sustentável e colheita contínua de seus frutos e folhas oferece uma oportunidade até agora negligenciada de conservação por meio do uso sustentável de seus produtos naturais.

## REFERÊNCIAS

- ACOSTA-ESTRADA, Beatriz A.; GUTIÉRREZ-URIBE, Janet A.; SERNA-SALDÍVAR, Sergio O. Bound phenolics in foods, a review. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 152, p. 46–55, 2014. DOI: 10.1016/j.foodchem.2013.11.093.
- ADATI, Roberto Tsuyoshi; FERRO, Vicente De Oliveira. Volatile Oil Constituents of *Campomanesia phaea* (O. Berg) Landrum. (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 18, n. 6, p. 691–692, 2006. DOI: 10.1080/10412905.2006.9699207.
- ANDRADE, Juliana M. M.; ABOY, Ana Lúcia; APEL, Miriam A.; RASEIRA, Maria C. B.; PEREIRA, José F. M.; HENRIQUES, Amélia T. Phenolic Composition in Different Genotypes of Guabiju Fruits (*Myrcianthes pungens*) and Their Potential as Antioxidant and Antichemotactic Agents. **Journal of Food Science**, [S. l.], v. 76, n. 8, 2011. DOI: 10.1111/j.1750-3841.2011.02375.x.
- ANGELSEN, Arild; JAGGER, Pamela; BABIGUMIRA, Ronnie; BELCHER, Brian; HOGARTH, Nicholas J.; BAUCH, Simone; BÖRNER, Jan; SMITH-HALL, Carsten; WUNDER, Sven. Environmental income and rural livelihoods: A global-comparative analysis. **World Development**, [S. l.], v. 64, n. S1, p. S12–S28, 2014. DOI: 10.1016/j.worlddev.2014.03.006.
- APEL, Miriam A.; LIMA, Marcos E. L.; SOBRAL, Marcos; YOUNG, Maria Cláudia M.; CORDEIRO, Inês; SCHAPOVAL, Elfrides E. S.; HENRIQUES, Amélia T.; MORENO, Paulo Roberto H. Anti-inflammatory activity of essential oil from leaves of *Myrciaria tenella* and *Calycorectes sellowianus*. **Pharmaceutical Biology**, [S. l.], v. 48, n. 4, p. 433–438, 2010. DOI: 10.3109/13880200903164386.
- APEL, Miriam A.; LIMBERGER, Renata P.; SOBRAL, Marcos; HENRIQUES, Amélia; NTALANI, Hermeline; MENUT, Chantal; BASSIERE, Jean Marie. Chemical composition of the essential oils from southern brazilian eugenia species part II. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 14, n. 3, p. 163–166, 2002. a. DOI: 10.1080/10412905.2002.9699811.
- APEL, Miriam A.; LIMBERGER, Renata P.; SOBRAL, Marcos; MENUT, Chantal; HENRIQUES, Amélia T. Chemical composition of the essential oil of *Neomitranthes cordifolia* (D. Legr.) D. Legr. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 13, n. 4, p. 250–251, 2001. DOI: 10.1080/10412905.2001.9699685.
- APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; HENRIQUES, Amélia T.; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean Marie. Chemical composition of the essential oils from Southern Brazilian eugenia species. Part IV: Section Racemulosae. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 14, n. 4, p. 290–292, 2002. b. DOI: 10.1080/10412905.2002.9699858.
- APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; SCHAPOVAL, Elfrides E. S.; HENRIQUES, Amélia T.; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean Marie. Volatile Constituents of *Eugenia mattsosii* Legr (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 17, n. 3, p. 284–285, 2005. DOI: 10.1080/10412905.2005.9698904.
- APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; ZUANAZZI, José Ângelo; HENRIQUES, Amélia T.

Essential oil composition of four *Plinia* species (Myrtaceae). **Flavour and Fragrance Journal**, [S. l.], v. 21, n. 3, p. 565–567, 2006. a. DOI: 10.1002/ffj.1638.

APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; ZUANAZZI, José Ângelo S.; HENRIQUES, Amélia T. Essential oil composition of *Calycorectes australis* and *Calycorectes psidiiflorus* (Myrtaceae). **Flavour and Fragrance Journal**, [S. l.], v. 21, n. 4, p. 656–658, 2006. b. DOI: 10.1002/ffj.1640.

ASTILL, C.; BIRCH, M. R.; DACOMBE, C.; HUMPHREY, P. G.; MARTIN, P. T. Factors affecting the caffeine and polyphenol contents of black and green tea infusions. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 49, n. 11, p. 5340–5347, 2001. DOI: 10.1021/jf010759+.

AZEVEDO, Lara F.; SILVA, Simone Maria Da; NAVARRO, Lucas B.; YAMAGUCHI, Lydia F.; NASCIMENTO, Carlos Giovanni O.; SONCINI, Roseli; ISHIKAWA, Tati. Evidence of anti-inflammatory and antinociceptive activities of *Plinia edulis* leaf infusion. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 192, p. 178–182, 2016. DOI: 10.1016/j.jep.2016.07.001.

AZEVEDO, Maria Cecília Sanches; SILVA, Rafaela Rossi E.; JACOMINO, Angelo Pedro; GENOVESE, Maria Inés. Physicochemical variability of cambuci fruit (*Campomanesia phaea*) from the same orchard, from different locations and at different ripening stages. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, [S. l.], v. 97, n. 2, p. 526–535, 2017. DOI: 10.1002/jsfa.7756.

BARATA, Lauro E. S.; SANTOS, Bruna C. B. Do.; MARQUES, Francisco A.; BARONI, Adriano C. M.; OLIVEIRA, Paulo R. D.; EINLOFT, Priscilla; RIBEIRO, Jane C. L.; GUERRERO, Palimécio G. Seasonal variation of the volatile constituents from leaves of *Pimenta pseudocaryophyllus* (Gomes). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 23, n. 4, p. 54–57, 2011. DOI: 10.1080/10412905.2011.9700469.

BARCIA, Milene Teixeira; JACQUES, Andressa Carolina; PERTUZATTI, Paula Becker; ZAMBIAZI, Rui Carlos. Determination by HPLC of ascorbic acid and tocopherols in fruits. **Semina: Ciências Agrárias**, [S. l.], v. 31, n. 2, p. 381–390, 2010. DOI: 10.5433/1679-0359.2010v31n2p381.

BAŞER, Kemal Hüsnü Can; BUCHBAUER, Gerhard. **Handbook of essential oils science, technology, and applications**. 3 ed. Boca Raton.

BERTUCCI, Ana; OLIVARO, Cristina; DA SILVA, Pedro Almeida; RAMOS, Daniela; CERDEIRAS, Maria Pia; VÁZQUEZ, Alvaro. Initial antimicrobial activity studies of plants of the riverside forests of the southern Uruguay River. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, [S. l.], v. 19, n. 1 A, p. 20–25, 2009. DOI: 10.1590/S0102-695X2009000100005.

BFG. **The Brazil Flora Group**. 2021. Disponível em: [https://dados.gov.br/dataset/thebrazilfloragroup\\_feb2018](https://dados.gov.br/dataset/thebrazilfloragroup_feb2018). Acesso em: 20 fev. 2022.

BIANCHINI, Flávio Gabriel; BALBI, Rodrigo Vieira; PIO, Rafael; FERNANDES, Daniel; PASQUAL, Moacir; VALÉRIO, Eduardo; VILAS, De Barros. Morphological and chemical characterization of the fruits of cambuci fruit tree. **Bragantia**, [S. l.], v. 75, n. 1, p. 10–18,

2016. DOI: DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1678-4499.096>.

BOUYAHYA, Abdelhakim; DAKKA, Nadia; TALBAOUI, Ahmed; ET-TOUYS, Abdeslam; EL-BOURY, Houria; ABRINI, Jamal; BAKRI, Youssef. Correlation between phenological changes, chemical composition and biological activities of the essential oil from Moroccan endemic Oregano (*Origanum compactum* Benth). **Industrial Crops and Products**, [S. l.], v. 108, n. August, p. 729–737, 2017. DOI: 10.1016/j.indcrop.2017.07.033.

BURDOCK, George A.; CARABIN, Ioana G. Safety assessment of coriander (*Coriandrum sativum* L.) essential oil as a food ingredient. **Food and Chemical Toxicology**, [S. l.], v. 47, n. 1, p. 22–34, 2009. DOI: 10.1016/j.fct.2008.11.006.

CABRAL, Carolina de Oliveira; CAMPOS, Adriana; DA SILVA, Luisa Mota; BOEING, Thaise; DE ANDRADE, Sérgio Faloni; FILHO, Valdir Cechinel; NESELLO, Luciane Ângela Nottar. Gastroprotective potential of methanolic extract and dimethyl cardamonin from *Campomanesia reitziana* fruits in mice. **Naunyn-Schmiedeberg's Archives of Pharmacology**, [S. l.], v. 390, n. 6, p. 661–666, 2017. DOI: 10.1007/s00210-017-1369-0.

CÁMARA-LERET, R.; RAES, N.; ROEHRDANZ, P.; DE FRETES, Y.; HEATUBUN, C. D.; ROEBLE, L.; SCHUITEMAN, A.; VAN WELZEN, P. C.; HANNAH, L. Climate change threatens New Guinea's biocultural heritage. **Science Advances**, [S. l.], v. 5, n. 11, 2019. DOI: 10.1126/sciadv.aaz1455.

CÁMARA-LERET, Rodrigo; BASCOMPTE, Jordi. Language extinction triggers the loss of unique medicinal knowledge. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, [S. l.], v. 118, n. 24, 2021. DOI: 10.1073/pnas.2103683118.

CÁMARA-LERET, Rodrigo; DENNEHY, Zoe. Information gaps in indigenous and local knowledge for science-policy assessments. **Nature Sustainability**, [S. l.], v. 2, n. 8, p. 736–741, 2019. DOI: 10.1038/s41893-019-0324-0.

CAMPANINI, Marcela Z. et al. Topical formulations containing *Pimenta pseudocaryophyllus* extract: In vitro antioxidant activity and in vivo efficacy against UV-B-induced oxidative stress. **AAPS PharmSciTech**, [S. l.], v. 15, n. 1, p. 86–95, 2014. DOI: 10.1208/s12249-013-0049-8.

CARDOSO, Bruna Karen et al. Antioxidant activity of  $\alpha$  and  $\beta$ -amyrin isolated from *Myrcianthes pungens* leaves. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 34, n. 12, p. 1777–1781, 2020. DOI: 10.1080/14786419.2018.1525715.

CARVALHO, A. J. S.; ISHIKAWA, T.; GOUVÊA, C. M. C. P. Aqueous extract of *Plinia edulis* leaves: Antioxidant activity and cytotoxicity to human breast cancer MCF-7 cell line. **South African Journal of Botany**, [S. l.], v. 81, p. 1–7, 2012. DOI: 10.1016/j.sajb.2012.03.010.

CATELAN, Taline Baganha Stefanello; GAIOLA, Larissa; DUARTE, Bianca Ferreira; CARDOSO, Claudia Andrea Lima. Evaluation of the in vitro photoprotective potential of ethanolic extracts of four species of the genus *Campomanesia*. **Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology**, [S. l.], v. 197, 2019. DOI: 10.1016/j.jphotobiol.2019.04.009.

CATOLA, Stefano; CENTRITTO, Mauro; CASCONI, Pasquale; RANIERI, Annamaria;

- LORETO, Francesco; CALAMAI, Luca; BALESTRINI, Raffaella; GUERRIERI, Emilio. Effects of single or combined water deficit and aphid attack on tomato volatile organic compound (VOC) emission and plant-plant communication. **Environmental and Experimental Botany**, [S. l.], v. 153, p. 54–62, 2018. DOI: 10.1016/j.envexpbot.2018.05.001.
- CERQUEIRA, Martins Dias De; MARQUES, Edson de Jesus; MARTINS, Dirceu; ROQUE, Nídia F.; CRUZ, Frederico Guaré; GUEDES, Maria Lenise da Silva. Seasonal variation of the composition of essential oil from *Myrcia salzmannii* Berg. (Myrtaceae). **Química Nova**, [S. l.], v. 32, n. 6, p. 1544–1548, 2009. DOI: 10.1590/S0100-40422009000600035
- CHAZDON, Robin L. et al. Beyond reserves: A research agenda for conserving biodiversity in human-modified tropical landscapes. **Biotropica**, [S. l.], v. 41, n. 2, p. 142–153, 2009. DOI: 10.1111/j.1744-7429.2008.00471.x.
- CHEN, Jun-wen; CAO, Kun-fang. Plant VOCs emission: a new strategy of thermotolerance. **Journal of Forestry Research**, [S. l.], v. 16, n. 4, p. 323–326, 2005. DOI: 10.1007/bf02858200.
- CNCFLORA. **Lista Vermelha da flora brasileira versão 2012.2**. 2021. Disponível em: <http://www.cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/listavermelha>. Acesso em: 10 abr. 2021.
- CORADIN, Lidio; CAMILLO, Julcéia; PAREYN, Frans Germain Corneel. **Espécies Nativas da Flora Brasileira de Valor Econômico Atual ou Potencial - Plantas para o Futuro: Região Nordeste**. 1. ed. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2018.
- CORADIN, Lidio; SIMINSKI, Alexandre; REIS, Ademir. **Espécies Nativas da Flora Brasileira de Valor Econômico Atual ou Potencial - Plantas para o Futuro: Região Sul**. 1. ed. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2011.
- CORY, Hannah; PASSARELLI, Simone; SZETO, John; TAMEZ, Martha; MATTEI, Josiemer. The Role of Polyphenols in Human Health and Food Systems: A Mini-Review. **Frontiers in Nutrition**, [S. l.], v. 5, n. September, p. 1–9, 2018. DOI: 10.3389/fnut.2018.00087.
- COSTA, André Gustavo Vasconcelos; GARCIA-DIAZ, Diego F.; JIMENEZ, Paula; SILVA, Pollyanna Ibrahim. Bioactive compounds and health benefits of exotic tropical red – black berries. **Journal of Functional Foods**, [S. l.], v. 5, p. 539–549, 2013. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2013.01.029>
- CUSTÓDIO, Dayana Lacerda; BURGO, Rafaela Pinheiro; MORIEL, Bárbara; BARBOSA, Aneli de Melo; REZENDE, Maria Ines; DANIEL, Juliana Feijó de Souza; PINTO, Jurandir Pereira; BIANCHINI, Edmilson; FARIA, Terezinha de Jesus. Antimicrobial activity of essential oils from *Pimenta pseudocaryophyllus* and *Tynanthus micranthus*. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, [S. l.], v. 53, n. 6, p. 1363–1369, 2010. DOI: 10.1590/S1516-89132010000600013.
- DA SILVA, Aline Priscilla Gomes; SPRICIGO, Poliana Cristina; PURGATTO, Eduardo; DE ALENCAR, Severino Matias; JACOMINO, Angelo Pedro. Volatile Compounds Determined by SPME-GC, Bioactive Compounds, In Vitro Antioxidant Capacity and Physicochemical Characteristics of Four Native Fruits from South America. **Plant Foods for Human**

**Nutrition**, [S. l.], v. 74, n. 3, p. 358–363, 2019. DOI: 10.1007/s11130-019-00745-7.

DALLA NORA, Cleice; JABLONSKI, André; RIOS, Alessandro de O.; HERTZ, Plinho Francisco; DE JONG, Erna Vogt; FLÔRES, Simone Hickmann. The characterisation and profile of the bioactive compounds in red guava (*Psidium cattleianum* Sabine) and guabiju (*Myrcianthes pungens* (O. Berg) D. Legrand). **International Journal of Food Science and Technology**, [S. l.], v. 49, n. 8, p. 1842–1849, 2014. DOI: 10.1111/ijfs.12493.

DE PAULA, Joelma Abadia Marciano; DE PAULA, José Realino; PIMENTA, Fabiana Cristina; REZENDE, Maria Helena; FREITAS BARA, Maria Teresa. Antimicrobial activity of the crude ethanol extract from *Pimenta pseudocaryophyllus*. **Pharmaceutical Biology**, [S. l.], v. 47, n. 10, p. 987–993, 2009. DOI: 10.1080/13880200902969462.

DE PAULA, Joelma Abadia Marciano; SILVA, Maria Do Rosário Rodrigues; COSTA, Maysa P.; DINIZ, Danielle Guimarães Almeida; SÁ, Fabyola A. S.; ALVES, Suzana Ferreira; COSTA, Élson Alves; LINO, Roberta Campos; PAULA, José Realino De. Phytochemical analysis and antimicrobial, antinociceptive, and anti-inflammatory activities of two chemotypes of *Pimenta pseudocaryophyllus* (Myrtaceae). **Evidence-based Complementary and Alternative Medicine**, [S. l.], v. 2012, p. 1–15, 2012. DOI: 10.1155/2012/420715.

DE PAULO FARIAS, David; NERI-NUMA, Iramaia Angélica; DE ARAÚJO, Fábio Fernandes; PASTORE, Glaucia Maria. A critical review of some fruit trees from the Myrtaceae family as promising sources for food applications with functional claims. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 306, n. April 2019, p. 125630, 2020. DOI: 10.1016/j.foodchem.2019.125630.

DE SOUZA, Amanda; CARDOSO LOPES, Elaine M.; DA SILVA, Michelle C.; CORDEIRO, Inês; YOUNG, Maria Cláudia M.; SOBRAL, Marcos E. G.; MORENO, Paulo R. H. Chemical composition and acetylcholinesterase inhibitory activity of essential oils of *Myrceugenia myrcioides* (Cambess.) O. Berg and *Eugenia riedeliana* O. Berg, Myrtaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, [S. l.], v. 20, n. 2, p. 175–179, 2010. DOI: 10.1590/s0102-695x2010000200007.

DELGADO, Amélia Martins; ISSAOUI, Manel; CHAMMEM, Nadia. Analysis of main and healthy Phenolic compounds in foods. **Journal of AOAC International**, [S. l.], v. 102, n. 5, p. 1356–1364, 2019. DOI: 10.5740/jaoacint.19-0128.

DIAS, Raíssa; CURI, Paula Nogueira; PIO, Rafael; BIANCHINI, Flávio Gabriel; DE SOUZA, Vanessa Rios. Subtropical region cambuci accessions: Characterization and jam processing potential. **Revista Ciencia Agronomica**, [S. l.], v. 49, n. 2, p. 307–314, 2018. DOI: 10.5935/1806-6690.20180035.

DÍAZ, Sandra et al. Assessing nature's contributions to people. **Science**, [S. l.], v. 359, n. 6373, p. 270–272, 2018. DOI: 10.1126/science.aap8826.

DONADIO, Luiz Carlos. Study of some brazilian myrtaceae in jaboticabal-sp. **Acta Horticulturae**, 1997. DOI: 10.17660/ActaHortic.1997.452.24.

DONADO-PESTANA, Carlos M.; BELCHIOR, Thiago; FESTUCCIA, William T.; GENOVESE, Maria Inés. Phenolic compounds from cambuci (*Campomanesia phaea* O. Berg) fruit attenuate glucose intolerance and adipose tissue inflammation induced by a high-

fat, high-sucrose diet. **Food Research International**, [S. l.], v. 69, p. 170–178, 2015. DOI: 10.1016/j.foodres.2014.12.032.

DONADO-PESTANA, Carlos M.; PESSOA, Érika V. M.; RODRIGUES, Larissa; ROSSI, Rafaela; MOURA, Márcio H. C.; DOS SANTOS-DONADO, Priscila R.; CASTRO, Érique; FESTUCCIA, William T.; GENOVESE, Maria Inés. Polyphenols of cambuci (*Campomanesia phaea* (O. Berg.)) fruit ameliorate insulin resistance and hepatic steatosis in obese mice. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 340, n. August 2020, p. 128169, 2021. DOI: 10.1016/j.foodchem.2020.128169.

DURAZZO, Alessandra; LUCARINI, Massimo; SOUTO, Eliana B.; CICALA, Carla; CAIAZZO, Elisabetta; IZZO, Angelo A.; NOVELLINO, Ettore; SANTINI, Antonello. Polyphenols: A concise overview on the chemistry, occurrence, and human health. **Phytotherapy Research**, [S. l.], v. 33, n. 9, p. 2221–2243, 2019. DOI: 10.1002/ptr.6419.

ELANGO VAN, Abbirami; SUBRAMANIAN, Abinaya; DURAIRAJ, Siva; RAMACHANDRAN, Jeyadevi; LAKSHMANAN, Dinesh Kumar; RAVICHANDRAN, Guna; NAMBI RAJAN, Gayathri; THILAGAR, Sivasudha. Antidiabetic and hypolipidemic efficacy of skin and seed extracts of *Momordica cymbalaria* on alloxan induced diabetic model in rats. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 241, 2018, 2019. DOI: 10.1016/j.jep.2019.111989.

ELSEVIER. **Scopus**. 2021. Disponível em: <https://www.scopus.com/search/form.uri?zone=TopNavBar&origin=resultslist&display=basic#basic>. Acesso em: 10 abr. 2021.

FAITH, Daniel P.; MAGALLÓN, Susana; HENDRY, Andrew P.; CONTI, Elena; YAHARA, Tetsukazu; DONOGHUE, Michael J. Ecosystem services: An evolutionary perspective on the links between biodiversity and human well-being. **Current Opinion in Environmental Sustainability**, [S. l.], v. 2, n. 1–2, p. 66–74, 2010. DOI: 10.1016/j.cosust.2010.04.002.

FAJEMIROYE, James Oluwagbamigbe; GALDINO, Pablinny Moreira; ALVES, Suzana Fereirra; PAULA, Joelma Abadia Marciano De; PAULA, José Realino De; GHEDINI, Paulo César; COSTA, Elson Alves. Involvement of 5-HT 1A in the anxiolytic-like effect of dichloromethane fraction of *Pimenta pseudocaryophyllus*. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 141, n. 3, p. 872–877, 2012. DOI: 10.1016/j.jep.2012.03.043.

FAJEMIROYE, James Oluwagbamigbe; MARTINS, José Luís Rodrigues; GHEDINI, Paulo César; GALDINO, Pablinny Morreira; PAULA, Joelma Abadia Marciano De; REALINO DE PAULA, José; DA ROCHA, Fabio Fagundes; COSTA, Elson Alves. Antidepressive-like property of dichloromethane fraction of *Pimenta pseudocaryophyllus* and relevance of monoamine metabolic enzymes. **Evidence-based Complementary and Alternative Medicine**, [S. l.], v. 2013, p. 1–7, 2013. DOI: 10.1155/2013/659391.

FERNANDES, Orionalda de Fátima Lisboa; COSTA, Carolina Rodrigues; LINO JUNIOR, Ruy de Souza; VINAUD, Marina Clare; HASIMOTO E SOUZA, Lúcia Kioko; DE PAULA, Joelma Abadia Marciano; SILVA, Maria do Rosário Rodrigues. Effects of *Pimenta pseudocaryophyllus* (Gomes) L. R. Landrum, on Melanized and Non-melanized *Cryptococcus* neoformans. **Mycopathologia**, [S. l.], v. 174, n. 5–6, p. 421–428, 2012. DOI: 10.1007/s11046-012-9574-3.

FERREIRA, Fabiana Borges Padilha; CABRAL, Márcia Regina Pereira; SARRAGIOTTO, Maria Helena; FERNANDEZ, Carla Maria Mariano; GAZIM, Zilda Cristiani; JUNIOR, Ranulfo Piau; DEMARCHI, Izabel Galhardo; SILVEIRA, Thaís Gomes Verzignassi; LONARDONI, Maria Valdrinez Campana. Screening of six medicinal plant species for antileishmanial activity. **Acta Pharmaceutica**, [S. l.], v. 71, n. 3, p. 399–414, 2021. DOI: 10.2478/acph-2021-0023.

FIGUEIREDO-GONZÁLEZ, María; GROSSO, Clara; VALENTÃO, Patrícia; ANDRADE, Paula B.  $\alpha$ -Glucosidase and  $\alpha$ -amylase inhibitors from *Myrcia* spp.: A stronger alternative to acarbose? **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, [S. l.], v. 118, p. 322–327, 2016. DOI: 10.1016/j.jpba.2015.10.042.

FREITAS, Thais Pádua; TAVER, Isabela Barroso; SPRICIGO, Poliana Cristina; DO AMARAL, Lucas Bueno; PURGATTO, Eduardo; JACOMINO, Angelo Pedro. Volatile compounds and physicochemical quality of four jaboticabas (*Plinia* sp.). **Molecules**, [S. l.], v. 25, n. 19, 2020. DOI: 10.3390/molecules25194543.

GHADERI-GHAHFAROKHI, M.; BARZEGAR, M.; SAHARI, M. A.; AHMADI GAVLIGHI, H.; GARDINI, F. Chitosan-cinnamon essential oil nano-formulation: Application as a novel additive for controlled release and shelf life extension of beef patties. **International Journal of Biological Macromolecules**, [S. l.], v. 102, p. 19–28, 2017. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2017.04.002.

GONÇALVES DA ROSA, Cleonice; ZAPELINI DE MELO, Ana Paula; SGANZERLA, William Gustavo; MACHADO, Michelle Heck; NUNES, Michael Ramos; VINICIUS DE OLIVEIRA BRISOLA MACIEL, Matheus; BERTOLDI, Fabiano Cleber; MANIQUE BARRETO, Pedro Luiz. Application in situ of zein nanocapsules loaded with *Origanum vulgare* Linneus and *Thymus vulgaris* as a preservative in bread. **Food Hydrocolloids**, [S. l.], v. 99, n. March 2019, 2020. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2019.105339.

HARBORNE, J. B. Phenolic Compounds. In: **Phytochemical Methods: A Guide to Modern Techniques of Plant Analysis**. Dordrecht: Springer Netherlands, 1973. p. 33–88. DOI: 10.1007/978-94-009-5921-7\_2.

HEIL, Martin. Direct defense or ecological costs: Responses of herbivorous beetles to volatiles released by wild Lima bean (*Phaseolus lunatus*). **Journal of Chemical Ecology**, [S. l.], v. 30, n. 6, p. 1289–1295, 2004. DOI: 10.1023/B:JOEC.0000030299.59863.69.

HENRIQUES, Amélia T.; SOBRAL, Marcos; BRIDI, Raquel; VÉRIN, Pierre; MENUT, Chantal; LAMATY, Gérard; BESSIÉRE, Jean Marie. Essential oils from five southern brazilian species of *Myrcia* (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 9, n. 1, p. 13–18, 1997. DOI: 10.1080/10412905.1997.9700707.

HIJAZ, Faraj; NEHELA, Yasser; KILLINY, Nabil. Possible role of plant volatiles in tolerance against huanglongbing in citrus. **Plant Signaling and Behavior**, [S. l.], v. 11, n. 3, p. 1–12, 2016. DOI: 10.1080/15592324.2016.1138193.

IPBES. Information on scoping for the thematic assessment of sustainable use of wild species (deliverable 3 (b) (iii))Medellin, Colombia, 2018.

ISHIKAWA, T.; NAVARRO, L. B.; DONATINI, R. S.; BACCHI, E. M.; KATO, E. T. M.;

VILEGAS, W.; YOSHIDA, M. Gastroprotective property of *Plinia edulis* (Vell.) Sobral (Myrtaceae): The role of triterpenoids and flavonoids. **Pharmacology online**, [S. l.], v. 1, p. 36–43, 2014.

ISHIKAWA, Tati; DONATINI, Raquel dos Santos; DIAZ, Ingrid Elida Collantes; YOSHIDA, Massayoshi; BACCHI, Elfriede Marianne; KATO, Edna Tomiko Myiake. Evaluation of gastroprotective activity of *Plinia edulis* (Vell.) Sobral (Myrtaceae) leaves in rats. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 118, n. 3, p. 527–529, 2008. DOI: 10.1016/j.jep.2008.05.007.

IUCN. **IUCN Red List of Threatened species**. 2021. Disponível em: <https://www.iucnredlist.org/>. Acesso em: 4 abr. 2021.

JESUS, Renan Almeida De; DE OLIVEIRA, Herika Line Marko; BORTOLUCCI, Wanessa de Campos; CAMPO, Caio Franco de Araújo Almeida; FARIA, Maria Graciela Iecher; GONÇALVES, José Eduardo; COLAUTO, Nelson Barros; GAZIM, Zilda Cristiani; LINDE, Giani Andrea. Antioxidant and antibacterial activity of *Myrcianthes pungens* leaf essential oil. **Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas**, [S. l.], v. 20, n. 2, p. 147–161, 2021. DOI: 10.37360/blacpma.21.20.2.12.

JOHNSON, Timothy. **CRC Ethnobotany Desk Reference**. 1. ed. Boca Raton: CRC Press, 1999. DOI: <https://doi.org/10.1201/9781351070942>.

KARABEGOVIĆ, Ivana T.; STOJIČEVIĆ, Saša S.; VELIČKOVIĆ, Dragan T.; TODOROVIĆ, Zoran B.; NIKOLIĆ, Nada Č.; LAZIĆ, Miodrag L. The effect of different extraction techniques on the composition and antioxidant activity of cherry laurel (*Prunus laurocerasus*) leaf and fruit extracts. **Industrial Crops and Products**, [S. l.], v. 54, p. 142–148, 2014. DOI: 10.1016/j.indcrop.2013.12.047.

KAUFFMANN, Carla et al. Antileishmanial in vitro activity of essential oil from *Myrciaria plinioides*, a native species from Southern Brazil. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, [S. l.], v. 55, p. 1–8, 2019. DOI: 10.1590/s2175-97902019000217584.

KREMEN, Claire. Reframing the land-sparing/land-sharing debate for biodiversity conservation. **Annals of the New York Academy of Sciences**, [S. l.], v. 1355, n. 1, p. 52–76, 2015. DOI: 10.1111/nyas.12845.

KUMAR, Naresh; GOEL, Nidhi. Phenolic acids: Natural versatile molecules with promising therapeutic applications. **Biotechnology Reports**, [S. l.], v. 24, p. e00370, 2019. DOI: 10.1016/j.btre.2019.e00370.

LAURANCE, William F.; SAYER, Jeffrey; CASSMAN, Kenneth G. Agricultural expansion and its impacts on tropical nature. **Trends in Ecology and Evolution**, [S. l.], v. 29, n. 2, p. 107–116, 2014. DOI: 10.1016/j.tree.2013.12.001.

LIMA, Valdeir Pereira; DE LIMA, Renato Augusto Ferreira; JONER, Fernando; SIDDIQUE, Ilyas; RAES, Niels; TER STEEGE, Hans. Climate change threatens native potential agroforestry plant species in Brazil. **Scientific Reports**, [S. l.], v. 12, n. 1, p. 1–14, 2022. DOI: 10.1038/s41598-022-06234-3.

LIMA, Valdeir Pereira; MARCHIORO, Cesar Augusto; JONER, Fernando; TER STEEGE, Hans; SIDDIQUE, Ilyas. Extinction threat to neglected *Plinia edulis* exacerbated by climate

change, yet likely mitigated by conservation through sustainable use. **Austral Ecology**, [S. l.], v. 45, n. 3, p. 376–383, 2020. DOI: 10.1111/aec.12867.

LIMBERGER, Renata P.; SIMÕES-PIRES, Cláudia A.; SOBRAL, Marcos; MENU, Chantal; BESSIERE, Jean Marie; HENRIQUES, Amélia T. Essential oils from some *Myrceugenia* species (Myrtaceae). **Flavour and Fragrance Journal**, [S. l.], v. 17, n. 5, p. 341–344, 2002. a. DOI: 10.1002/ffj.1113.

LIMBERGER, Renata P.; SOBRAL, Marcos; HENRIQUES, Amélia T.; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean-Marie. Essential oils from *Myrcia* species native to rio grande do sul. **Química Nova**, [S. l.], v. 27, n. 6, p. 916–919, 2004.

LIMBERGER, Renata P.; SOBRAL, Marcos; HENRIQUES, Amélia T.; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean Marie. Essential oils from six southern Brazilian *Myrceugenia* species (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 14, n. 4, p. 302–304, 2002. b. DOI: 10.1080/10412905.2002.9699862.

LIMBERGER, Renata Pereira; SIMÕES-PIRES, Cláudia Avello; SOBRAL, Marcos; MENUT, Chantal; BESSIERE, Jean Marie; HENRIQUES, Amélia Terezinha. Essential oils from *Calyptanthes concinna.*, *C. lucida* and *C. rubella* (Myrtaceae). **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, [S. l.], v. 38, n. 3, p. 355–360, 2002. c. DOI: 10.1590/s1516-93322002000300011.

LORENÇONI, Mariane Fioroti; FIGUEIRA, Mariana Moreira; TOLEDO E SILVA, Marcos Vinicius; PIMENTEL SCHMITT, Elisângela Flávia; ENDRINGER, Denise Coutinho; SCHERER, Rodrigo; BARTH, Thiago; VILELA BERTOLUCCI, Suzan Kelly; FRONZA, Marcio. Chemical composition and anti-inflammatory activity of essential oil and ethanolic extract of *Campomanesia phaea* (O. Berg.) Landrum leaves. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 252, n. December 2019, 2020. DOI: 10.1016/j.jep.2020.112562.

LORENZI, Harri; LACERDA, Marco Túlio Côrtes De; BACHER, Luis Benedito. **Frutas no Brasil: nativas e exóticas (de consumo in natura)**. 1. ed. São Paulo: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2015.

LUCAS, Eve J.; BÜNGER, Mariana O. Myrtaceae in the Atlantic forest: their role as a ‘model’ group. **Biodiversity and Conservation**, [S. l.], v. 24, n. 9, p. 2165–2180, 2015. DOI: 10.1007/s10531-015-0992-7.

MAHATO, Neelima; SHARMA, Kavita; KOTESWARARAO, Rakoti; SINHA, Mukty; BARAL, Ek Raj; CHO, Moo Hwan. Citrus essential oils: Extraction, authentication and application in food preservation. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, [S. l.], v. 59, n. 4, p. 611–625, 2017. DOI: 10.1080/10408398.2017.1384716.

MARMITT, Diorge Jonatas et al. Neuroprotective potential of *Myrciaria plinioides* D. Legrand extract in an in vitro human neuroblastoma model. **Inflammopharmacology**, [S. l.], v. 28, n. 3, p. 737–748, 2020. DOI: 10.1007/s10787-019-00652-y.

MATOS, Iara Lisboa; MACHADO, Samísia Maria Fernandes; SOUZA, Adauto Ribeiro De; COSTA, Emmanoel Vilaça; NEPEL, Angelita; BARISON, Anderson; ALVEZ, Pérciles Barreto. Constituents of essential oil and hydrolate of leaves of *Campomanesia viatoris*

Landrum. **Quimica Nova**, [S. l.], v. 38, n. 10, p. 1289–1292, 2015. DOI: 10.5935/0100-4042.20150158.

MCGARVEY, D. J.; CROTEAU, R. Terpenoid metabolism. **Plant Cell**, [S. l.], v. 7, n. 7, p. 1015–1026, 1995. DOI: 10.1105/tpc.7.7.1015.

MITRA, S. K.; IRENAEUS, T. K. S.; GURUNG, M. R.; PATHAK, P. K. Taxonomy and importance of Myrtaceae. **Acta Horticulturae**, [S. l.], v. 959, p. 23–34, 2012. DOI: 10.17660/ActaHortic.2012.959.2.

MIURA, Toshihiro; MIZUTANI, Yasuko; ISHIDA, Torao. Antidiabetic effect of the herb *Myrcia speciosa* in KK-Ay diabetic mice. **Medical and Pharmaceutical Society for WAKAN-YAKU**, [S. l.], v. 23, p. 16–18, 2006. DOI: <https://doi.org/10.11339/jtm.23.16>.

MOLINA-VENEGAS, Rafael. Conserving evolutionarily distinct species is critical to safeguard human well-being. **Scientific Reports**, [S. l.], v. 11, p. 24187, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-021-03616-x>.

MUNIZ, Helton Josué Teodoro. **Projeto Colecionando Frutas**. 2021. Disponível em: <http://www.coleccionandofrutas.com.br/>. Acesso em: 10 jun. 2021.

NAGEGOWDA, Dinesh A. Plant volatile terpenoid metabolism: Biosynthetic genes, transcriptional regulation and subcellular compartmentation. **FEBS Letters**, [S. l.], v. 584, n. 14, p. 2965–2973, 2010. DOI: 10.1016/j.febslet.2010.05.045.

NERI-NUMA, Iramaia Angélica; SORIANO SANCHO, Renata A.; PEREIRA, Ana Paula Aparecida; PASTORE, Glaucia Maria. Small Brazilian wild fruits: Nutrients, bioactive compounds, health-promotion properties and commercial interest. **Food Research International**, [S. l.], v. 103, n. May 2017, p. 345–360, 2018. DOI: 10.1016/j.foodres.2017.10.053.

NESELLO, Luciane Angela Nottar; CAMPOS, Adriana; CAPISTRANO, Karla; DE CAMPOS BUZZI, Fátima; FILHO, Valdir Cechinel. Chemical composition and antinociceptive potential of *Plinia edulis* fruits peels. **Natural Product Communications**, [S. l.], v. 13, n. 5, p. 527–530, 2018. DOI: 10.1177/1934578x1801300503.

NESELLO, Luciane Angela Nottar; CAMPOS, Adriana; ROSA, Roseane Leandra Da; ANDRADE, Sérgio Faloni De; CECHINEL FILHO, Valdir. Screening of Wild Fruit Trees With Gastroprotective Activity in Different Experimental Models. **Arquivos de Gastroenterologia**, [S. l.], v. 54, n. 2, p. 135–138, 2017. DOI: 10.1590/s0004-2803.201700000-13.

NESELLO, Luciane Angela Nottar; CAMPOS, Adriana; WAGNER, Theodoro; FELICIANO, Arturo San; DE CAMPOS BUZZI, Fátima; FILHO, Valdir Cechinel. Chemical Composition and Antinociceptive Potential of *Campomanesia reitziana* Fruits. **Journal of Medicinal Food**, [S. l.], v. 19, n. 5, p. 518–520, 2016. DOI: 10.1089/jmf.2015.0092.

NEVES, Nathália de Andrade; STRINGHETA, Paulo César; GÓMEZ-ALONSO, Sergio; HERMOSÍN-GUTIÉRREZ, Isidro. Flavonols and ellagic acid derivatives in peels of different species of jabuticaba (*Plinia* spp.) identified by HPLC-DAD-ESI/MSn. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 252, n. September 2017, p. 61–71, 2018. DOI: 10.1016/j.foodchem.2018.01.078.

NORA, Cleice Dalla; DANELLI, Daiane; SOUZA, Lucéla Fátima; RIOS, Alessandro de Oliveira; DE JONG, Erna Vogt; FLÔRES, Simone Hickmann. Protective effect of guabiju (*Myrcianthes pungens* (O. Berg) D. Legrand) and red guava (*Psidium cattleianum* Sabine) against cisplatin-induced hypercholesterolemia in rats. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, [S. l.], v. 50, n. 3, p. 483–492, 2014. a. DOI: 10.1590/S1984-82502014000300006.

NORA, Cleice Dalla; JABLONSKI, André; RIOS, Alessandro de O.; HERTZ, Plinho Francisco; DE JONG, Erna Vogt; FLÔRES, Simone Hickmann. The characterisation and profile of the bioactive compounds in red guava (*Psidium cattleianum* Sabine) and guabiju (*Myrcianthes pungens* (O. Berg) D. Legrand). **International Journal of Food Science and Technology**, [S. l.], v. 49, n. 8, p. 1842–1849, 2014. b. DOI: 10.1111/ijfs.12493.

NORA, Cleice Dalla; JABLONSKI, André; RIOS, Alessandro de O.; HERTZ, Plinho Francisco; DE JONG, Erna Vogt; FLÔRES, Simone Hickmann. Effect of processing on the stability of bioactive compounds from red guava (*Psidium cattleianum* Sabine) and guabiju (*Myrcianthes pungens*). **Journal of Food Composition and Analysis**, [S. l.], v. 34, p. 18–25, 2014. c. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jfca.2014.01.006>.

OLIVEIRA, Hauanny Rodrigues; STAGGEMEIER, Vanessa G.; FARIA, Jair Eustáquio Quintino; DE OLIVEIRA, Guilherme; DINIZ-FILHO, José Alexandre F. Geographical ecology and conservation of *Eugenia* L. (Myrtaceae) in the Brazilian Cerrado: Past, present and future. **Austral Ecology**, [S. l.], v. 44, n. 1, p. 95–104, 2019. a. DOI: 10.1111/aec.12657.

OLIVEIRA, J.; PARISI, M. C. M.; BAGGIO, J. S.; SILVA, P. P. M.; PAVIANI, B.; SPOTO, M. H. F.; GLORIA, E. M. Control of *Rhizopus stolonifer* in strawberries by the combination of essential oil with carboxymethylcellulose. **International Journal of Food Microbiology**, [S. l.], v. 292, n. December 2018, p. 150–158, 2019. b. DOI: 10.1016/j.ijfoodmicro.2018.12.014.

OZOGUL, Yesim; KULEY BOĞA, Esmeray; AKYOL, Ismail; DURMUS, Mustafa; UCAR, Yılmaz; REGENSTEIN, Joe M.; KÖŞKER, Ali Rıza. Antimicrobial activity of thyme essential oil nanoemulsions on spoilage bacteria of fish and food-borne pathogens. **Food Bioscience**, [S. l.], v. 36, p. 100635, 2020. DOI: 10.1016/j.fbio.2020.100635.

PAES, Mariana Schincariol; PESSOA FILHO, Pedro de Alcântara; TADINI, Carmen Cecília. Sorption properties of cambuci (*Campomanesia phaea* O. Berg) untreated and pre-treated with sorbitol as osmotic solute. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 139, p. 110569, 2021. DOI: 10.1016/j.lwt.2020.110569.

PANCHE, A. N.; DIWAN, A. D.; CHANDRA, S. R. Flavonoids: An overview. **Journal of Nutritional Science**, [S. l.], v. 5, p. 1–15, 2016. DOI: 10.1017/jns.2016.41.

PERSHA, Lauren; AGRAWAL, Arun; CHHATRE, Ashwini. Social and ecological synergy: Local rulemaking, forest livelihoods, and biodiversity conservation. **Science**, [S. l.], v. 331, n. 6024, p. 1606–1608, 2011. DOI: 10.1126/science.1199343.

PFAF. **Plants for a future**. 2021. Disponível em: <https://pfaf.org/>. Acesso em: 1 jun. 2021.

PICHERSKY, Eran; GERSHENZON, Jonathan. The formation and function of plant volatiles: Perfumes for pollinator attraction and defense. **Current Opinion in Plant Biology**, [S. l.], v. 5, n. 3, p. 237–243, 2002. DOI: 10.1016/S1369-5266(02)00251-0.

PILON, Alan C.; VALLI, Marilia; DAMETTO, Alessandra C.; PINTO, Meri Emili F.; FREIRE, Rafael T.; CASTRO-GAMBOA, Ian; ANDRICOPULO, Adriano D.; BOLZANI, Vanderlan S. NuBBEDB: An updated database to uncover chemical and biological information from Brazilian biodiversity. **Scientific Reports**, [S. l.], v. 7, n. 1, p. 1–12, 2017. DOI: 10.1038/s41598-017-07451-x.

POHL, Franziska; LIN, Paul Kong Thoo. The potential use of plant natural products and plant extracts with antioxidant properties for the prevention/treatment of neurodegenerative diseases: In vitro, in vivo and clinical trials. **Molecules**, [S. l.], v. 23, n. 12, 2018. DOI: 10.3390/molecules23123283.

PRÍNCIPE, Cássia Rosalina; SPIRA, Beny. The effect of sixteen medicinal plants used in the Brazilian pharmacopoeia on the expression and activity of glutathione S-transferase in hepatocytes and leukemia cells. **Pharmaceutical Biology**, [S. l.], v. 47, n. 12, p. 1192–1197, 2009. DOI: 10.3109/13880200903029340.

RASEIRA, Maria Do Carmo Bassols; ANTUNES, Luis Eduardo Corrêa; TREVISAN, Renato; GONÇALVES, Emerson Dias. **Espécies frutíferas nativas do Sul do Brasil**. 1. ed. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2004.

REFLORA. **Flora e Fauna do Brasil**. 2021. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>. Acesso em: 15 maio. 2021.

REHMAN, Rafia; HANIF, Muhammad Asif; MUSHTAQ, Zahid; AL-SADI, Abdullah Mohammed. Biosynthesis of essential oils in aromatic plants: A review. **Food Reviews International**, [S. l.], v. 32, n. 2, p. 117–160, 2016. DOI: 10.1080/87559129.2015.1057841.

RODRIGUES, Vítor H.; DE MELO, Marcelo M. R.; PORTUGAL, Inês; SILVA, Carlos M. Extraction of Eucalyptus leaves using solvents of distinct polarity. Cluster analysis and extracts characterization. **Journal of Supercritical Fluids**, [S. l.], v. 135, n. August 2017, p. 263–274, 2018. DOI: 10.1016/j.supflu.2018.01.010.

ROSA, Roseane Leandra Da et al. Gastroprotective activity of the methanol extract from peels of *Plinia edulis* (Vell.) Sobral fruits and its isolated triterpenes: maslinic and ursolic acids. **Naunyn-Schmiedeberg's Archives of Pharmacology**, [S. l.], v. 391, n. 1, p. 95–101, 2018. DOI: 10.1007/s00210-017-1442-8.

ROSSI, Damiano et al. Chemical fingerprinting and bioactivity of Amazonian Ecuador *Croton lechleri* Müll. Arg. (Euphorbiaceae) stem bark essential oil: A new functional food ingredient? **Food Chemistry**, [S. l.], v. 126, n. 3, p. 837–848, 2011. DOI: 10.1016/j.foodchem.2010.11.042.

SANTOS, Luana Dos; CAMPOS, Adriana; CECHINEL FILHO, Valdir; NESELLO, Luciane Angela Nottar. Phytochemical profile and gastroprotective activity of *Eugenia mattosii* fruits. **Arquivos de Gastroenterologia**, [S. l.], v. 55, n. 2, p. 138–141, 2018. DOI: 10.1590/s0004-2803.201800000-24.

SCHULZ, Mayara; SERAGLIO, Silvana Katia Tischer; BRUGNEROTTO, Patricia; GONZAGA, Luciano Valdemiro; COSTA, Ana Carolina Oliveira; FETT, Roseane. Composition and potential health effects of dark-colored underutilized Brazilian fruits – A review. **Food Research International**, [S. l.], v. 137, n. June, 2020. DOI:

10.1016/j.foodres.2020.109744.

SERAGLIO, Siluana Katia Tischer; SCHULZ, Mayara; NEHRING, Priscila; DELLA BETTA, Fabiana; VALESE, Andressa Camargo; DAGUER, Heitor; GONZAGA, Luciano Valdemiro; FETT, Roseane; COSTA, Ana Carolina Oliveira. Nutritional and bioactive potential of Myrtaceae fruits during ripening. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 239, p. 649–656, 2018. DOI: 10.1016/j.foodchem.2017.06.118.

SHANLEY, Patricia; DA SERRA SILVA, Murilo; MELO, Tadeu; CARMENTA, Rachel; NASI, Robert. From conflict of use to multiple use: Forest management innovations by small holders in Amazonian logging frontiers. **Forest Ecology and Management**, [S. l.], v. 268, p. 70–80, 2012. DOI: 10.1016/j.foreco.2011.05.041.

SIDDIQUE, Ilyas; GAVITO, Mayra; MORA, Francisco; GODÍNEZ CONTRERAS, María del Carmen; ARREOLA, Felipe; PÉREZ-SALICRUP, Diego; MARTÍNEZ-RAMOS, Miguel; BALVANERA, Patricia. Woody species richness drives synergistic recovery of socio-ecological multifunctionality along early tropical dry forest regeneration. **Forest Ecology and Management**, [S. l.], v. 482, p. 118848, 2021. DOI: 10.1016/j.foreco.2020.118848.

SINGLA, Rajeev K.; DUBEY, Ashok K.; GARG, Arun; SHARMA, Ramesh K.; FIORINO, Marco; AMEEN, Sara M.; HADDAD, Moawiya A.; AL-HIARY, Masnat. Natural polyphenols: Chemical classification, definition of classes, subcategories, and structures. **Journal of AOAC International**, [S. l.], v. 102, n. 5, p. 1397–1400, 2019. DOI: 10.5740/jaoacint.19-0133.

SLOAN, Sean; SAYER, Jeffrey A. Forest Resources Assessment of 2015 shows positive global trends but forest loss and degradation persist in poor tropical countries. **Forest Ecology and Management**, [S. l.], v. 352, p. 134–145, 2015. DOI: 10.1016/j.foreco.2015.06.013.

SOARES, Jackeline Cintra; ROSALEN, Pedro Luiz; LAZARINI, Josy Goldoni; SARDI, Janaina De Cassia Orlandi; MASSARIOLI, Adna Prado; NANI, Bruno Dias; FRANCHIN, Marcelo; DE ALENCAR, Severino Matias. Phenolic profile and potential beneficial effects of underutilized Brazilian native fruits on scavenging of ROS and RNS and anti-inflammatory and antimicrobial properties. **Food and Function**, [S. l.], v. 11, n. 10, p. 8905–8917, 2020. DOI: 10.1039/d0fo01763a.

SOUZA, Adrieli L. De; SOUZA-JUNIOR, José L. De; TENFEN, Adrielli; SCHARF, Dilamara R.; SIMIONATTO, Edésio L.; ALBERTON, Michele D. Seasonal chemical composition of an unexplored essential oil of *Eugenia brevistyla*. **Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas**, [S. l.], v. 17, n. 6, p. 604–609, 2018.

TAJKARIMI, M. M.; IBRAHIM, S. A.; CLIVER, D. O. Antimicrobial herb and spice compounds in food. **Food Control**, [S. l.], v. 21, p. 1199–1218, 2010. DOI: 10.1016/j.foodcont.2010.02.003.

TAKAO, L. K.; IMATOMI, M.; GUALTIERI, S. C. J. Antioxidant activity and phenolic content of leaf infusions of Myrtaceae species from Cerrado (Brazilian Savanna). **Brazilian journal of biology**, [S. l.], v. 75, n. 4, p. 948–952, 2015. DOI: 10.1590/1519-6984.03314.

TELES, Simone; PEREIRA, José Alberto; SANTOS, Carlos H. B.; MENEZES, Renata V.;

MALHEIRO, Ricardo; LUCCHESI, Angélica M.; SILVA, Francieli. Geographical origin and drying methodology may affect the essential oil of *Lippia alba* (Mill) N.E. Brown. **Industrial Crops and Products**, [S. l.], v. 37, n. 1, p. 247–252, 2012. DOI: 10.1016/j.indcrop.2011.12.029.

TENFEN, Adrielli et al. Phenolic profile by HPLC-ESI-MS/MS of six Brazilian *Eugenia* species and their potential as cholinesterase inhibitors. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 35, n. 15, p. 2608–2611, 2021. DOI: 10.1080/14786419.2019.1686369.

TOKAIRIN, Tatiane de Oliveira; DA SILVA, Aline Priscilla Gomes; SPRICIGO, Poliana Cristina; DE ALENCAR, Severino Matias; JACOMINO, Angelo Pedro. Cambuci: A native fruit from the Brazilian Atlantic forest showed nutraceutical characteristics. **Revista Brasileira de Fruticultura**, [S. l.], v. 40, n. 5, 2018. DOI: 10.1590/0100-29452018666.

TUCKER, Arthur O.; MACIARELLO, Michael J.; LANDRUM, Leslie R.; KAWASAKI, Maria Lúcia. Volatile leaf oil of *Calycolpus australis* Landrum (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 12, n. 2, p. 149–150, 2000. DOI: 10.1080/10412905.2000.9699484.

UTP. **Useful Tropical Plants**. 2021. Disponível em: <https://tropical.theferns.info/>. Acesso em: 5 jun. 2021.

VALLI, Marília; DOS SANTOS, Ricardo N.; FIGUEIRA, Leandro D.; NAKAJIMA, Cíntia H.; CASTRO-GAMBOA, Ian; ANDRICOPULO, Adriano D.; BOLZANI, Vanderlan S. Development of a natural products database from the biodiversity of Brazil. **Journal of Natural Products**, [S. l.], v. 76, n. 3, p. 439–444, 2013. DOI: 10.1021/np3006875.

VECHI, Giovana; DA SILVA, Rita de Cássia Melo Vilhena de Andrade Fonseca; DE SOUZA, Priscila; DA SILVA, Luísa Mota; DE ANDRADE, Sérgio Faloni; CECHINEL FILHO, Valdir. Cryptostrobin and catechin isolated from *Eugenia mattsii* D. Legend leaves induce endothelium-dependent and independent relaxation in spontaneously hypertensive rat aorta. **Pharmacological Reports**, [S. l.], v. 71, n. 5, p. 950–957, 2019. a. DOI: 10.1016/j.pharep.2019.05.006.

VECHI, Giovana; DE SOUZA, Priscila; DA SILVA, Luísa Mota; DE ANDRADE, Sérgio Faloni; FILHO, Valdir Cechinel; DA SILVA, Rita de Cássia Melo Vilhena de Andrade Fonseca. Mechanisms underlying *Eugenia mattsii* D. Legend leaves extract, fractions and compounds induce relaxation of the aorta from normotensive and hypertensive rats. **3 Biotech**, [S. l.], v. 9, n. 12, p. 1–12, 2019. b. DOI: 10.1007/s13205-019-1973-4. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s13205-019-1973-4>.

VECHI, Giovana; TENFEN, Adrielli; BOEDER, Ariela Maína; HERNANDEZ-GÓMEZ, Lorena; DE CORDOVA, Caio Maurício Mendes; MONACHE, Franco Delle; FILHO, Valdir Cechinel. Chemical composition and antimycoplasmic activity of *Eugenia mattsii* leaves, stems and isolated compounds. **Natural Product Communications**, [S. l.], v. 14, n. 1, p. 37–40, 2019. c. DOI: 10.1177/1934578X1901400111.

VECHI, Giovana; TENFEN, Adrielli; CAPUSIRI, Efraim Salamanca; GIMENEZ, Alberto; CECHINEL-FILHO, Valdir. Antiparasitic activity of two Brazilian plants: *Eugenia mattsii* and *Marlierea eugeniopsoides*. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 0, n. 0, p. 1–5, 2020.

DOI: 10.1080/14786419.2020.1739676.

VERGNES, Sophie; LADOUCE, Nathalie; FOURNIER, Sylvie; FERHOUT, Hicham; ATTIA, Faouzi; DUMAS, Bernard. Foliar treatments with *Gaultheria procumbens* essential oil induce defense responses and resistance against a fungal pathogen in Arabidopsis. **Frontiers in Plant Science**, [S. l.], v. 5, n. September, p. 1–8, 2014. DOI: 10.3389/fpls.2014.00477.

VIEIRA, Roberto Fontes; CAMILLO, Julcéia; CORADIN, Lidio. **Espécies Nativas da Flora Brasileira de Valor Econômico Atual ou Potencial - Plantas para o Futuro: Região Centro-Oeste**. 1. ed. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2016.

WANG, Yu Kun; ZHANG, Xin; CHEN, Guan Lin; YU, Jing; YANG, Lu Qi; GAO, Yong Qing. Antioxidant property and their free, soluble conjugate and insoluble-bound phenolic contents in selected beans. **Journal of Functional Foods**, [S. l.], v. 24, p. 359–372, 2016. DOI: 10.1016/j.jff.2016.04.026.

WANG, Zhenyu; LI, Shiyang; GE, Shenghan; LIN, Shaoling. Review of Distribution, Extraction Methods, and Health Benefits of Bound Phenolics in Food Plants. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 68, n. 11, p. 3330–3343, 2020. DOI: 10.1021/acs.jafc.9b06574.

WCZASSEK, L. R.; PONTES, V. C. B.; GAMBERINI, M. T. Pharmacological evaluation of the hydro-alcoholic extract of *Campomanesia phaea* fruits in rats. **Brazilian Journal of Biology**, [S. l.], v. 80, n. 3, p. 601–606, 2020. DOI: 10.1590/1519-6984.217046.

WFO. **An Online Flora of All Known Plants**. 2021. Disponível em: <http://www.worldfloraonline.org/>. Acesso em: 10 maio. 2021.

YUAN, Gaofeng; CHEN, Xiaoe; LI, Duo. Chitosan films and coatings containing essential oils: The antioxidant and antimicrobial activity, and application in food systems. **Food Research International**, [S. l.], v. 89, p. 117–128, 2016. DOI: 10.1016/j.foodres.2016.10.004.

ZHANG, Huiyun; LIANG, Ying; LI, Xinling; KANG, Huaibin. Effect of chitosan-gelatin coating containing nano-encapsulated tarragon essential oil on the preservation of pork slices. **Meat Science**, [S. l.], v. 166, n. February, 2020. DOI: 10.1016/j.meatsci.2020.108137.

ZILLO, Rafaela Rebessi; DA SILVA, Paula Porrelli Moreira; DE OLIVEIRA, Jacqueline; DA GLÓRIA, Eduardo Micotti; SPOTO, Marta Helena Fillet. Carboxymethylcellulose coating associated with essential oil can increase papaya shelf life. **Scientia Horticulturae**, [S. l.], v. 239, n. May, p. 70–77, 2018. DOI: 10.1016/j.scienta.2018.05.025.

ZYGADLO, Julio A.; ROTMAN, Alicia; PEREZ ALONSO, María J.; NEGUERUELA, Arturo Velasco. Leaf oils of two myrcianthes species from argentina: *M. Pungens* (berg.) Legrand and *M. Cisplatensis* (Camb.) berg. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 9, n. 2, p. 237–239, 1997. DOI: 10.1080/10412905.1997.9699470.

### **CAPÍTULO III**

#### **FOLHAS DE UVAIA, GRUMIXAMA E FEIJOA (MYRTACEAE) OBTIDAS DA AGROFLORESTA: UMA ALTERNATIVA SUSTENTÁVEL PARA PRODUÇÃO DE EXTRATOS ANTIOXIDANTES**

Este Capítulo foi publicado na revista *Scientia Plena*

Farias, N. S.; Mora Rave, J. S.; Siddique, I.; Hoff, R.; Müller, C. M.O. Myrtaceae leaves grown in Agroforestry: a sustainable alternative to producing natural antioxidants extracts.

**Scientia Plena**, v. 19, n. 6, 2023. DOI: <https://doi.org/10.14808/sci.plena.2023.0615>

## 1 INTRODUÇÃO

As Myrtaceae representam uma grande família de árvores e arbustos que compreende 121 gêneros e de 3800 a 5800 espécies. No Brasil, as Myrtaceae estão incluídas na Tribo Myrtae e os gêneros *Eugenia*, *Myrcia* e *Calypttranthes* se destacam por representar o maior número de espécies. A maioria das espécies brasileiras são encontradas na Mata Atlântica e muitas destas são frutíferas comestíveis, como por exemplo a uvaia (*Eugenia pyriformis*), grumixama (*Eugenia brasiliensis*) e a feijoa (*Acca sellowiana* ou *feijoa sellowiana*) (LANDRUM; KAWASAKI, 1997; WILSON et al., 2005).

A uvaia, grumixama e feijoa são plantas aromáticas e seus frutos possuem sabor e aroma intensos e agradáveis, além disso são boa fonte de nutrientes como minerais, vitaminas, açúcares, fibras e outros compostos bioativos, características que tem levado a sua classificação como “superfrutas” e a implementação de seu cultivo em algumas regiões. No Brasil são cultivadas em escala local e possuem ocorrência predominante no interior da floresta em áreas conservadas e na mata ciliar (ARAÚJO et al., 2019; HAMINIUK et al., 2011; SANTOS et al., 2009; SILVA et al., 2019).

Além do interesse comercial pelos frutos, as folhas destas espécies são usadas na medicina popular e alguns efeitos biológicos foram comprovados pela literatura científica destacando-se a atividade antimicrobiana do extrato etanólico das folhas de uvaia (CHAVASCO et al., 2014; SOUZA et al., 2014), a atividade antiinflamatória do extrato aquoso e metanólico das folhas da grumixama (DAMETTO et al., 2018; PIETROVSKI et al., 2008; SIEBERT et al., 2017; SIMÕES et al., 2018) e o efeito neuroprotetor do extrato aquoso da feijoa (KARAMI et al., 2014). Estas propriedades dos extratos estão relacionadas à composição dos compostos bioativos contidos nas folhas destas espécies e aos processos utilizados na sua obtenção.

As folhas frescas possuem elevada perecibilidade no período pós-colheita e sua deterioração ocorre devido ao elevado teor de umidade destes materiais que favorece a atividade enzimática e microbiana. Neste sentido, o processo de secagem oferece um tratamento de preservação adequado que permite a remoção da umidade das folhas para valores seguros de atividade de água. Entretanto, o estudo deste processo é pertinente, uma vez que é necessário estabelecer parâmetros que minimizem o consumo de energia, mantenham a qualidade dos nutrientes, minimizem a degradação dos compostos de interesse, permitindo, ao mesmo tempo

um aumento de vida útil e redução do peso e custo com transporte das folhas secas (BABU et al., 2018; LEMUS-MONDACA et al., 2016; SAGAR; SURESH KUMAR, 2010).

Entre os parâmetros estabelecidos no processo de secagem, a temperatura desempenha um papel fundamental na qualidade dos extratos de folhas. Uma vez que o aumento da temperatura acelera a remoção de umidade através das folhas, mudando parâmetros como a umidade de equilíbrio, tempo de secagem, taxa de secagem e coeficiente de difusão. Por outro lado, as folhas sofrem alterações estruturais, físicas, sensoriais (cor, *flavor*, textura), químicas e nutricionais que podem afetar sua qualidade, principalmente em termos de compostos bioativos que são termolábeis e de grande interesse industrial (BABU et al., 2018).

Lahnine et al. (2016) avaliaram o efeito da temperatura de secagem, da velocidade do ar e da concentração e volume de ácido cítrico nas soluções utilizadas no pré-tratamento de folhas de tomilho (*Thymus satureioides*). Os resultados mostraram que o pré-tratamento com pulverização de 25mL de ácido cítrico (5 g/L) em 25g de folhas e posterior secagem à 50°C com velocidade do ar de 300 m<sup>3</sup>/h em secador solar convectivo, foi a melhor condição encontrada para manutenção dos compostos fenólicos totais das folhas de tomilho. Lim e Murtijaya (2007) observaram que a secagem solar, por micro-ondas e em convectiva em estufa reduziram significativamente a concentração dos compostos fenólicos totais e atividade antioxidante (DPPH e FRAP) dos extratos obtidos das folhas de *Phyllanthus amarus*, quando comparado aos extratos das folhas frescas. Guan, Cenkowski e Hydamaka (2005) observaram uma redução da concentração dos compostos fenólicos em folhas do espinheiro marítimo (*Hippophae rhamnoides* L. ssp. *sinensis*) secas em temperaturas de 80 e 100°C, quando comparada as folhas secas a 50 e 60°C. Por outro lado, Tomsone et al. (2020) reportam que os compostos bioativos e a atividade antioxidante das folhas de rábano (*Armoracia rusticana*) foi melhor preservado na secagem convectiva usando altas temperaturas (80°C) e menor tempo. Outros estudos reportam resultados análogos indicando que o processo de secagem adequado, visando a conservação dos compostos bioativos deve ser avaliado em função das condições do processo e da matriz vegetal utilizada (KATSUBE et al., 2009; LEMUS-MONDACA et al., 2016; YAP et al., 2020).

Contudo, poucos estudos têm avaliado as mudanças no perfil de fenólicos das folhas durante a secagem. Nesse sentido, este estudo propõe a avaliação do processo de secagem convectiva nas temperaturas de 40, 50 e 60°C das folhas de uvaia, grumixama e feijoa. Bem como, verificar o efeito destas temperaturas na estabilidade térmica dos compostos fenólicos individuais e atividade antioxidante dos extratos das folhas.

## 2 MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1 COLETA E PREPARO DAS MATERIAS-PRIMAS

Folhas adultas e frescas de três espécies de Myrtaceae: *Eugenia pyriformis*, *Eugenia brasiliensis* e *Acca sellowiana* foram coletadas de Sistemas Agroflorestais do estado de Santa Catarina. As amostras foram coletadas em dezembro de 2019 e cedidas pela equipe do Laboratório de Ecologia Aplicada do professor Ilyas Siddique (CCA/UFSC). Os dados da coleta das folhas são apresentados na Tabela 3.1.

Após a coleta, as folhas foram lavadas com água corrente, higienizadas com solução de hipoclorito de sódio a 2,5% por 15 min, novamente lavadas em água corrente, espalhadas em peneiras e o excesso de água foi removido com o auxílio de centrífuga manual.

Tabela 3.1. Dados de coleta das folhas.

<b>Nome científico</b>	<b>Nome popular</b>	<b>Localização</b>	<b>voucher</b>
<i>E. pyriformis</i>	Uvaia	Rio do Sul – SC	FLOR69711
<i>E. brasiliensis</i>	Grumixama	Florianópolis – SC	FLOR 69709
<i>A. sellowiana</i>	Feijoa	Rio do Sul – SC	FLOR69710

### 2.2 PROCEDIMENTO EXPERIMENTAL DE SECAGEM

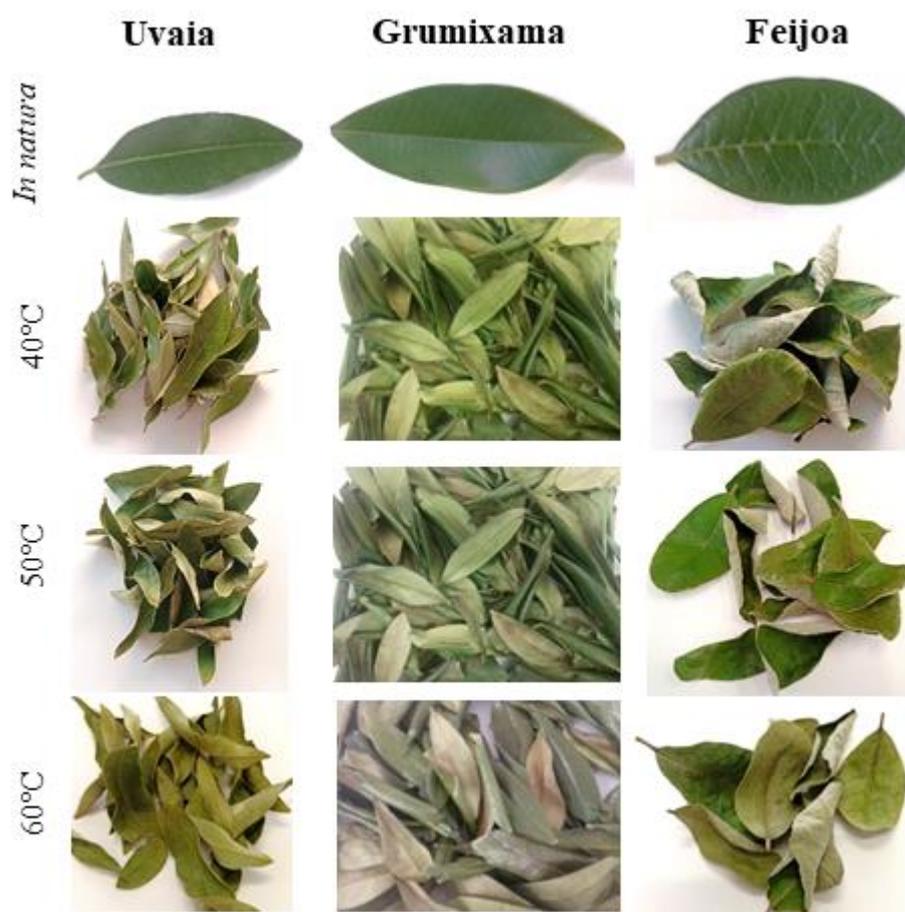
#### 2.2.1 Curvas de secagem

Os ensaios de secagem foram conduzidos em estufa de circulação e renovação de ar (Modelo TE-394/2, Tecnal, Brasil), nas temperaturas de 40, 50 e 60°C e velocidade do ar de 0,77 m/s.

As folhas higienizadas de uvaia, grumixama e feijoa foram distribuídas em monocamadas em bandejas perfuradas (21x15 cm) e a perda de massa foi acompanhada em balança digital semi-analítica (Master, AS5500C, carga mín. 0,25 g). As pesagens foram realizadas em intervalos de 10 min no início do processo e posteriormente passando à 30 min após até o valor da massa atingirem um valor assintótico que foi considerado a condição de equilíbrio com o ar de secagem. As curvas de secagem foram expressas em umidade em base seca (g de H<sub>2</sub>O/ g sólido seco) em função do tempo (min), para cada espécie nas três temperaturas de secagem. Todos os ensaios de secagem foram realizados em triplicata.

Após a secagem, as folhas foram embaladas a vácuo (Modulare CV 25, Brasil) e armazenadas sob o abrigo da luz a temperatura ambiente (25°C) para posteriores análises e produção dos extratos. A Figura 3.1 apresenta imagens das folhas após as secagens.

Figura 3.1. Imagens das folhas de uvaia, grumixama e feijoa in natura e após a secagem convectiva em diferentes temperaturas.



Fonte: Autor.

### 2.2.2 Ajuste linear da taxa constante de secagem

A taxa de secagem no período constante foi determinada pelo ajuste linear dos pontos experimentais das curvas de secagem das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C, conforme sugerido por Monteiro et al. (2015). Os resultados das taxas foram expressos em g H<sub>2</sub>O/ g SS min.

### 2.2.3 Taxa de secagem

A taxa de secagem (g H<sub>2</sub>O/ g SS min) das folhas de uvaia, grumixama e feijoa foram calculadas usando a Eq. 1 e os dados obtidos foram apresentados como função da razão de umidade (RU).

$$\text{Taxa de secagem} = \frac{M_{t+dt} - M_t}{dt} \quad (1)$$

Onde,  $M_t$  e  $M_{t+dt}$  são o teor de umidade das amostras no  $t$  e  $t + dt$  respectivamente, sendo  $t$  = tempo (min).

### 2.2.4 Aplicação de modelos matemáticos

Para ajuste dos modelos matemáticos empíricos às curvas cinéticas de secagem, os dados experimentais da umidade (bs) foram adimensionalizados, através do cálculo da razão de umidade (RU) (Eq. 2) e as curvas foram expressas em RU em função do tempo (min).

$$RU = \frac{X - X_e}{X_0 - X_e} \quad (2)$$

Onde,  $X$  é a umidade absoluta em base seca no tempo ( $t$ ),  $X_e$  é a umidade de equilíbrio em base seca e  $X_0$  é a umidade inicial em base seca ( $t=0$ ).

Modelos empíricos e semi-empíricos foram ajustados aos resultados das cinéticas de secagem expressas em razão de umidade com a finalidade de permitir o cálculo da taxa de secagem ( $k$ ). Cinco modelos, cujas equações são apresentadas na Tabela 3.2 foram selecionados para realizar estes ajustes: Newton, Logarítmico, Page, Henderson e Pabis, e Wang e Singh.

Tabela 3.2. Modelos matemáticos aplicados as curvas de secagem das folhas de uvaia, grumixama e feijoa.

Nome do modelo	Equação do modelo	Referência
<b>Newton</b>	$RU = \exp(-kt)$	(LEWIS, 1921)
<b>Logarítmico</b>	$RU = a \cdot \exp(-kt) + c$	(CHANDRA; SINGH, 1995)
<b>Page</b>	$RU = \exp(-kt^n)$	(PAGE, 1949)
<b>Henderson e Pabis</b>	$RU = a \cdot \exp(-kt)$	(HENDERSON; PABIS, 1961)
<b>Wang e Singh</b>	$RU = 1 + at + bt^2$	(WANG; SINGH, 1978)

Onde, RU= razão de umidade (adimensional); t= tempo (min); k= constante do modelo de Page (min<sup>-n</sup>) e para os demais modelos k=min<sup>-1</sup>; a, b, c e n= constantes adimensionais.

Além destes modelos, a solução da segunda lei de Fick (Eq. 3) para placa plana infinita foi ajustada aos dados experimentais da cinética de secagem para determinação dos coeficientes de difusão ( $D_{ef}$ ). A Eq. 2 foi adaptada de Crank (1975) considerando o formato do material uma placa plana, assumindo que a difusão da umidade das folhas ocorre no sentido unidimensional e a medida da espessura das folhas constante.

$$\frac{M_t}{M_\infty} = 1 - \frac{8}{\pi^2} \sum_{n=0}^{\infty} \frac{1}{(2n+1)^2} \exp\left(- (2n+1)^2 \frac{\pi^2 D_{ef}}{2\delta^2} t\right) \quad (3)$$

Onde,  $D_{ef}$  é o coeficiente de difusão efetivo médio da umidade (assumida como constante),  $t$  é o tempo e  $\delta$  é a espessura dos filmes. O ajuste da Eq. 3 aos dados experimentais das curvas de secagem foi realizado usando quatro termos no somatório.

A dependência dos coeficientes de difusão efetivo em relação à temperatura foi representada pela equação de Arrhenius (4).

$$D_{ef} = D_0 \exp\left(\frac{-E_a}{RT_{abs}}\right) \quad (4)$$

Onde,  $D_{ef}$  é o coeficiente de difusão efetivo da umidade,  $D_0$  é o fator pré-exponencial ou constante de Arrhenius,  $R$  é a constante universal dos gases (8,314 J/mol K),  $E_a$  é a energia de ativação (kJ/mol) e  $T_{abs}$  é a temperatura absoluta (K). A Eq. 4 foi reescrita aplicando o logaritmo natural (5):

$$\ln(D_{ef}) = \ln(D_0) - \frac{E_a}{R} \left(\frac{1}{T_{abs}}\right) \quad (5)$$

A energia de ativação para cada espécie foi calculada pela análise de regressão linear do gráfico de  $\ln(D_{ef})$  em função de  $1/T_{abs}$ .

### 2.3 OTIMIZAÇÃO DO PROCESSO DE PRODUÇÃO DOS EXTRATOS

Uma vez obtidas as folhas secas, foram realizados experimentos com o objetivo de otimizar o processo de obtenção dos extratos. Para tal, foram selecionadas as folhas secas a

50°C de todas as amostras visando maximizar a quantidade extraída (rendimento). Sendo assim, foi utilizado um fatorial completo 2<sup>2</sup> com objetivo de avaliar os efeitos principais das variáveis independentes: tempo e concentração do solvente (metanol:água), sobre a resposta, rendimento de extrato (variável dependente). A Tabela 3.3 apresenta as variáveis e os níveis utilizados na matriz do planejamento fatorial 2<sup>2</sup>, com adição de 2 pontos centrais.

Tabela 3.3. Matriz do planejamento fatorial completo 2<sup>2</sup>.

<b>Ensaio</b>	<b>Tempo (min) (V1)</b>	<b>Metanol:água (v/v) (V2)</b>	<b>Resposta: Rendimento de extrato bruto seco (%)</b>
<b>1</b>	1 (120)	1 (80:20)	X
<b>2</b>	-1 (60)	1 (80:20)	X
<b>3</b>	1 (120)	-1 (50:50)	X
<b>4</b>	-1 (60)	-1 (50:50)	X
<b>5</b>	0 (90)	0 (65:35)	X
<b>6</b>	0 (90)	0 (65:35)	X

Fonte: Autor.

As folhas secas de cada espécie foram trituradas em moinho de facas (De Leo, Porto Alegre, Brasil) e peneiradas para padronização do tamanho das partículas (35 mesh). Os extratos foram preparados com 1g das folhas secas dispersas em 10mL do solvente, na concentração estabelecida de acordo como planejamento fatorial de forma aleatorizada. Para todas as condições o processo de extração ocorreu dentro de frascos de vidro hermeticamente fechados, cobertos com papel alumínio e agitação magnética contínua à 40°C. Uma vez alcançado o tempo de extração determinado para cada ensaio, os extratos foram filtrados em filtros de papel (Whatman n° 1), os filtrados foram submetidos à rotaevaporação a 40°C para remoção do solvente (Fisatom 802, São Paulo, Brazil) e posteriormente os recipientes contendo os extratos concentrados foram secos em estufa de circulação e renovação de ar (Modelo TE-394/2, Tecnal, Brasil) a 70°C por 14h, conforme descrito por Lorenzo e colaboradores (2018) com modificações.

O rendimento de extrato bruto seco foi utilizado como parâmetro de resposta do planejamento, este parâmetro expressa a relação entre a massa de folha secas e a massa de extrato bruto obtida no final do processo (6) (CANABARRO; MAZUTTI; FERREIRA, 2019; ZHANG; BI; LIU, 2007).

$$\text{Rendimento (\%)} = \left( \frac{M_{ext}}{M_{am}} \right) \times 100 \quad (6)$$

Onde,  $M_{\text{ext}}$ = massa do extrato seco (g);  $M_{\text{am}}$ = massa da amostra seca (g).

## 2.4 PRODUÇÃO DOS EXTRATOS

Uma vez determinadas as condições otimizadas de produção dos extratos a partir das folhas secas, foram realizadas as extrações nas folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas em todas as temperaturas. Além de obter os extratos a partir das folhas secas para avaliar o efeito da secagem na qualidade dos extratos, foram obtidos extratos das folhas frescas.

### 2.4.1 Obtenção dos extratos das folhas frescas

Para obtenção dos extratos das folhas frescas de uvaia, grumixama e feijoa foram pesadas 50g das folhas frescas e higienizadas, e imersas em 500mL da solução de metanol 80% (v/v). Os extratos foram mantidos em estufa tipo BOD a 25°C por 15 dias em frascos âmbar com agitação diária e ao abrigo da luz, após este período o material foi filtrado (Whatman n° 1) e o filtrado foi submetido aos processos de rotaevaporação a 40°C (Fisatom 802, São Paulo, Brasil) e liofilização (Liotop L101, São Paulo, Brasil) (HOSSAIN et al., 2010; SIMÕES et al., 2018). Em seguida foram armazenados sob o abrigo da luz em frascos âmbar e refrigerados, até o início das análises subsequentes.

### 2.4.2 Extrato das folhas secas

Os extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C foram preparados de acordo com a condição otimizada de extração de modo que 1g das folhas secas e trituradas foram dispersas em 10 mL da solução de metanol 80% (v/v). A extração foi realizada em reatores com agitação magnética, à temperatura de 40°C por 1h. Após, os extratos foram filtrados em filtro de papel (Whatman n° 1), e os filtrados foram rotaevaporados a 40°C (Fisatom 802, São Paulo, Brasil) e posteriormente liofilizados (Liotop L101, São Paulo, Brasil). As amostras foram armazenadas sob o abrigo da luz em frascos âmbar e refrigerados até o início das análises subsequentes.

## 2.5 CARACTERIZAÇÃO DOS EXTRATOS

Os extratos liofilizados das folhas de uvaia, grumixama e feijoa frescas e secas nas temperaturas de 40, 50 e 60 °C, foram ressuspensos em metanol 80% (v/v) para a determinação do perfil de fenólicos por LC-ESI-MS/MS, assim como para a determinação da atividade antioxidante pelos métodos capacidade redutora do Folin-Ciocalteu, DPPH e FRAP.

### 2.5.1 Perfil de compostos fenólicos por LC-ESI-MS/MS

Os compostos fenólicos presentes nos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa foram determinados por Cromatografia Líquida acoplada a uma fonte de ionização por Electrospray tandem Espectrometria de Massas (LC-ESI-MS/MS). Foram avaliados os padrões analíticos: apigenina, (+)-catequina, (-)-epicatequina, galangina, (-)-galato de epigallocatequina (EGCG), isoquercitrina, isorhamnetina, kaempferol, luteolina, naringina, pinobanksin, pinocembrin, quercetina, rutina, taxifolina, ácido 2,4-dihidroxibenzoico (2,4 DHBA), ácido 2,5-dihidroxibenzoico (2,5 DHBA), 3,4-dihidroxibenzaldeído (3,4 DHB), ácido 3,5-dinitrobenzoico (3,5 DNB), 4-metilumberliferona, ácido cafeico, ácido clorogênico, ácido gálico, ácido sináptico, ácido siríngico, ácido vanílico, ácido benzoico, ácido salicílico, ácido ferúlico, coniferaldeído, crisina, cumarina, hesperidina, naringenina, ácido p-aminobenzoico, ácido p-coumárico, sinapaldeído, e siringaldeído, todos de grau analítico, adquiridos na Sigma-Aldrich. As soluções padrões dos analitos foram preparadas pela dissolução de 10mg do analito padrão em 10mL de metanol, com as seguintes exceções: pinobanksin (11.5 mg) and isorhamnetina (12.5 mg) foram dissolvidas em 10 mL de metanol, e hesperidina foi dissolvida em 10 mL de DMSO. Todas as soluções foram estocadas a 4°C até o momento das análises.

A identificação e quantificação dos compostos fenólicos foi realizada de acordo com o procedimento descrito por Seraglio et al. (2016). As análises foram realizadas em um sistema cromatográfico (Agilent 1290 series, Agilent Technologies, Wilmington, DE, USA) acoplado a um espectrômetro de massa híbrido quadrupolo-armadilha de íons linear QTRAP 5500 (Sciex, Foster City, CA), que estava equipado com uma fonte de ionização por electrospray (ESI). A separação cromatográfica foi realizada em coluna Zorbax Eclipse Plus C18 (3,0x100 mm, 3,5 µm diâmetro da partícula) da Agilent. A taxa de fluxo empregada foi 300 µL/min e um volume de 5 µL, das soluções dos padrões e das amostras injetadas para análise. As fases móveis (A) e (B) eram compostas por água acidificada com ácido fórmico 0,1% (v/v) e acetonitrila com 0,1%

(v/v) de ácido fórmico, respectivamente. O gradiente da fase móvel foi programado como o seguinte: 98% A (v/v) de 0 para 4.0 min, 98–80% A (v/v) de 4.0–7.0 min, 80–10% A (v/v) de 7.0–14.0 min, 10% A (v/v) de 14.0–15.0 min, e 10–98% A (v/v) de 15.0–17.0 min. A temperatura da coluna foi mantida a 40°C e o tempo total da corrida foi 17 min, como o tempo de equilíbrio da coluna entre cada corrida sendo de 4 min.

As análises no espectrômetro de massas foram realizadas nos modos de ionização positivo e negativo, trabalhando no modo MRM, com os seguintes parâmetros: voltagem de IonSpray 5500 V, gás nebulizador (GS1) e gás auxiliar (GS2): 55 psi, gás de cortina 25 psi, temperatura de 400°C. Nitrogênio foi usado como gás de nebulização e colisão. Os parâmetros específicos do analito foram otimizados através da infusão direta de solução padrão para cada composto. A aquisição e o tratamento dos dados foram realizados com o software Analyst versão 1.6.2 (Sciex, Foster City, CA). Os compostos foram quantificados por calibração externa e em triplicata.

## 2.5.2 Atividade antioxidante

### 2.5.2.1 Capacidade redutora do Folin-Ciocalteu

A capacidade redutora do Folin-Ciocalteu foi determinada de acordo com o método proposto por Singleton e Rossi (1965). A reação foi composta por 0,1 mL das soluções dos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa, 7,9 de água destilada, 0,5 mL do reagente de Folin-Ciocalteu, deixada em repouso por 3min e adicionado 1,5 mL de carbonato de sódio a 20% (m/v). Os tubos foram agitados, mantidos por 2h no escuro e a leitura foi realizada a 760nm de absorbância (espectrofotômetro modelo Q898U2M5, Quimis, São Paulo, Brasil). A curva padrão foi preparada com ácido gálico ( $y = 0,0011x + 0,0171$  e  $R^2 = 0,998$ ) e os resultados foram expressos como equivalentes de ácido gálico (mg EAG/ g de extrato seco).

### 2.5.2.2 DPPH

Atividade sequestradora de radicais livres dos extratos das folhas foi avaliada pelo método do DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) (KIM; GUO; PACKER, 2002). Foram realizadas leituras em espectrofotômetro (modelo Q898U2M5, Quimis, São Paulo, Brasil) antes e após (30 min ao abrigo da luz) a adição de 100µL dos extratos das folhas em 2,9 mL da

solução de DPPH (0,06 mM). A leitura de absorvância foi realizada no comprimento de onda de 517 nm. A curva padrão foi construída com Trolox ( $y = 0,089x + 2,5924$  e  $R^2 = 0,995$ ) e a inibição dos radicais livres de DPPH foram expressos em concentração de Trolox por massa de extrato seco (mMol Trolox/ g de extrato seco).

### 2.5.2.3 FRAP

A capacidade redutora dos extratos foi determinada usando o método FRAP (ARNOUS; MAKRIS; KEFALAS, 2002; BENZIE; STRAIN, 1996). Em um tubo de ensaio foram adicionados 200 $\mu$ L do extrato e 200 $\mu$ L de FeCl<sub>3</sub> (3 mmol/L diluído em ácido cítrico a 5 mol/L) e mantidos a 37°C por 30 min em banho-maria. Adicionaram-se 3,6 mL da solução de TPTZ (10nmol/L diluído em HCl a 40 mmol/L) e o sistema reacional foi mantido em repouso por 10min ao abrigo da luz. A seguir foi realizada a leitura da absorvância a 620 nm em espectrofotômetro (modelo Q898U2M5, Quimis, São Paulo, Brasil). A curva padrão foi construída com Trolox ( $y = 0,0013x - 0,0614$  e  $R^2 = 0,987$ ) e os resultados foram expressos em concentração de Trolox por massa de extrato seco (mMol Trolox/ g de extrato seco).

## 2.6 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os resultados das análises (n=3) foram apresentados como média  $\pm$  desvio padrão, quando cabíveis. Foram submetidos a análise de variância ANOVA e o teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ), utilizando o software Statistica 13.3.0. (TIBCO Statistica™, Califórnia, USA). A otimização do processo de extração foi realizada usando design do experimento com dois níveis com a inclusão de dois pontos centrais no mesmo software e os resultados da otimização foram apresentados no gráfico de Pareto e suas respectivas tabelas dos efeitos e ANOVA.

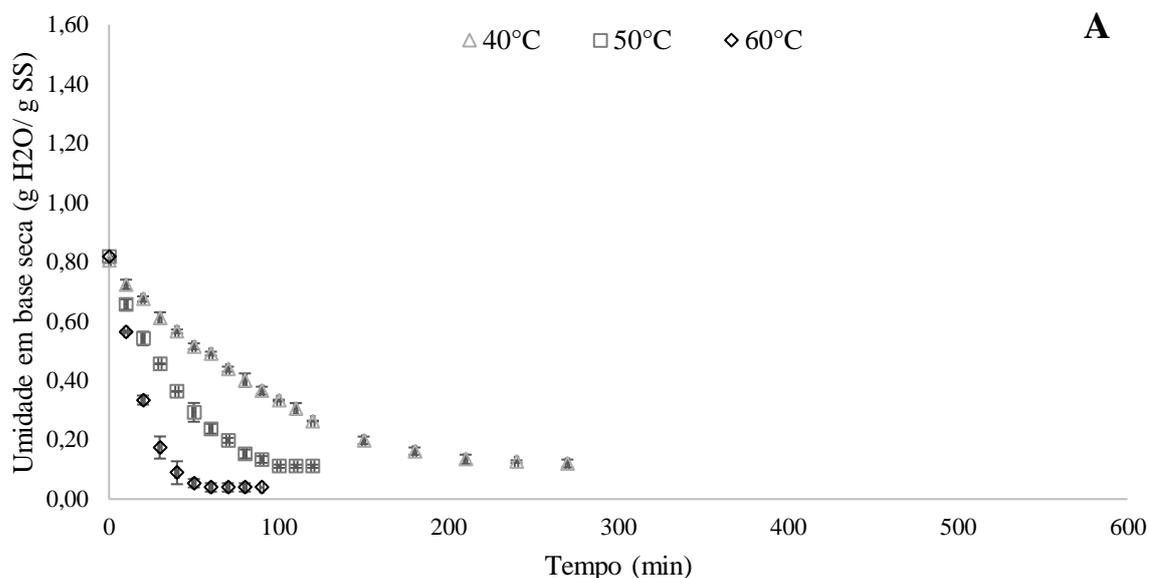
Os modelos matemáticos foram aplicados às curvas de secagem usando a ferramenta de *curve fitting* do software MATLAB R2018a (Mathworks Inc., EUA). Os parâmetros SQE (soma dos quadrados do erro), REQM (raiz do erro quadrático médio),  $R^2$  (coeficiente de determinação) e a análise dos resíduos foram usados para avaliar a qualidade do ajuste dos modelos aplicados.

### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

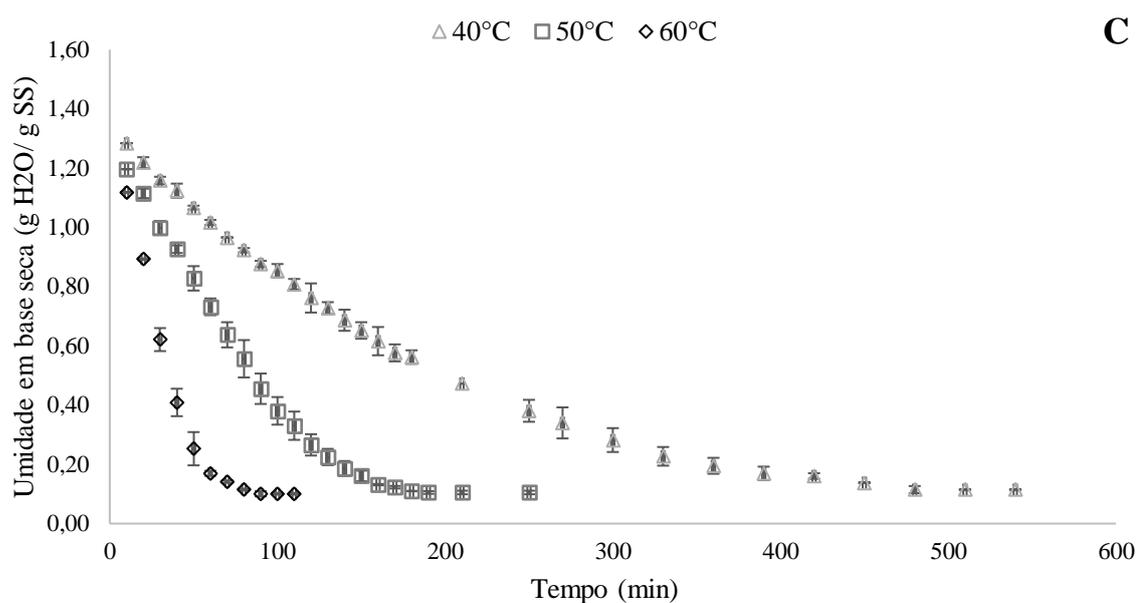
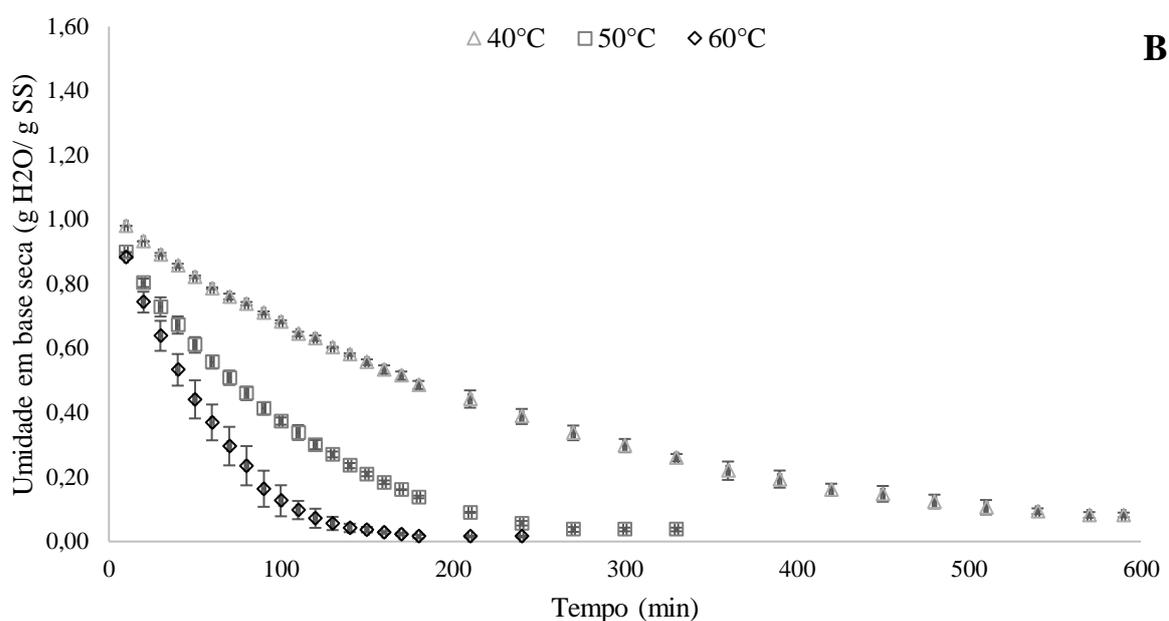
#### 3.1 CURVAS DE SECAGEM

Na Figura 3.2 são apresentadas as curvas experimentais de secagem das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas a 40, 50 e 60°C expressos em umidade em base seca (g H<sub>2</sub>O/ g SS) em função do tempo (min). As amostras das folhas frescas utilizadas neste estudo apresentaram teor de umidade inicial média em base seca de  $0,81 \pm 0,09$ ,  $1,06 \pm 0,05$  e  $1,36 \pm 0,04$  g H<sub>2</sub>O/ g SS para as de folhas de uvaia, grumixama e feijoa, respectivamente (Tabela 6). Resultados próximos foram reportados para folhas de pitanga (*Eugenia uniflora*) de  $1,21 \pm 0,03$  g H<sub>2</sub>O/ g SS (CANABARRO et al., 2019) que também é uma Myrtaceae e para folhas de oliva (*Olea europaea* L.)  $1,01 \pm 0,03$  g H<sub>2</sub>O/g SS (CANABARRO; MAZUTTI; FERREIRA, 2019).

Figura 3.2. Curvas de secagem das folhas de: A) uvaia, B) grumixama e C) feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.



Continua.



Fonte: Autor.

As temperaturas de secagem empregadas (40, 50 e 60°C) tiveram uma grande influência no tempo de processo e, portanto, afetaram o tempo para as amostras atingirem a umidade de equilíbrio, que pode ser observado pelo distanciamento entre as curvas em função da temperatura de secagem. Sendo assim, observa-se que a velocidade de perda de umidade (associada a taxa de secagem) foi maior nas temperaturas mais altas e o tempo total de secagem foi reduzido substancialmente com o aumento da temperatura, este fato ocorreu em todas as espécies de folhas avaliadas (Figura 3.2 e Tabela 3.4).

Uma vez que o material é colocado em contato com o ar quente de secagem, ocorre o aquecimento do material criando um gradiente de pressão de vapor de água, entre o material interno e a superfície o que promove a transferência de umidade para o ar de secagem. Portanto, o aumento da temperatura favorece o aumento da pressão de vapor da água interna do material para uma fase gasosa não saturada, facilitando assim a remoção da água (FOUST et al., 1982; SIMÃO et al., 2020; TOSELLO, 1946).

Estes fenômenos de transferência de massa já são bem documentados na literatura, tanto em processos realizados a diferentes temperaturas como para matrizes de diferentes origens, incluindo secagem de folhas de *Stevia rebaudiana* (LEMUS-MONDACA et al., 2016), de folhas da *Moringa Oleifera* (PREMI; SHARMA; UPADHYAY, 2012) e de folhas de *Citrus aurantium* (MOHAMED et al., 2005). Assim como para outras espécies de origem vegetal, tendo como exemplo o milho (*Zea mays indentata*) seco nas temperaturas de 55, 65 e 75°C (DOYMAZ; PALA, 2003), uvas vermelhas (*Vitis Vinifera* cv. Red Globe) secas nas temperaturas de 40, 50, 60 e 70°C (ADILETTA et al., 2016) e morangos (*Fragaria x ananassa Duch*) fatiados e secos nas temperaturas de 40, 50, 60 e 70°C (GAMBOA-SANTOS et al., 2014).

As curvas de secagem demonstraram uma boa reprodutibilidade em termos de processo, uma vez que os pontos experimentais expressos em umidade em base seca apresentaram baixos desvios padrões para cada tratamento. Os valores dos desvios padrões variaram entre 0,0007 – 0,03g H<sub>2</sub>O/ g SS para uvaia, 0,0009 – 0,03 g H<sub>2</sub>O/ g SS para grumixama e 0,0005 – 0,05 g H<sub>2</sub>O/ g SS para feijoa, indicando uma baixa variabilidade entre as repetições das amostras.

O tempo total de secagem para atingir a umidade de equilíbrio das espécies foi menor para a uvaia, seguido da feijoa e grumixama (U<F<G) nas mesmas condições de temperatura e velocidade do ar. Este efeito pode ser atribuído as diferenças na umidade inicial das folhas (Tabela 6), as condições do ar de secagem e as características morfológicas das folhas como porosidade e espessura (KAYA; AYDIN, 2009). As folhas apresentaram espessuras de 0,15 ± 0,02 mm para uvaia, 0,26 ± 0,02 mm para feijoa e 0,27 ± 0,02 mm para grumixama. Segundo Wang e Chao (2002) quanto mais finas são as amostras nas mesmas condições de secagem, mais íngremes são as curvas e menor é o tempo de secagem necessário para atingir o equilíbrio, influenciando assim no aumento da taxa de secagem. A umidade inicial das folhas também pode corroborar com este comportamento, como observado neste estudo, onde as folhas de

uvaia tiveram as maiores taxas de secagem e menor umidade inicial e espessura, quando comparada as folhas de grumixama e feijoa, em todas as temperaturas avaliadas (Figura 14).

Ao avaliar as curvas de secagem de cada espécie individualmente, observou-se que o tempo de secagem para atingir a umidade de equilíbrio reduziu de 330 para 90 min, quando a temperatura do ar foi aumentada de 40 para 60°C nas folhas e uvaia, mantendo a velocidade do ar constante em 0,77 m/s. A grumixama apresentou os maiores tempos de secagem 590min a 40°C, 330min a 50°C e 240min a 60°C. A feijoa atingiu a umidade de equilíbrio em 540min a 40°C, 250min a 50°C e 110min a 60°C (Tabela 6). Segundo Babu et al. (2018) materiais diferentes possuem curvas de secagem diferentes, portanto, apesar de o material deste estudo serem folhas da mesma família, ambas possuem diferentes características morfológicas e de composição química que contribuem para reduzir a resistência interna à transferência de calor e massa.

Vários outros estudos avaliaram as cinéticas de secagem de folhas, mas não foi encontrada nenhuma pesquisa com as folhas de uvaia, grumixama e feijoa, para efeito de comparação. Poomsa-Ad, Deejing e Wiset (2011) obtiveram curvas de secagem para as folhas do limão Kaffir e reportam umidade de equilíbrio na temperatura de 60°C com aproximadamente 200 min, porém este tempo passou à 600min quando foi aplicada a temperatura de 40°C. Canabarro et al. (2019) obtiveram umidades de equilíbrio em 70min a 70°C, 120min a 60°C e 240min a 50°C, para as curvas de secagem de folhas de pitanga (*E. uniflora*). Valores estes que corroboram com os encontrados no presente estudo.

Ao atingir a umidade de equilíbrio, as folhas apresentaram umidades finais (bu) que variaram entre  $1,52 \pm 0,23$  e  $10,45 \pm 0,78\%$  (Tabela 3.4). Estes valores estão dentro do limite preconizado pela ANVISA (Agência Nacional de Vigilância Sanitária), que estabelece um teor máximo de 12% de umidade (bu), na portaria n°519, de 1998 que aprova o regulamento de identidade e qualidade de chás (BRASIL, 1998). Porém, para atingir a umidade estabelecida pela portaria citada poderiam ser utilizados tempos menores de secagem. A uvaia atingiria a umidade (bu) preconizada na legislação em 40, 90 e 200min para as temperaturas de 60, 50 e 40°C, respectivamente. Para a grumixama os tempos necessários seriam 100, 180 e 450min para as temperaturas de 60, 50 e 40°C, respectivamente. Por fim, para a feijoa os tempos seriam 70, 160 e 450 min nas temperaturas de 60, 50 e 40°C respectivamente. Sendo estes os tempos necessários para que as folhas sob estas condições de temperatura, velocidade do ar e umidade, para atingir a estabilidade comercial e estarem seguras para comercialização.

Tabela 3.4. Condições de temperatura (°C) e tempo, umidade final em base seca (bs) e em base úmida (bu) das folhas de uvaia, grumixama e feijoa *in natura* e secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.

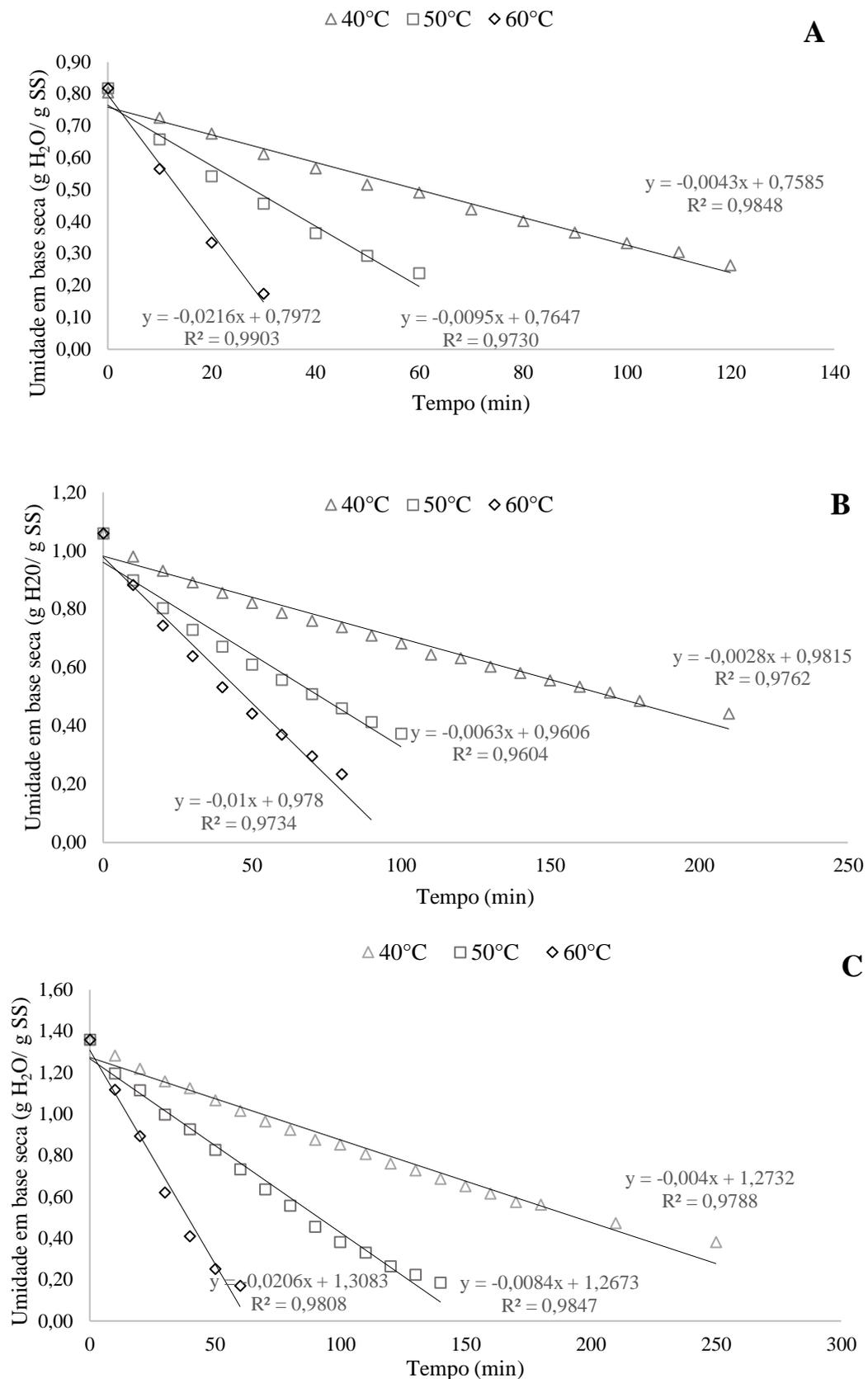
Espécie	Condições das folhas frescas e secas	Umidade final (bs) (g H <sub>2</sub> O/ g SS)	Umidade final (bu) (%)
Uvaia	<i>in natura</i>	0,8125 ± 0,0884	44,76 ± 1,69
	40°C/ 330min	0,1200 ± 0,0141	10,45 ± 0,78
	50°C/ 120min	0,1110 ± 0,0057	9,97 ± 0,44
	60°C/ 90min	0,0390 ± 0,0141	3,75 ± 1,34
Grumixama	<i>in natura</i>	1,0571 ± 0,0540	51,37 ± 1,28
	40°C/ 590min	0,0825 ± 0,0073	7,62 ± 0,62
	50°C/ 330min	0,0373 ± 0,0057	3,60 ± 0,53
	60°C/ 240min	0,0155 ± 0,0023	1,52 ± 0,23
Feijoa	<i>in natura</i>	1,3614 ± 0,0364	57,64 ± 0,65
	40°C/ 540min	0,1147 ± 0,0004	10,30 ± 0,04
	50°C/ 250min	0,1040 ± 0,0042	9,40 ± 0,33
	60°C/ 110min	0,1010 ± 0,0028	9,15 ± 0,23

Fonte: Autor.

A Figura 3.3 apresenta o ajuste linear na região de taxa constante das curvas de secagem das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C e a Tabela 3.5 apresenta os valores das taxas, seus respectivos R<sup>2</sup> e a umidade crítica de cada tratamento. O período de taxa constante é caracterizado pelo momento inicial da cinética em que a água se movimenta nas folhas na mesma velocidade em que é evaporada na superfície, sendo assim, fatores como a forma física do produto e as condições externas de temperatura, velocidade do ar de secagem, direção do fluxo de ar e umidade relativa, exercem uma grande influência sobre o processo de transferência de massa que ocorre na superfície do material seco (FELLOWS, 2006; INYANG; OBOH; ETUK, 2018).

Na Figura 3.3 observa-se que a taxa de secagem (coeficiente angular da equação da reta) aumentou com o incremento da temperatura do ar de secagem, uma vez que os maiores valores das taxas de secagem foram obtidos a 60°C, em todas as espécies avaliadas. Porém o impacto da alteração da temperatura nas taxas de secagem foi diferente para cada espécie, por exemplo, a alteração da temperatura de 60°C para 40°C reduziu os valores das taxas no período constante das folhas de uvaia, grumixama e feijoa em 80%, 72% e 81%, respectivamente. As folhas de uvaia apresentaram as maiores taxas de secagem em todas as temperaturas avaliadas, seguido da feijoa e grumixama. Este comportamento pode estar associado, entre outros fatores, à espessura e a umidade inicial das folhas como mencionado anteriormente.

Figura 3.3. Ajustes lineares da taxa de secagem no período de taxa constante das folhas de: A) uvaia, B) grumixama e C) feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.



Fonte: Autor.

Tabela 3.5. Taxas de secagem no período constante, coeficiente de determinação, umidade crítica ( $X_c$ ) e tempo para atingir a umidade crítica das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas a 40, 50 e 60°C.

Espécie	T (°C)	Taxa de secagem (g H <sub>2</sub> O.g SS <sup>-1</sup> . min <sup>-1</sup> )	R <sup>2</sup>	X <sub>c</sub> (g H <sub>2</sub> O/ g SS)	Tempo (min)
Uvaia	40°C	0,0043	0,9848	0,263	120
	50°C	0,0095	0,9730	0,237	60
	60°C	0,0216	0,9903	0,174	30
Grumixama	40°C	0,0028	0,9762	0,443	210
	50°C	0,0063	0,9604	0,374	100
	60°C	0,0100	0,9734	0,236	80
Feijoa	40°C	0,0040	0,9788	0,381	250
	50°C	0,0084	0,9847	0,186	140
	60°C	0,0206	0,9808	0,170	60

Fonte: Autor.

Segundo Ateeque et al. (2014) temperaturas mais altas consequentemente aumentam o gradiente de pressão de vapor das folhas, fazendo com que taxa de difusão da umidade do interior das folhas para as superfícies também aumente, favorecendo assim a transferência de massa. Além disso, a composição química das folhas principalmente em termos de umidade, fibras e o teor de lipídios superficiais das folhas podem influenciar na difusão da umidade, bem como nos valores obtidos para as taxas de secagem.

Resultados similares aos encontrados neste estudo foram reportados por Doymaz (2006) em folhas de menta (*Mentha spicata* L.), o autor observou que a taxa de secagem aumentou com o aumento da temperatura do ar de secagem das folhas de 35 para 60°C. O mesmo foi verificado por Premi, Sharma e Upadhyay (2012) ao analisarem as taxas de secagem das folhas de moringa (*Moringa* spp.) secas nas temperaturas de 50, 60, 70 e 80°C.

O período de taxa constante das curvas de secagem das folhas de uvaia, grumixama e feijoa é delimitado pelo teor de umidade crítico ( $X_c$ ). A Tabela 3.5 apresenta os valores e o tempo em que o  $X_c$  foi obtido para cada curva de secagem. O  $X_c$  e o tempo no qual foi atingido variou entre as amostras, este fato se deve à umidade crítica depender da facilidade com que a umidade se desloca no interior do sólido (FOUST *et al.*, 1982), sendo assim, fatores como composição química das folhas, morfologia e temperatura do ar de secagem podem interferir diretamente nos resultados obtidos. Dentre estes fatores, a mudança de temperatura apresentou uma grande influência nos resultados, uma vez que houve uma redução da  $X_c$  e do tempo com o aumento da temperatura, em todas as espécies. Os valores e o tempo da  $X_c$  também podem estar relacionados aos resultados obtidos com as taxas de secagem, onde observou-se que

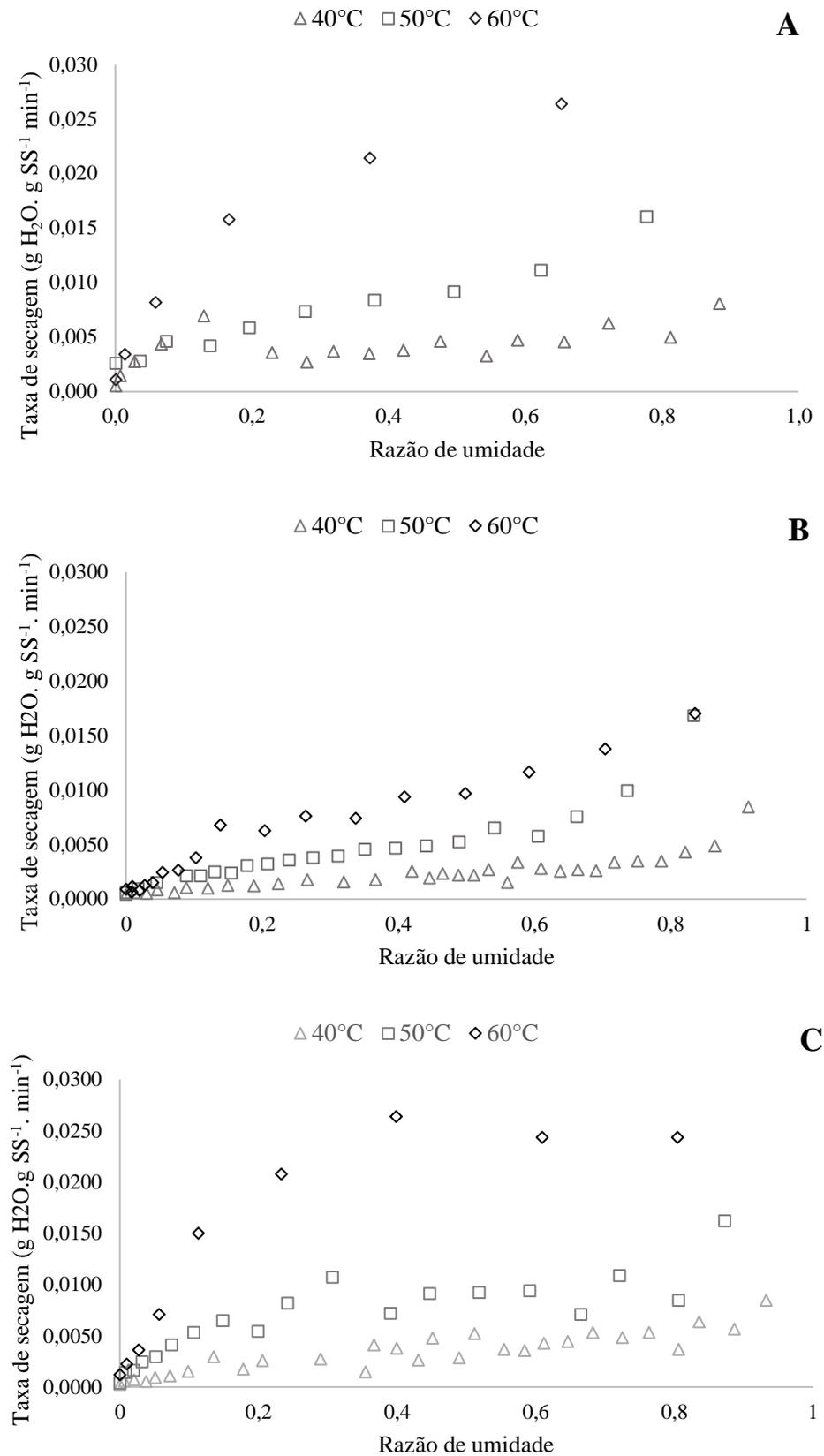
quanto maior a taxa menor o valor e o tempo da  $X_c$ . Contudo, os resultados apresentados na Tabela 3.5 indicam que temperaturas de secagem mais elevadas, aumentam as taxas de secagem na fase de taxa constante, removendo em uma maior quantidade e mais rapidamente a água livre na superfície das folhas até o atingimento da  $X_c$ .

A Figura 3.4 apresenta a variação da taxa de secagem em função da razão de umidade das folhas de uvaia, grumixama e feijoa, durante todo o processo de secagem calculada como o quociente da variação da umidade e da variação do tempo. A diferença na inflexão das curvas em função das temperaturas do ar de secagem indica que este parâmetro teve um efeito significativo na velocidade em que a umidade foi removida em todas as folhas. Observa-se que o aumento da temperatura promoveu um aumento tanto na taxa da etapa constante quanto na decrescente corroborando com o comportamento observado nas curvas de secagem e os valores de umidade crítica.

A taxa de secagem pode apresentar dois períodos que se diferenciam, como foi discutido anteriormente, em função dos processos de transferência de massa dominantes são denominados período de taxa constante e período de taxa decrescente (FELLOWS, 2006). Observando os gráficos apresentados na Figura 3.5, percebe-se que no processo de secagem das folhas, independentemente da matriz e da temperatura utilizada ocorreu um prolongado período de taxa constante com consequente período de taxa decrescente mais curto. Corroborando com os dados encontrados no ajuste linear da taxa constante de secagem e valores de  $X_c$  (Figura 3).

Contudo, os resultados apresentados indicam que o processo de secagem foi eficiente para remoção da umidade das folhas de uvaia, feijoa e grumixama. Mas, além das considerações relatadas acima sobre o efeito temperatura do ar de secagem nas curvas de secagem, este parâmetro também pode ser um fator crucial na manutenção da qualidade e quantidade dos compostos bioativos nas folhas secas e, portanto, este efeito deve ser avaliado.

Figura 3.4. Variação das taxas de secagem em função da razão de umidade das folhas de uvaia, grumixama e feijoa nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.



Fonte: Autor (2020).

## 3.2 MODELAGEM MATEMÁTICA DAS CURVAS DE SECAGEM

### 3.2.1 Coeficiente de difusão e energia de ativação

Os valores obtidos para o coeficiente de difusão ( $D_{ef}$ ) e para a energia de ativação ( $E_a$ ) das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60 °C, são apresentados na Tabela 3.6 Os ajustes do modelo da segunda lei de Fick aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas são apresentados no Apêndice C.

Tabela 3.6. Coeficiente de difusão da umidade ( $D_{ef}$ ) e energia de ativação ( $E_a$ ) das folhas de uvaia, grumixama e feijoa secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.

Espécie	Temperatura (°C)	$D_{ef} \times 10^{-12}$ (m <sup>2</sup> /s)	R <sup>2</sup>	SQE	REQM	$E_a$ (kJ/mol)
Uvaia	40	0,59	0,9337	0,1112	0,0809	70,63
	50	1,44	0,9478	0,0559	0,0748	
	60	3,04	0,9556	0,0384	0,0800	
Grumixama	40	0,95	0,9624	0,1012	0,0571	62,68
	50	2,43	0,9766	0,0384	0,0428	
	60	4,02	0,9552	0,0778	0,0657	
Feijoa	40	1,04	0,9433	0,1577	0,0737	79,94
	50	2,55	0,9069	0,1850	0,0987	
	60	6,56	0,9199	0,0955	0,1030	

Onde, R<sup>2</sup> (coeficiente de determinação), SQE (Soma de Quadrados do Erro), REQM (Raiz do Erro Quadrático Médio) são os parâmetros da qualidade do ajuste da  $D_{ef}$ .

Fonte: Autor.

O processo de difusão do vapor d'água através da matriz (folhas) é induzido principalmente pelo gradiente da pressão de vapor e é o mecanismo de transferência de massa predominante na secagem das folhas. Portanto, os valores aqui apresentados para os coeficientes de difusão efetivos descrevem uma propriedade das folhas, no qual representa a velocidade média em que o vapor d'água é transportado para fora do material. Sendo assim, este é um dos principais parâmetros utilizados para avaliar e/ou controlar a cinética de secagem de alimentos, uma vez que a partir da determinação do  $D_{ef}$  podem ser previstos tempos médios de secagem, a distribuição e o transporte da umidade interna do material, além de possibilitar a determinação de parâmetros termodinâmicos (energia de ativação, entalpia, entropia e energia livre de Gibbs) que permitem avaliar gastos energéticos e são importantes informações para projetar secadores (AGUERRE; GABITTO; CHIRIFE, 1985; CRANK, 1975; OLIVEIRA et al., 2015; SILVA et al., 2017). A  $D_{ef}$  das espécies de folhas avaliadas variou de  $5,98 \times 10^{-13}$  a

$6,56 \times 10^{-12}$  m<sup>2</sup>/s esta variação se deu em função da temperatura do ar de secagem e em função da espécie.

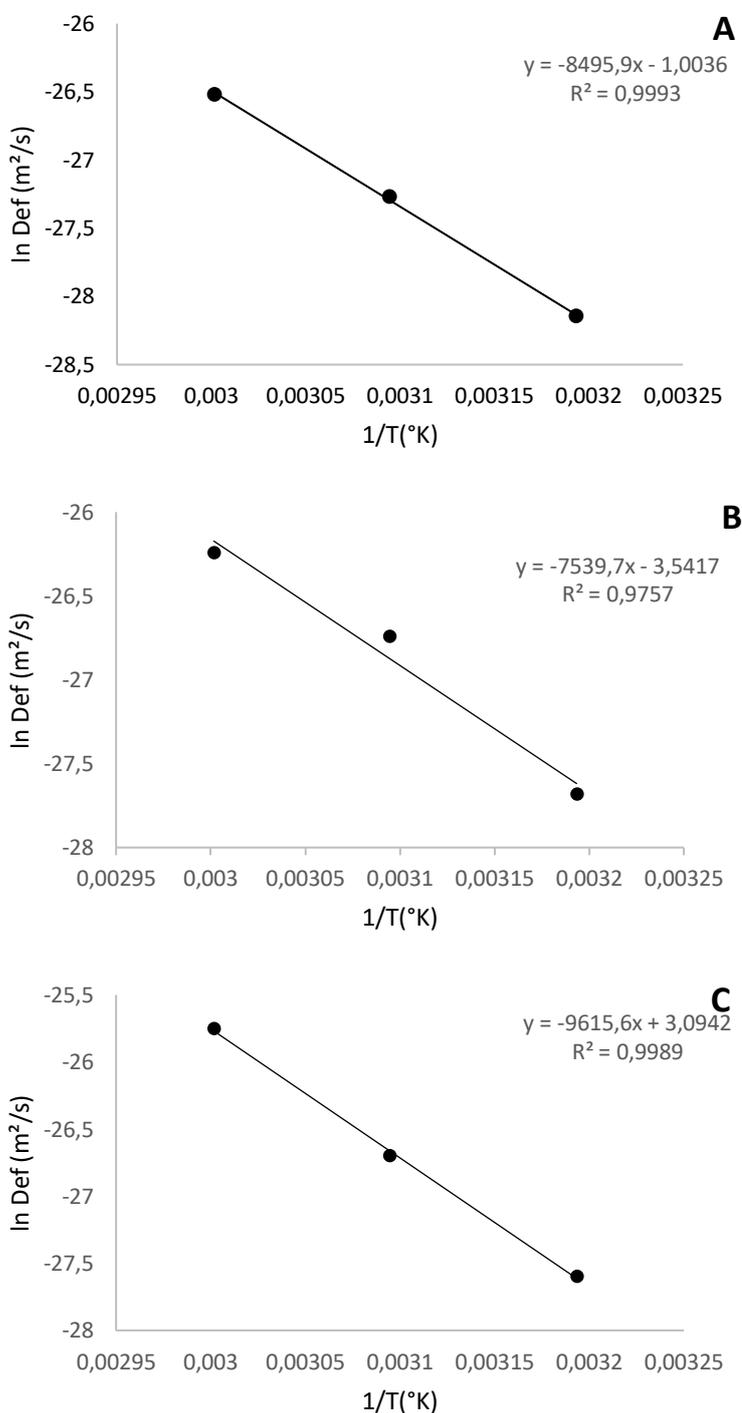
Outros autores reportam valores do coeficiente de difusão entre  $1,48 \times 10^{-10}$  a  $9,74 \times 10^{-11}$  m<sup>2</sup>/s para folhas de alecrim (MGHAZLI et al., 2017), Reis et al. (2012) obtiveram valores entre  $9,10 \times 10^{-12}$  a  $2,92 \times 10^{-11}$  m<sup>2</sup>/s para folhas de manjeriço e Park, Vohnikova e Brod (2002) obtiveram valores para  $D_{ef}$  que variaram entre  $4,77 \times 10^{-13}$  a  $2,94 \times 10^{-12}$  m<sup>2</sup>/s para folhas de menta. Sendo estes valores próximos aos encontrados no presente estudo para as folhas de uvaia, grumixama e feijoa.

Analisando os dados em função da temperatura, observa-se que o  $D_{ef}$  aumenta com o aumento da temperatura do ar de secagem para todas as espécies de folhas, o que sugere que, para menores temperaturas as folhas oferecem uma maior resistência interna ao transporte de água, resultando em menores  $D_{ef}$  (SHARMA; PRASAD; CHAHAR, 2009; XIAO et al., 2010). Estes resultados corroboram com dados das curvas de secagem e das taxas de secagem obtidos neste trabalho.

Ao comparar os valores de  $D_{ef}$  por espécies, observou-se que as folhas de uvaia apresentaram os menores valores para as  $D_{ef}$  em todas as temperaturas de secagem avaliadas, seguido da grumixama e da feijoa ( $U < G < F$ ). Este fato pode ser devido a diferenças na composição química e morfologia das folhas (porosidade) conforme observado por Yin et al. (2015) e Aguilera (2005). Por outro lado, Maroulis et al. (2001) reportaram que o teor de umidade inicial das amostras possui um efeito significativo na  $D_{ef}$ , quando avaliaram o processo de secagem de diferentes amostras (milho, arroz, maçã, banana, uva, cenoura, alho, cebola e batata) observou um incremento no valor de  $D_{ef}$  com o aumento do teor de umidade amostras. Neste sentido, a umidade inicial (bs) das folhas de uvaia, grumixama e feijoa foi de  $0,81 \pm 0,09$ ,  $1,06 \pm 0,05$  e  $1,36 \pm 0,04$  g H<sub>2</sub>O/ g SS, respectivamente (Tabela 3.4) o que pode ter contribuído para o comportamento observado no  $D_{ef}$ .

A Tabela 3.6 apresenta os dados da energia de ativação para cada espécie, os valores de  $\ln(D_{ef})$  das folhas de uvaia, grumixama e feijoa foram plotados em função da temperatura absoluta ( $1/T$ ) e realizado o ajuste linear (Figura 3.5). Em todas as espécies de folhas verificou-se a presença de uma linha reta na faixa de temperatura de secagem investigadas, com elevados coeficientes de determinação ( $R^2 > 0,97$ ), indicando a dependência de Arrhenius.

Figura 3.5. Representação de Arrhenius para a relação entre o coeficiente de difusão efetivo e a temperatura absoluta para as folhas: A) uvaia, B) grumixama e C) feijoa.



Fonte: Autor.

Observa-se um bom ajuste da equação de Arrhenius aos dados experimentais com coeficientes de determinação acima de 0,98 e os valores da energia de ativação estimados variaram de 62,68 a 79,94 kJ/mol para as espécies avaliadas. A energia de ativação pode ser definida como a energia mínima exigida pelo sistema para que um determinado processo ocorra.

Segundo Corzo, Bracho e Alvarez (2008) valores da energia de ativação mais altos indicam uma maior barreira termodinâmica que deve ser ultrapassada para que o processo de difusão ocorra. Neste sentido, a feijoa apresentou os maiores valores de  $E_a$  quando comparada as demais espécies. Este comportamento indica que as folhas de feijoa possuem um conjunto de características termodinâmicas que exige uma maior quantidade de energia do sistema para se iniciar o processo de difusão.

Nourhène, Mohammed e Nabil (2008) avaliando o processo de secagem de folhas de diferentes variedades de oliva, citaram valores de energia de ativação entre 52,15 a 83,60 kJ/mol para as variedades Chetoui e Zarrazi, respectivamente. Bensebia e Allia (2015) estudando a secagem de folhas de alecrim a 40, 50 e 60°C reportaram  $E_a$  de 66,3 kJ/mol, valores similares foram reportados por Goneli *et al.* (2014) ao secar folhas de erva baleeira (*Cordia verbenacea* DC.) nas temperaturas de 40, 50, 60 e 70° obtiveram a energia de ativação de 62,89kJ/mol. Mujaffar e John (2018) encontraram valores para  $E_a$  das folhas de capim-limão (*Cymbopogon citratus*) que variaram entre 58,894 e 67,917 kJ/mol e segundo os autores esta variação ocorreu em função da alteração da velocidade do ar (0,5, 1 e 2 m/s). Deste modo, os dados encontrados na literatura para  $E_a$  em folhas são próximos ao encontrado neste estudo para as folhas de uvaia, grumixama e feijoa.

### 3.2.2 Avaliação do ajuste dos modelos empíricos e semi-empíricos

Os modelos empíricos e semi-empíricos de Newton, Page, Henderson e Pabis, Logarítmico e Wang e Singh foram ajustados aos dados experimentais das curvas cinéticas de secagem das folhas de uvaia, grumixama e feijoa. Os parâmetros dos modelos e as avaliações estatística dos ajustes em termos de  $R^2$ , SQE e REQM são apresentados nas Tabelas 3.7-3.9.

Os modelos empíricos e semi-empíricos originam-se da segunda lei de Fick e na lei do resfriamento de Newton aplicada à transferência de massa, de modo a fornecer elementos para estudar a resistência externa à transferência de umidade, portanto estes modelos se restringem a avaliação dos fenômenos de remoção de umidade na superfície das folhas sem considerar a resistência interna (ERBAY; ICIER, 2010; INYANG; OBOH; ETUK, 2018).

Segundo Sharma, Verma e Pathare (2005) o coeficiente de determinação é o principal critério utilizado para selecionar o melhor ajuste das equações às curvas de secagens das amostras desidratadas. O menor valor do coeficiente de determinação foi de 0,9619, sendo que para a maioria dos ajustes este parâmetro foi superior a 0,99, indicando assim um bom ajuste

dos modelos aos resultados experimentais uma vez que, todos os valores do  $R^2$  são maiores que o valor mínimo recomendado (0,93) por Madamba, Driscoll e Buckle1 (1996).

Tabela 3.7. Ajuste dos modelos aplicados aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de uvaia.

Modelo	T (°C)	Parâmetros*	R <sup>2</sup>	SQE	REQM
Newton	40	k= 0,0116	0,9878	0,0204	0,0347
	50	k= 0,0265	0,9860	0,0150	0,0387
	60	k= 0,0545	0,9832	0,0145	0,0492
Page	40	k= 0,0054, n= 1,1720	0,9950	0,0084	0,0229
	50	k= 0,0130, n= 1,1870	0,9938	0,0066	0,0271
	60	k= 0,0176, n= 1,3620	0,9989	0,0009	0,0137
Henderson e Pabis	40	k= 0,0119, a= 1,0280	0,9890	0,0184	0,0340
	50	k= 0,0272, a= 1,0270	0,9871	0,0138	0,0392
	60	k= 0,0560, a= 1,0330	0,9846	0,0133	0,0516
Logarítmico	40	a= 1,1200, k= 0,0093, c= -0,1192	0,9978	0,0037	0,0158
	50	a= 1,1740, k= 0,0187, c= -0,1816	0,9996	0,0004	0,0075
	60	a= 1,1290, k= 0,0433, c= -0,1136	0,9954	0,0040	0,0315
Wang and Singh	40	a= -0,0087, b= 1,90x10 <sup>-05</sup>	0,9965	0,0058	0,0191
	50	a= -0,0193, b= 9,54x10 <sup>-05</sup>	0,9964	0,0038	0,0206
	60	a= -0,0384, b= 0,0004	0,9991	0,0008	0,0126

\*Correspondem aos coeficientes de ajuste dos modelos: k é a constante de secagem (min<sup>-1</sup>), n, a e c são constantes adimensionais. Onde, R<sup>2</sup> (coeficiente de determinação), SQE (soma dos quadrados do erro), REQM (raiz do erro quadrático médio) são os parâmetros da qualidade do ajuste dos respectivos modelos.

Tabela 3.8. Ajuste dos modelos aplicados aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de grumixama.

Modelo	T (°C)	Parâmetros*	R <sup>2</sup>	SQE	REQM
Newton	40	k= 0,0051	0,9918	0,0222	0,0267
	50	k= 0,0124	0,9928	0,0118	0,0237
	60	k= 0,0197	0,9892	0,0188	0,0323
Page	40	k= 0,0046, n= 1,0190	0,9919	0,0218	0,0270
	50	k= 0,0136, n= 0,9796	0,9930	0,0116	0,0240
	60	k= 0,0090, n= 1,1890	0,9969	0,0053	0,0177
Henderson e Pabis	40	k= 0,0050, a= 0,9816	0,9924	0,02057	0,02618
	50	k=0,0120, a= 0,9736	0,9939	0,01004	0,0224
	60	k= 0,0204, a= 1,038	0,9907	0,01609	0,03077
Logarítmico	40	a= 1,0720, k= 0,0038, c= -0,1204	0,9986	0,0038	0,0115
	50	a= 1,0210, k= 0,0102, c= -0,0679	0,9971	0,0047	0,0157
	60	a= 1,0840, k= 0,0169, c= -0,0727	0,9976	0,0043	0,0163
Wang and Singh	40	a= -0,0039, b= 4,00x10 <sup>-06</sup>	0,9813	0,0505	0,0410
	50	a= -0,0089, b= 2,02x10 <sup>-05</sup>	0,9701	0,04913	0,04956
	60	a= -0,0137, b= 4,69x10 <sup>-05</sup>	0,9934	0,01148	0,02599

\*Correspondem aos coeficientes de ajuste dos modelos: k é a constante de secagem (min<sup>-1</sup>), n, a e c são constantes adimensionais. Onde, R<sup>2</sup> (coeficiente de determinação), SQE (soma dos quadrados do erro), REQM (raiz do erro quadrático médio) são os parâmetros da qualidade do ajuste dos respectivos modelos.

Tabela 3.9. Ajuste dos modelos aplicados aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de feijoa.

Modelo	T (°C)	Parâmetros	R <sup>2</sup>	SQE	REQM
Newton	40	k= 0,0059	0,9910	0,0252	0,0295
	50	k= 0,0137	0,9619	0,0757	0,0631
	60	k= 0,0344	0,9654	0,0413	0,0677
Page	40	k= 0,0028, n= 1,1460	0,9968	0,0089	0,0179
	50	k= 0,0024, n= 1,3920	0,9904	0,0190	0,0325
	60	k= 0,0055, n= 1,5170	0,9986	0,0016	0,0143
Henderson e Pabis	40	k= 0,0061, a= 1,0270	0,9921	0,0221	0,0281
	50	k= 0,0145, a= 1,0690	0,9676	0,0644	0,0598
	60	k= 0,0365, a= 1,0710	0,9713	0,0342	0,0654
Logarítmico	40	a= 1,1100, k= 0,0048, c= -0,1120	0,9992	0,0024	0,0093
	50	a= 1,3280, k= 0,0082, c= -0,3208	0,9948	0,0103	0,0246
	60	a= 1,1970, k= 0,0263, c= -0,1549	0,9882	0,0141	0,0448
Wang and Singh	40	a= -0,0045, b= 5,24x10 <sup>-6</sup>	0,9952	0,0133	0,0218
	50	a= -0,0098, b= 2,34x10 <sup>-6</sup>	0,9977	0,0046	0,0160
	60	a= -0,0247, b= 0,0002	0,9957	0,0052	0,0254

\*Correspondem aos coeficientes de ajuste dos modelos: k é a constante de secagem (min<sup>-1</sup>), n, a e c são constantes adimensionais. Onde, R<sup>2</sup> (coeficiente de determinação), SQE (soma dos quadrados do erro), REQM (raiz do erro quadrático médio) são os parâmetros da qualidade do ajuste dos respectivos modelos.

Fonte: Autor.

Todos os modelos avaliados apresentaram valores satisfatórios para os parâmetros de qualidade, elevados R<sup>2</sup> e baixos valores para o SQE e REQM para as folhas de uvaia, grumixama e feijoa. No entanto, os modelos de Page e Logarítmico foram os que melhor se ajustaram aos dados experimentais, onde obtivemos melhores valores para os parâmetros de avaliação do ajuste (R<sup>2</sup> >0,988 e menores SQE e REQM), para todas as espécies de folhas. Dentre estes modelos, o Logarítmico teve também a melhor representação gráfica para todas as folhas em todas as temperaturas de secagem (Apêndice D), bem como os menores valores para SQE e REQM que variaram entre 0,0004 a 0,0141 e entre 0,0075 a 0,0448, e distribuição aleatória dos resíduos (Apêndice E), demonstrando assim um bom ajuste aos dados experimentais. Sendo assim, o modelo Logarítmico foi selecionado para representar o comportamento da secagem convectiva em camada fina das folhas de uvaia, grumixama e feijoa.

Entre os parâmetros dos modelos o valor de “k” referente a constante de secagem (min<sup>-1</sup>), reflete uma combinação de fenômenos que ocorrem durante o processo de secagem e que envolvem difusividade da umidade, condutividade térmica, calor da interface e coeficientes de transferência de massa (MARINOS-KOURIS; MAROULIS, 2015). Os valores de k no modelo

Logarítmico variaram entre 0,0093 a 0,0433 para uvaia, 0,0038 a 0,0169 para grumixama e 0,0048 a 0,0263 para a feijoa. Em todas as espécies o valor de  $k$  aumentou com o aumento da temperatura, logo, estes dados estão de acordo com os resultados obtidos nas curvas de secagem, taxas e coeficientes de difusão.

O modelo Logarítmico já foi aplicado e indicado por outros autores para descrever curvas de secagem de produtos agrícolas. Kadam, Goyal e Gupta (2011) estudaram a secagem de folhas de manjeriço a 55, 60 e 65°C em secadores tipo túnel e de bandejas e avaliaram o ajuste de seis modelos matemáticos as curvas de secagem. Segundo estes autores o modelo Logarítmico foi o que melhor se ajustou aos resultados experimentais e reportam valores de  $k$  entre 0,0099 a 0,0618. Ashtiani, Salarikia e Golzarian (2017) também concluíram que o modelo Logarítmico foi o melhor para representar as curvas de secagem das folhas de hortelã pimenta, durante a secagem convectiva usando temperaturas de 30, 40 e 50°C e velocidade do ar de 0,5, 1 e 1,5 m/s. Os autores obtiveram valores de  $k$  que variaram entre 0,0019 a 0,0031 e observaram um incremento neste parâmetro com o aumento da temperatura do ar de secagem. Estes resultados corroboram com os valores encontrados para as folhas avaliadas neste estudo.

Em outro estudo, folhas da videira betel (*Piper betel* L.) foram secas em secadores tipo túnel e tipo bandeja nas temperaturas de 50, 60 e 70°C e foram determinadas experimentalmente as curvas de secagem e ajustados a onze modelos empíricos e semi-empíricos, dentre os quais o modelo Logarítmico. Os autores reportaram que o modelo Logarítmico foi o que melhor se ajustou aos dados experimentais da secagem em túnel e obtiveram  $k=0,0060$  para a secagem realizada a 60°C, os valores de  $k$  para as demais temperaturas não foram mencionados. O modelo de Page modificado foi o mais indicado para descrever a secagem em bandeja (BALASUBRAMANIAN et al., 2011). Doymaz (2009) apesar de não reportar valores para  $k$ , também considerou o modelo Logarítmico como o mais adequado para representar as curvas de secagem das folhas de espinafre, quando comparado aos modelos de Henderson e Pabis, Lewis e Page, esta observação foi realizada de acordo com a avaliação dos parâmetros de qualidade do modelo ( $R^2$  e  $X^2$ ).

Deste modo, resultados obtidos neste trabalho estão de acordo com os resultados encontrados na literatura para o ajuste de curvas de secagem de diferentes espécies de folhas, demonstrando assim que o modelo Logarítmico descreve adequadamente o comportamento da secagem para as folhas para uvaia, feijoa e grumixama nas três temperaturas avaliadas.

Os parâmetros adimensionais “a” e “c” do modelo Logarítmico correspondem a uma indicação da forma e a uma constante empírica, respectivamente (ERBAY; ICIER, 2010). Os

valores de  $a$  obtidos nos ajustes das curvas variaram de 1,12 a 1,17 para as folhas de uvaia, 1,02 a 1,08 para as folhas de grumixama e 1,11 e 1,32 para as folhas de feijoa. Estes dados são próximos aos encontrados para folhas de hortelã pimenta, que variaram de 0,92 a 0,98 (ASHTIANI; SALARIKIA; GOLZARIAN, 2017) e para folhas de coentro que variaram de 0,96 a 0,99 (SARIMESELI, 2011).

O parâmetro  $c$  obteve valores negativos para todas as espécies de folhas que variaram de -0,18 a -0,11 para uvaia, -0,12 a -0,07 para grumixama e -0,32 a -0,11 para a feijoa. Na literatura foram encontrados valores similares que variaram entre -0,26 a -0,008 para folhas de alecrim (MGHAZLI et al., 2017), Demir et al. (2004) reportam valor de  $c$  de 0,019 para folhas de louro e Torki-Harchegani et al. (2016) encontraram valores entre -0,10 e -0,01 para folhas de hortelã pimenta. Os valores de  $a$  e  $c$  também são similares para o ajuste do modelo Logarítmico em outras espécies agrícolas, como por exemplo cebola em fatias (SHARMA; VERMA; PATHARE, 2005), melão (*Solanum muricatum* Ait) em fatias (URIBE et al., 2011), batata em fatias (AKPINAR; MIDILLI; BICER, 2003) e yacon (*Smallanthus sonchifolius*) em fatias (SHI; ZHENG; ZHAO, 2013).

### 3.3 PLANEJAMENTO FATORIAL

O planejamento fatorial  $2^2$  com a adição de dois pontos centrais foi escolhido para otimização do processo de produção dos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa. Os valores investigados para as variáveis tempo e concentração do solvente, assim como a resposta (variável dependente) em termos de rendimento de extrato (%) dos respectivos experimentos são apresentados na Tabela 3.10 para as folhas de uvaia, grumixama e feijoa, respectivamente. A partir dos resultados dos rendimentos foram construídos os diagramas de Pareto conforme apresentados nas Figuras 3.6-3.8 e seus correspondentes valores dos efeitos, coeficientes da regressão e tabelas ANOVA.

Os valores de rendimentos dos extratos brutos secos de cada tratamento variaram entre 21,72 a 32,04% para as folhas de uvaia, 28,95 a 34,47% para as folhas de grumixama e 22,05 a 26,01% para as folhas de feijoa. Os maiores rendimentos obtidos para as folhas de grumixama podem ser atribuídos à composição química das folhas que pode ter contribuído para uma maior solubilidade dos compostos nas condições testadas de extração.

Beyhan, Elmastaş e Gedikli (2010) encontraram valor similar para o rendimento do extrato das folhas da feijoa de 22,12% obtido pelo método convencional de extração e

utilizando metanol PA como solvente. Takao, Imatomi e Gualtieri (2015) obtiveram rendimentos de extração para doze espécies de Myrtaceae que variaram de 10,4% para as folhas de *Hexachlamys edulis* a 29,2% para as folhas de *Psidium australe*, sendo estes extratos aquosos. Fu et al. (2016) avaliaram os rendimentos de extração da folha de batata doce (*Ipomoea batatas* L.) e os ensaios foram realizados com dez diferentes solventes, os autores obtiveram valores de rendimento que variaram entre  $20,3 \pm 0,5\%$  para o extrato produzido com etanol 90% a  $33,4 \pm 0,4\%$  para o extrato produzido com acetona 50%. Portanto, estes dados corroboram com os encontrados no presente estudo e as diferenças nas concentrações de rendimento do extrato bruto das folhas são geralmente associadas a composição das folhas, tipo de solvente, proporção soluto e solvente e método de extração.

Tabela 3.10. Níveis, variáveis e a respostas obtidas para o planejamento fatorial 2<sup>2</sup> para obtenção dos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa.

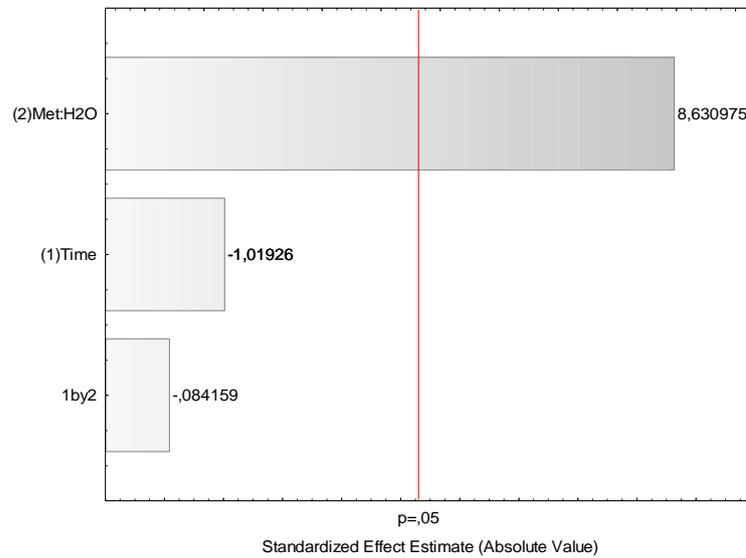
Ensaio	Tempo (min)	Metanol:água (v/v)	Rendimento de extrato bruto seco (%)		
			Uvaia	Grumixama	Feijoa
1	120	50:50	21,72	29,09	22,05
2	60	50:50	22,72	28,95	24,14
3	60	80:20	32,04	33,39	25,96
4	120	80:20	30,86	34,47	26,01
5	90	65:35	25,73	33,81	23,19
6	90	65:35	25,36	33,33	23,46

Fonte: Autor.

Os diagramas de Pareto apresentados nas Figuras 3.6-3.8 para as folhas de uvaia, grumixama e feijoa, respectivamente, são uma representação gráfica do efeito das variáveis independentes sobre a resposta. As colunas representam a intensidade dos efeitos padronizados (valores absolutos) do tempo (1-Tempo) e concentração de metanol (2-Met) e da interação entre as variáveis, calculadas considerando o erro puro e dispostas de modo decrescente, a linha transversal às colunas representa o valor a partir do qual os efeitos são estatisticamente significativos (RODRIGUES; IEMMA, 2014) ao nível de 95% de confiança para as folhas de uvaia e nível de 89,5% de confiança para as folhas de grumixama e feijoa. Contudo, sabendo que estes ensaios foram realizados para a otimização do rendimento de extração para produção de um extrato antioxidante observamos que os extratos da grumixama e da feijoa produzidos com 80% de metanol aumentaram o rendimento em 14 e 11%, respectivamente em relação aos

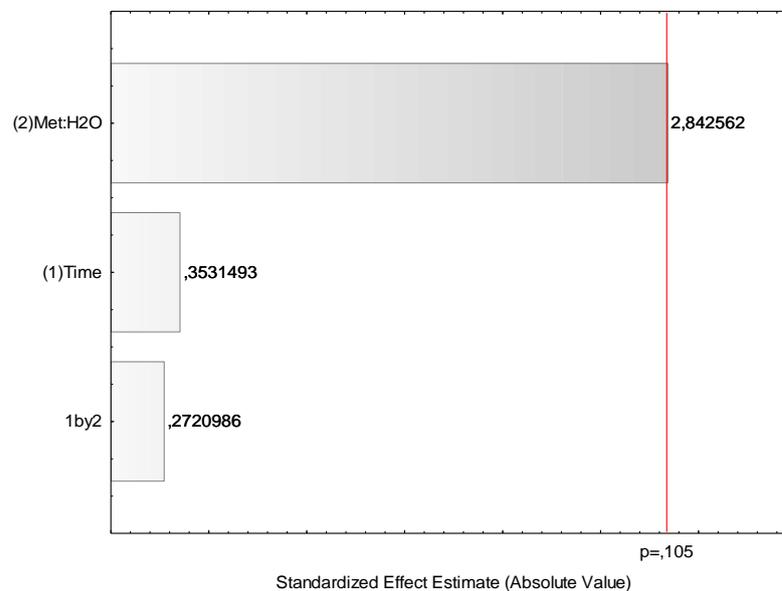
ensaios usando metanol a 50% do fatorial. Portanto consideramos os modelos da grumixama e feijoa adequado, apesar de apresentar uma menor qualidade do ajuste ( $p < 0,105$ ).

Figura 3.6. Diagrama de Pareto para o planejamento fatorial  $2^2$  de produção do extrato das folhas de uvaia.



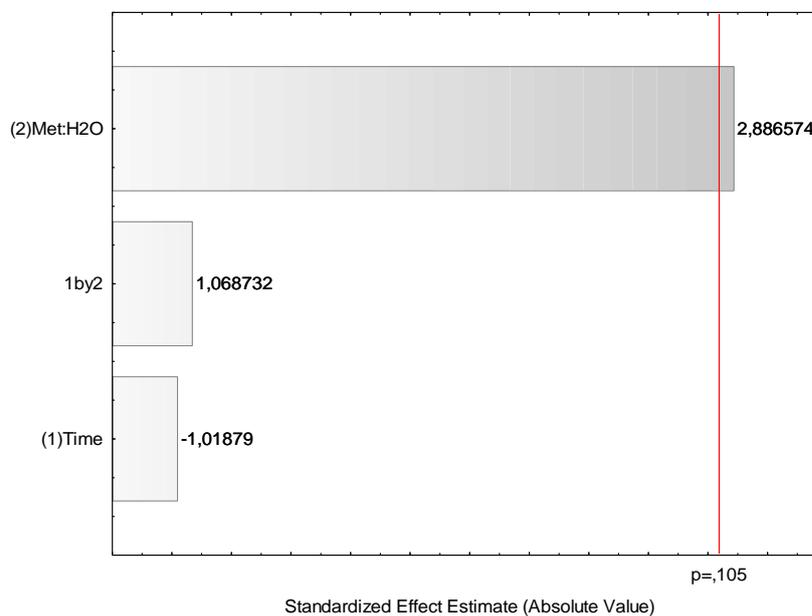
Fonte: Autor.

Figura 3.7. Diagrama de Pareto para o planejamento fatorial  $2^2$  de produção do extrato das folhas de grumixama.



Fonte: Autor.

Figura 3.8. Diagrama de Pareto para o planejamento fatorial  $2^2$  de produção do extrato das folhas de feijoa.



Nos diagramas de Pareto observou-se que a variável concentração de metanol influenciou significativamente ( $p < 0,05$  para uvaia e  $p < 0,105$  para grumixama e feijoa) o aumento do percentual de rendimento do extrato bruto seco em todas as folhas avaliadas. Os sinais positivos desta variável indicam que maiores concentrações de metanol aumentaram o rendimento do extrato bruto seco para todas as espécies avaliadas. O metanol tem sido constantemente utilizado e citado na literatura como solvente para produção de extratos de diversas espécies de folhas, como por exemplo extratos metanólicos produzidos com as folhas do cedro-de-espanha (*Juniperus oxycedrus* L.) (KARAMAN et al., 2003), extratos metanólicos das folhas da *Artemisia vulgaris* e *Artemisia campestris* (KARABEGOVIC et al., 2011), extrato metanólico das folhas de *Phlomis crinita* (MEROUANE; SAADI; NOUI, 2018) e extrato metanólico das folhas de *Hibiscus asper* Hook.f. (HRITCU et al., 2011).

A concentração ideal deste solvente para extração, principalmente dos compostos bioativos de espécies vegetais, pode variar de acordo com cada espécie. Por isso, faz-se necessário a investigação da concentração ideal para as folhas de Myrtaceae avaliadas neste estudo. Sendo assim, os ensaios onde foram usados metanol:água como solvente na proporção de 80:20 foram obtidos os maiores valores de rendimento para todas as folhas avaliadas. Manpong et al. (2011) compararam o índice de polaridade de diferentes concentrações de metanol ao da água pura e obtiveram o índice de 9,0 para água, 8,28 para a solução de metanol:água 30:70 (v/v), 7,80 para a solução de metanol:água 50:50 (v/v), 7,32 para a solução

de metanol:água 70:30 e 6,60 para o metanol P.A, sendo assim os autores observaram que altas concentrações de metanol possuem um menor índice de polaridade quando comparado a água. Deste modo, estes resultados indicam que a utilização da solução de extração de polaridade intermediária pode ter favorecido a extração de compostos com maior afinidade, como por exemplo compostos fenólicos.

Sultana, Anwar e Ashraf (2009) avaliaram o efeito dos solventes (etanol PA, metanol PA, etanol:água 80:20 e metanol:água 80:20 v/v) e dos métodos de extração por *shaking* e refluxo para extração dos compostos bioativos de sete plantas medicinais, entre estas as folhas de *Moringa oleífera* e *Aloe barbadensis*. Os autores obtiveram o maior rendimento de extração e a maior concentração de compostos fenólicos, flavonoides totais e atividade antioxidante (poder redutor, DPPH e oxidação do ácido linoleico) para estas folhas utilizando metanol 80% como solvente. Resultados similares são reportados por Martins et al. (2015) para os extratos das folhas de sálvia (*Salvia officinalis* L.), onde os extratos preparados com metanol:água 80:20 (v/v) apresentam maior atividade antioxidante em todos os métodos avaliados (DPPH, poder redutor, inibição do  $\beta$ -caroteno e inibição do TBARS) e atividade antifúngica para algumas espécies de cândida (*C. parapsilosis* AD, *C. parapsilosis* 491861, *C. tropicalis* ATCC 750, *C. tropicalis* T2.2) quando comparado ao extrato aquoso. Os resultados encontrados por estes autores corroboram com a avaliação realizada no presente estudo.

Por outro lado, a variável tempo não teve efeito significativo sobre o rendimento, indicando que em 60 min de extração foi atingido o máximo de solubilização dos compostos disponíveis nas folhas, nas condições de extração utilizadas, o que pode indicar que durante este tempo o sistema atingiu a condição de equilíbrio. A interação entre as variáveis tempo e concentração de metanol também foi calculada e não apresentou efeito significativo no rendimento de extração. A padronização de outros parâmetros do processo de extração como, tamanho das partículas das folhas (35 mesh) e temperatura do processo podem ter favorecido o processo extrativo fazendo com que 60 min fosse o tempo suficiente para garantir o máximo de rendimento para todas as amostras avaliadas, nestas condições de processo.

As Tabelas 3.11, 3.13 e 3.15 apresentam os valores dos efeitos do tempo e da concentração de metanol e seus respectivos coeficientes da regressão linear para a otimização da produção dos extratos de uvaia, grumixama e feijoa. As Tabelas confirmam o efeito significativo da concentração de metanol (valores em negrito) no rendimento dos extratos brutos, ao nível de 95% de confiança para os extratos de uvaia e 89,5% para o extrato de grumixama e feijoa. O mesmo pode ser verificado nas tabelas da ANOVA (Tabelas 3.12, 3.14

e 3.16) onde o  $F_{cal} > F_{tab}$  para os valores obtidos para a concentração de metanol, portanto rejeitou-se a hipótese nula e assumiu-se a hipótese alternativa, confirmando que existe diferença significativa entre os valores de rendimento obtidos com diferentes concentrações de metanol.

Tabela 3.11. Efeitos, erro padrão, valores de t, probabilidade estatística p, coeficientes de regressão linear e limites de confiança a  $\pm 95\%$  de confiança, obtidos pelo planejamento fatorial  $2^2$  de produção dos extratos das folhas de uvaia

Fatores	Efeitos	Erro padrão	t (3)	p	Coef. Reg.	-95% lim. confiança	+95% lim. confiança
Média/ Interseção	26,4050	0,4366	60,4811	0,0003	26,4050	24,5265	28,2835
Tempo (V1)	-1,0900	1,0694	-1,0193	0,4153	-0,5450	-2,8456	1,7556
<b>[Met] (V2)*</b>	<b>9,2300</b>	<b>1,0694</b>	<b>8,6310</b>	<b>0,0132</b>	<b>4,6150</b>	<b>2,3143</b>	<b>6,9156</b>
1 by 2	-0,0900	1,0694	-0,0842	0,9406	-0,0450	2,3456	2,2556

\*Linha em negrito corresponde ao efeito estatisticamente significativo ( $p=0,05$ ).

Fonte: Autor.

Tabela 3.12. Análise de variância (ANOVA) obtida pelo planejamento fatorial  $2^2$  de produção dos extratos da folha de uvaia.

Fatores	SQ	gl	MQ	F	p
Tempo (V1)	1,1881	1	1,1881	1,0388	0,4153
<b>[Met] (V2)*</b>	<b>85,1929</b>	<b>1</b>	<b>85,1929</b>	<b>74,4937</b>	<b>0,0131</b>
1 by 2	0,0081	1	0,0081	0,00708	0,9405
Erro	2,2872	2	1,1436		
Total	88,6763	5			

\*Linha em negrito corresponde ao efeito estatisticamente significativo ( $p=0,05$ ).

Fonte: Autor.

Tabela 3.13. Efeitos, erro padrão, valores de t, probabilidade estatística p, coeficientes da regressão linear e limites de confiança a  $\pm 89,5\%$  de confiança, obtidos pelo planejamento fatorial  $2^2$  de produção dos extratos das folhas de grumixama.

Fatores	Efeitos	Erro padrão	t (3)	p	Coef. Reg.	-89,5% lim. confiança	+89,5% lim. confiança
Média/ Interseção	32,1733	0,7052	45,6247	0,0005	32,1733	30,1723	34,1743
Tempo (V1)	0,6100	1,7273	0,3531	0,7577	0,3050	-2,1456	2,7556
<b>[Met] (V2)*</b>	<b>4,9100</b>	<b>1,7273</b>	<b>2,8425</b>	<b>0,1046</b>	<b>2,4550</b>	<b>0,0044</b>	<b>4,9056</b>
1 by 2	0,4700	1,7273	0,2721	0,8111	0,2350	-2,2156	2,6856

\*Linha em negrito corresponde ao efeito estatisticamente significativo ( $p=0,075$ ).

Fonte: Autor.

Tabela 3.14. Análise de variância (ANOVA) obtida pelo planejamento fatorial 2<sup>2</sup> de produção dos extratos da folha de grumixama.

Fatores	SQ	gl	MQ	F	p
Tempo (V1)	0,3721	1	0,3721	0,1247	0,7577
<b>[Met] (V2)*</b>	<b>24,1081</b>	<b>1</b>	<b>24,1081</b>	<b>8,0802</b>	<b>0,1047</b>
1 by 2	0,2209	1	0,2209	0,0740	0,8110
Erro	5,9672	2	2,0627		
Total	30,6683	5			

\*Linha em negrito corresponde ao efeito estatisticamente significativo (p=0,075).

Fonte: Autor.

Tabela 3.15. Efeitos, erro padrão, valores de t, probabilidade estatística p, coeficientes da regressão linear e limites de confiança a  $\pm 89,5\%$ , obtidos pelo planejamento fatorial 2<sup>2</sup> de produção dos extratos das folhas de feijoa.

Fatores	Efeitos	Erro padrão	t (3)	p	Coef. Reg.	-89,5% lim. confiança	+89,5% lim. confiança
Média/ Interseção	24,1350	0,4087	59,0484	0,0028	24,1350	22,9752	25,2947
Tempo (V1)	-1,0200	1,0012	-1,0188	0,4154	-0,5100	-1,9304	0,9104
<b>[Met](V2)*</b>	<b>2,8900</b>	<b>1,0012</b>	<b>2,8866</b>	<b>0,1019</b>	<b>1,4450</b>	<b>0,02456</b>	<b>2,8654</b>
1 by 2	1,0700	1,0012	1,0687	0,3970	0,5350	-0,8854	1,9554

\*Linha em negrito corresponde ao efeito estatisticamente significativo (p=0,07).

Fonte: Autor.

Tabela 3.16. Análise de variância (ANOVA) obtida pelo planejamento fatorial 2<sup>2</sup> de produção dos extratos da folha de feijoa.

Fatores	SQ	gl	MQ	F	p
Tempo (V1)	1,0404	1	1,0404	1,0379	0,4154
<b>[Met] (V2)</b>	<b>8,3521</b>	<b>1</b>	<b>8,3521</b>	<b>8,3323</b>	<b>0,1019</b>
1 by 2	1,1449	1	1,1449	1,1421	0,3970
Erro	2,0047	2	1,0023		
Total	12,5421	5			

\*Linha em negrito corresponde ao efeito estatisticamente significativo (p=0,07).

Fonte: Autor.

Contudo, podemos concluir que a variável tempo foi um fator cinético que provavelmente atingiu o ponto de equilíbrio durante ou aproximadamente os 60min de extração e por isso não apresentou diferença significativa com o rendimento obtido após 120min de extração. Por outro lado, a variável concentração do solvente (metanol:água) foi significativa e, portanto, a concentração de 80% (v/v) de metanol foi escolhida para o processo de extração dos sólidos totais das folhas secas de uvaia, grumixama e feijoa.

### 3.4 CARACTERIZAÇÃO DOS EXTRATOS

#### 3.4.1 Perfil de compostos fenólicos por LC-ESI-MS/MS

A fim de verificar a influência da temperatura de secagem no perfil dos compostos fenólicos dos extratos, a análise em LC-ESI-MS/MS foi realizada. Foram testados 38 compostos fenólicos padrões e destes 30 foram identificados e quantificados nas folhas de feijoa, grumixama e uvaia. Os compostos identificados são divididos em 15 flavonoides, 9 ácidos fenólicos e 6 outros compostos (1 benzenediol, 1 hidroxibenzoato, 1 guaiacol, 1 benzopirano, 1 cinamaldeído e 1 hidroxibenzaldeído) os resultados são apresentados na Tabela 3.17. Os compostos, ácido 2,4-dihidroxibenzóico (2,4-DHBA), ácido 3,5-dinitrobenzóico, 4-metilumbeliferona, ácido sirínico, ácido vanílico, crisina, hesperidina e naringenina apresentaram concentração menor que LD (limite de detecção) em todas as amostras avaliadas.

Os compostos majoritários dos extratos das folhas *in natura* de uvaia, grumixama e feijoa, correspondem a 74, 79 e 66% da concentração dos compostos totais, respectivamente (Figura 3.9). O extrato das folhas *in natura* de uvaia apresentou como principal componente o galato de epigalocatequina (EGCG), seguido do ácido gálico, isoquercitrina e ácido 2,5-dihidroxibenzóico (2,5 DHBA). No extrato das folhas *in natura* de grumixama se destacaram o ácido gálico > 2,5 DHBA > isoquercitrina. O extrato das folhas frescas de feijoa tiveram maiores concentrações de epicatequina > catequina > ácido gálico > isoquercitrina. Porém, a temperatura do ar de secagem teve um efeito significativo ( $p \leq 0,05$ ) na estabilidade térmica destes compostos (Figura 3.10)

Foram identificados 17 compostos fenólicos no extrato das folhas *in natura* de uvaia, 15 compostos nas folhas secas a 40°C e 17 compostos nas folhas secas a 50°C e 60°C. Em termos de concentração, os melhores resultados foram obtidos dos extratos das folhas de uvaia secas a 50°C (CFT= 1416,66 mg Kg SS<sup>-1</sup>) (Tabela 3.17). O flavonoide EGCG foi o principal responsável por este resultado, uma vez que nas folhas secas a 50°C sua concentração (1138,20 mg Kg SS<sup>-1</sup>) foi 2,5 vezes maior que o encontrado nas folhas secas a 60°C (448,00 mg Kg SS<sup>-1</sup>). Segundo Wang, Zhou e Jiang (2008) a estabilidade térmica da EGCG é reduzida, mesmo quando submetida a temperaturas intermediárias (25-100°C), ocorrendo simultaneamente reações de degradação e epimerização que são potencializadas com o aumento da temperatura e do tempo de exposição das amostras.

Tabela 3.17. Perfil de compostos fenólicos (mg kg SS-1) dos extratos das folhas *in natura* e secas de feijoa, grumixama e uvaia.

Compostos fenólicos (mg kg SS <sup>-1</sup> )	Uvaia				Grumixama				Feijoa			
	<i>In natura</i>	40°C	50°C	60°C	<i>In natura</i>	40°C	50°C	60°C	<i>In natura</i>	40°C	50°C	60°C
<i>Flavonóides</i>												
Apigenina	0,46 ± 0,00	<LD	<LD	0,46 ± 0,00	0,05 ± 0,00	0,05 ± 0,00	0,05 ± 0,00	0,05 ± 0,00	0,05 ± 0,00	0,05 ± 0,00	<LD	0,05 ± 0,00
Catequina	2,11 ± 0,59	2,23 ± 0,47	5,77 ± 0,04	1,03 ± 0,04	3,85 ± 0,53	5,03 ± 1,67	0,81 ± 0,04	5,09 ± 0,08	61,16 ± 0,66	32,11 ± 3,64	59,65 ± 0,67	58,71 ± 0,24
Epicatequina	2,14 ± 0,63	2,19 ± 0,59	5,94 ± 0,47	1,00 ± 0,05	0,42 ± 0,22	1,75 ± 0,36	0,71 ± 0,22	6,16 ± 0,10	64,47 ± 0,98	64,76 ± 1,05	63,25 ± 1,18	62,24 ± 0,07
Galangina	0,41 ± 0,00	0,41 ± 0,00	0,41 ± 0,00	0,41 ± 0,00	0,24 ± 0,10	0,43 ± 0,02	0,14 ± 0,04	0,41 ± 0,01	0,04 ± 0,00	0,04 ± 0,00	0,04 ± 0,00	0,04 ± 0,00
EGCG	614,14 ± 29,39	± 16,04	0 ± 6,25	448,00 ± 3,39	7,22 ± 0,71	10,22 ± 0,37	3,77 ± 0,97	2,26 ± 0,36	11,24 ± 0,19	2,62 ± 0,09	10,37 ± 0,21	4,02 ± 0,17
Isoquercitrina	21,24 ± 1,22	26,36 ± 3,24	57,45 ± 1,49	20,01 ± 0,15	24,80 ± 1,11	21,73 ± 0,21	13,52 ± 1,72	21,84 ± 0,73	46,56 ± 0,42	61,96 ± 1,62	58,17 ± 0,78	53,33 ± 0,94
Isorhamnetina	<LD	<LD	<LD	<LD	0,01	0,00	<LD	0,01	0,07	0,04	0,03	0,01
Kaempferol	0,70 ± 0,07	0,69 ± 0,16	2,73 ± 0,13	0,52 ± 0,03	0,41 ± 0,04	0,29 ± 0,01	0,08 ± 0,03	0,44 ± 0,01	9,37 ± 1,24	5,18 ± 0,41	7,71 ± 0,32	9,85 ± 0,14
Luteolina	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,22 ± 0,03	0,03 ± 0,01	0,06 ± 0,01	0,12 ± 0,01
Naringina	<LD	0,41 ±	0,41 ±	<LD	0,04 ±	0,05 ±	0,04 ±	0,04 ±	0,05 ±	0,05 ±	0,05 ±	0,05 ±
Pinobanksin	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,00	0,00	0,00	0,00
Pinocembrina	<LD	<LD	<LD	<LD	6,90 ± 0,31	7,89 ± 0,21	2,33 ± 0,79	8,49 ± 0,17	0,13 ± 0,02	0,24 ± 0,02	0,17 ± 0,01	0,25 ± 0,01

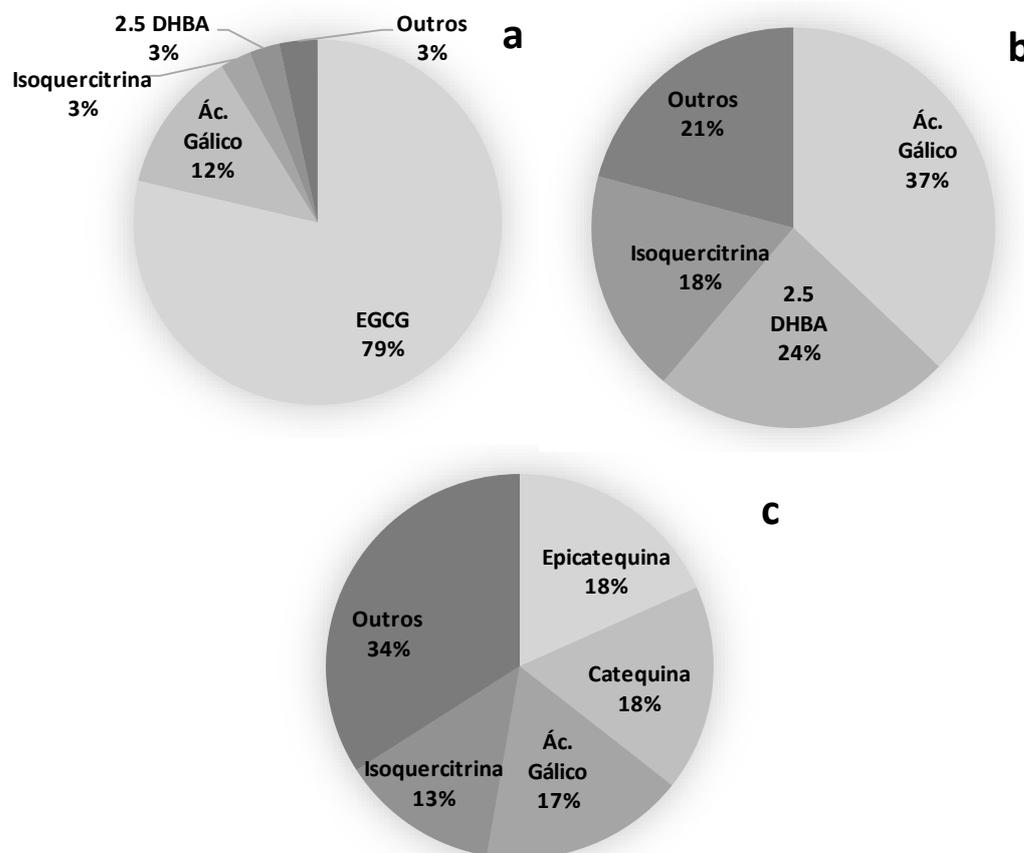
Quercetina	8,92 ± 1,17	10,02 ± 2,05	37,67 ± 0,63	6,72 ± 0,39	6,10 ± 0,25	3,66 ± 0,05	1,48 ± 0,48	4,80 ± 0,26	39,86 ± 1,70	27,85 ± 0,96	30,29 ± 0,24	32,57 ± 0,32
Rutina	1,23 ± 0,19	1,40 ± 0,25	4,07 ± 0,00	1,01 ± 0,06	0,01 ± 0,00	0,01 ± 0,00	0,01 ± 0,00	0,01 ± 0,00	0,04 ± 0,01	0,04 ± 0,00	0,01 ± 0,00	0,13 ± 0,00
Taxifolina	<LD	<LD	<LD	<LD	0,75 ± 0,04	1,64 ± 0,27	0,30 ± 0,10	1,56 ± 0,13	0,92 ± 0,07	0,19 ± 0,01	0,68 ± 0,03	0,58 ± 0,03
<i>Ácidos fenólicos</i>												
2,5 DHBA	20,64 ± 1,41	11,63 ± 0,21	42,19 ± 2,34	10,57 ± 1,75	32,94 ± 0,88	35,82 ± 2,66	12,26 ± 1,76	31,35 ± 1,54	3,43 ± 0,95	7,33 ± 0,41	6,38 ± 0,78	9,23 ± 0,83
Ácido cafeico	1,47 ± 0,01	1,45 ± 0,01	1,46 ± 0,02	1,45 ± 0,02	0,16 ± 0,01	0,18 ± 0,02	0,15 ± 0,00	0,19 ± 0,03	14,96 ± 0,31	13,25 ± 0,20	13,52 ± 0,35	13,71 ± 0,49
Ácido clorogênico	0,91 ± 0,04	0,91 ± 0,03	1,00 ± 0,13	0,84 ± 0,04	0,67 ± 0,03	0,94 ± 0,02	0,26 ± 0,06	0,70 ± 0,04	18,64 ± 0,99	14,93 ± 0,44	14,80 ± 0,15	14,38 ± 0,23
Ácido gálico	98,44 ± 5,24	22,99 ± 4,09	103,08 ± 3,47	55,43 ± 2,75	51,16 ± 1,70	26,72 ± 0,75	22,06 ± 4,82	60,72 ± 1,51	60,31 ± 2,09	52,11 ± 1,74	101,80 ± 1,97	60,00 ± 1,13
Ácido sinápico	3,10 ± 0,00	3,10 ± 0,00	3,10 ± 0,00	3,10 ± 0,00	0,31 ± 0,00	0,31 ± 0,00	0,31 ± 0,00	0,31 ± 0,00	0,31 ± 0,00	0,32 ± 0,00	0,32 ± 0,00	0,32 ± 0,00
Ácido benzóico	3,73 ± 0,66	2,87 ± 0,35	11,73 ± 2,48	1,70 ± 0,10	0,09 ± 0,00	0,11 ± 0,06	0,12 ± 0,02	0,09 ± 0,00	3,21 ± 0,34	3,37 ± 0,22	4,28 ± 0,45	4,23 ± 0,29
Ácido ferúlico	<LD	<LD	0,11	<LD	0,29 ± 0,03	0,24 ± 0,01	0,04 ± 0,02	0,30 ± 0,02	8,51 ± 0,57	6,15 ± 0,12	8,03 ± 0,12	7,20 ± 0,23
Ácido <i>p</i> -aminobenzóico	<LD	<LD	<LD	0,97 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,11 ± 0,01	0,11 ± 0,00	0,11 ± 0,00
Ácido <i>p</i> -cumárico	<LD	<LD	<LD	<LD	0,35 ± 0,02	<LD	<LD	0,11 ± 0,01	5,06 ± 0,22	0,68 ± 0,02	1,27 ± 0,02	0,78 ± 0,04
<i>Others</i>												
3,4-DHB	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,12 ± 0,00	0,56 ± 0,04	0,68 ± 0,01	1,87 ± 0,04	3,01 ± 0,13
Ácido salicílico	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	1,88 ± 0,14	1,33 ± 0,04	1,74 ± 0,05	1,61 ± 0,02

Coniferaldeído	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,22 ± 0,02	0,08 ± 0,01	<LD
Cumarina	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,08 ± 0,01	0,02 ± 0,01	0,04 ± 0,00
Sinalaldeído	0,98 ± 0,06	<LD	0,98 ± 0,00	0,98 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,11 ± 0,01	0,10 ± 0,00	0,10 ± 0,01	0,10 ± 0,02	0,12 ± 0,02	0,17 ± 0,00	0,16 ± 0,00	0,12 ± 0,02
Siringaldeído	0,03	<LD	<LD	<LD	0,04	0,12	0,02	0,01	0,01	0,01	0,04	0,02	0,06
<i>Compostos fenólicos totais</i>	780,69	751,31	6	554,20	137,62	117,46	58,72	145,55	352,72	296,84	385,73	337,57	

Notas: Os dados são apresentados como média ± DV (mg kg SS<sup>-1</sup>). <LD indica que a concentração foi inferior ao limite de detecção. Compostos

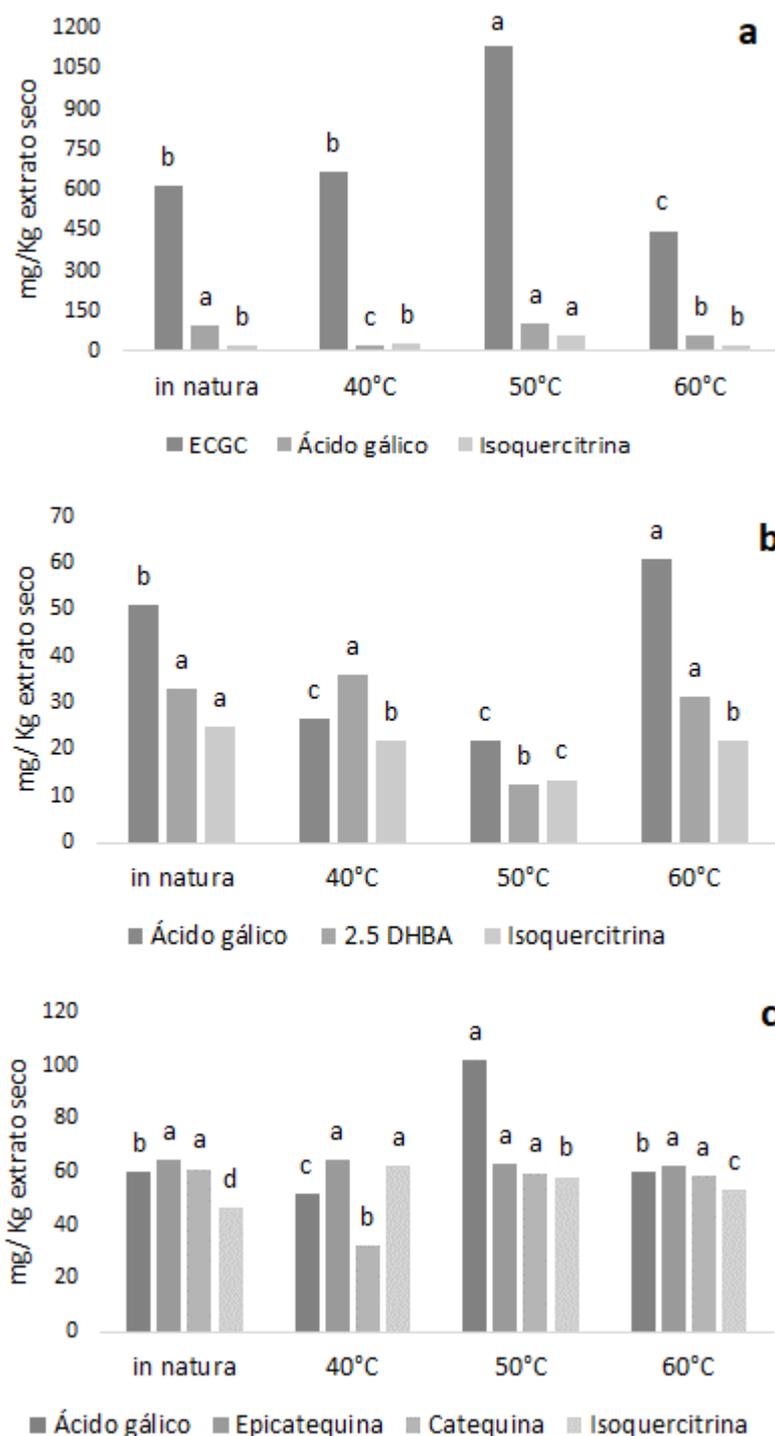
fenólicos totais é a soma de todos os compostos fenólicos individuais

Figura 3.9. Principais compostos dos extratos das folhas in natura de (a) uvaia, (b) grumixama e (c) feijoa.



Recentemente Silva et al. (2020) identificaram três ácidos fenólicos no extrato metanólico das folhas de uvaia: ácido clorogênico, ácido cafeico e ácido *p*-cumárico. Segundo os autores as folhas de uvaia foram previamente secas a 50°C por 24h. Similarmente, no presente estudo foram identificados o ácido clorogênico e ácido cafeico, porém em baixas concentrações e ácido *p*-cumárico apresentou concentração <LD (Tabela 3.17). Não foi encontrado nenhum artigo na literatura que reporte o perfil de compostos fenólicos quantificado das folhas da uvaia (*E. pyriformis*). A EGCG é descrita na literatura como o principal composto do chá verde (*Camellia sinensis* L.) e um potente antioxidante (STEWART; MULLEN; CROZIER, 2005; YI et al., 2015). O seu uso tem sido amplamente estudado e associado a benefícios a saúde, como: anticâncer (TAUBER; SCHWEIKER; LEVONIS, 2020), redução do risco de doenças cardiovasculares, diabetes e obesidade (ENG; THANIKACHALAM; RAMAMURTHY, 2018), proteção contra doenças neurodegenerativas como Parkinson e Alzheimer e regeneração de neurônios após lesão (KHALATBARY; KHADEMI, 2018; ZHAO et al., 2018), entre outros.

Figura 3.10. Efeito da temperatura de secagem sobre os principais compostos dos extratos das folhas de (a) uvaia, (b) grumixama e (c) feijoa. Letras minúsculas comparação do mesmo composto fenólico em diferentes temperaturas de secagem das folhas.



Foram identificados no extrato das folhas *in natura* da grumixama 25 compostos, porém quando submetidas ao processo de secagem estes compostos reduziram para 24 e 23 para as temperaturas de 40 e 50°C, respectivamente. No entanto, na secagem a 60°C foram encontrados 26 compostos fenólicos nas folhas de grumixama, com as maiores concentrações

(CFT= 152,30 mg Kg SS<sup>-1</sup>) em relação aos demais tratamentos. Siebert et al. (2017) identificaram 7 compostos fenólicos nos extratos das folhas de grumixama. Dentre estes, catequina, isoquercetina, rutina, quercetina, galangina também foram identificadas no presente estudo.

O ácido gálico foi o principal composto quantificado nas folhas de grumixama, esta é uma substância amplamente distribuída no reino vegetal, sendo também considerado o principal ácido fenólico distribuído em produtos *plant-based* (LUÍS et al., 2018). Este composto teve uma maior retenção nas amostras de folhas de grumixama secas a 60°C (60,72mg Kg SS<sup>-1</sup>). Saifullah et al. (2019) verificaram que a concentração do ácido gálico nas folhas de murta-limão (*Backhousia citriodora*) foi maior com o aumento da temperatura de secagem de 50 para 90°C. A síntese de ácido gálico pode ser devido a degradação de ester-catequinas, como (-)-galato de epicatequina (ECG), EGCG e galocatequina galato (QIN et al., 2012; ZHOU et al., 2020). Dentre estas, verificamos uma redução na concentração de EGCG das folhas de grumixama secas a 60°C que pode ser um indicativo da biotransformação em ácido gálico.

As folhas de feijoa apresentaram o maior número de compostos identificados quando comparada as folhas de uvaia e grumixama nas mesmas condições, foram no total 28, 30, 29 e 29 compostos fenólicos para as amostras *in natura* e secas a 40, 50 e 60°C, respectivamente. Os compostos bioativos foram melhor preservados na secagem a 50°C por 250min, sendo o ácido gálico o principal composto deste tratamento (Figura 3.10). Estudos recentes de Poodi et al. (2018) e Bimakr et al. (2019) também reportam o ácido gálico como principal constituinte das folhas de feijoa sendo, portanto, compatíveis aos dados encontrados neste estudo. Porém, Cebi e Sagdic (2021) observaram uma maior concentração de catequina nas folhas de feijoa coletadas na Turquia.

A menor concentração de compostos nos extratos das folhas frescas de uvaia a feijoa pode ser devido a atividade enzimática durante o processo de extração, ou ao efeito da temperatura durante a secagem. Segundo Li et al. (2018) a atividade da enzima polifenol oxidase (PPO) pode promover a conversão química dos compostos fenólicos em quinonas e a peroxidase (POD) pode oxidar os compostos fenólicos em radicais fenóxi, resultando na perda de compostos de interesse em vegetais. Uma segunda hipótese para este efeito seria a ação do binômio tempo-temperatura usados na secagem das folhas. As temperaturas usadas na secagem ocasionam a quebra ou a ruptura das ligações entre a lignina e os compostos fenólicos, liberando-os da matriz e, portanto, facilitando a extração. Por outro lado, longos tempos de secagem podem promover a degradação térmica dos compostos fenólicos (MAILLARD;

BERSET, 1995). Sendo assim, o binômio tempo-temperatura exerce uma importante função na estabilidade térmica dos compostos fenólicos em matrizes vegetais.

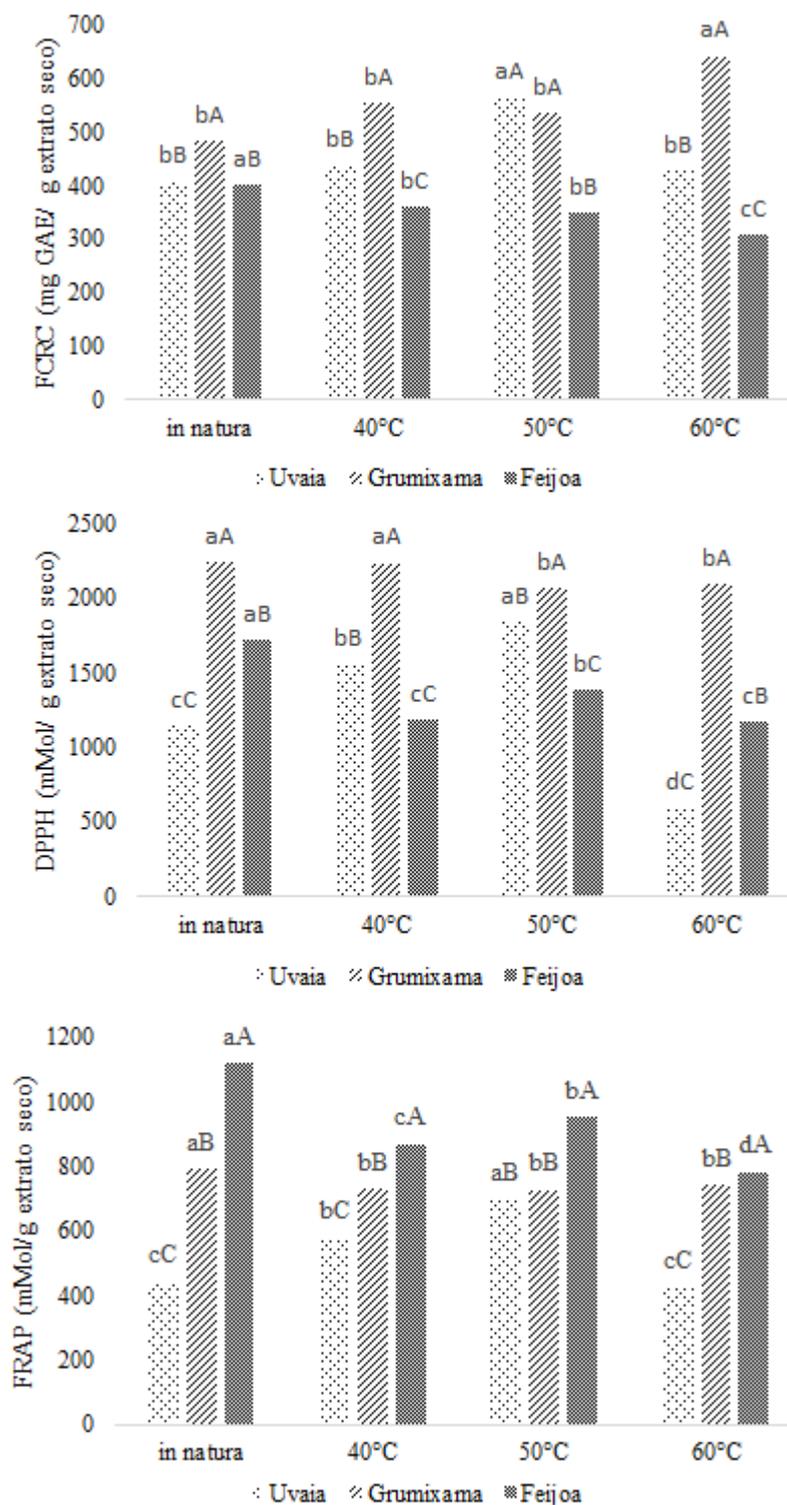
Por fim, as condições de temperatura e tempo de 50°C por 120min, 60°C por 240min e 50°C por 250min são indicadas para a secagem convectiva das folhas de uvaia, grumixama e feijoa, respectivamente. Em razão de que nestas condições houve uma menor perda de compostos fenólicos individuais e maiores concentrações dos compostos fenólicos totais nestas matrizes.

### 3.4.2 Potencial de atividade antioxidante

A capacidade de sequestrar ou reduzir os radicais Folin-Ciocalteu (FCRC), DPPH e FRAP dos compostos fenólicos dos extratos das folhas in natura e secas de uvaia, grumixama e feijoa foram avaliadas e os dados são apresentados na Figura 3.11. De modo geral, observou-se diferenças significativas ( $p \leq 0,05$ ) no potencial de atividade antioxidante entre as espécies de Myrtaceae (letras maiúsculas). A grumixama apresentou os maiores valores para o potencial de atividade antioxidante pelos métodos FCRC e DPPH, enquanto a feijoa obteve os maiores valores no método FRAP, em todos os tratamentos. Estes resultados indicam que os compostos fenólicos presentes nestas espécies possuem mecanismos de ação distintos. Os extratos da grumixama atuam fortemente no sequestro e redução de radicais livres, enquanto os extratos da feijoa possuem maior potencial para quelar íons metálicos, formando complexos estáveis.

A temperatura de secagem influenciou significativamente ( $p \leq 0,05$ ) o potencial de atividade antioxidante dos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa. As folhas de uvaia apresentaram maiores valores de atividade antioxidante quando secas na temperatura de 50°C, em todos os métodos avaliados. Os valores obtidos a 50°C para as folhas de uvaia foram  $564,9 \pm 16,5$  mg GAE/g extrato seco para FCRC,  $1843,9 \pm 8,5$  mMol/g extrato seco para DPPH e  $701,0 \pm 15,8$  mMol/g extrato seco para FRAP. Estes resultados estão de acordo com o encontrado no perfil de compostos fenólicos dos extratos da uvaia, uma vez que a 50°C os compostos majoritários (ECGC, ácido gálico, isoquercitrina e 2.5 DHBA) foram mantidos em altas concentrações quando comparados aos extratos das folhas secas a 40° e a 60°C. Silva et al. (2020) reportam um IC<sub>50</sub> de 1,05 mg/mL para atividade antioxidante avaliada pelo método ABTS do extrato metanólico das folhas de uvaia.

Figura 3.11. Potencial de atividade antioxidante dos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa pelos métodos FCRC, DPPH e FRAP. Letras minúsculas comparação da mesma amostra em diferentes temperaturas. Letras maiúsculas comparação entre as diferentes amostras com o mesmo tratamento ( $p \leq 0,05$ ).



Os extratos das folhas de grumixama secas a 60°C apresentaram maiores valores para o potencial de atividade antioxidante determinada pelo método de FCRC ( $642,7 \pm 7,0$  mg GAE/g extrato seco). Por outro lado, os resultados obtidos no método DPPH demonstram que a

secagem a 40°C por 590min não apresentou diferença significativa ( $p \leq 0,05$ ) quando comparado ao extrato das folhas *in natura* e, portanto, apenas quando foram utilizadas temperaturas de secagem superiores a 50°C ocorreu uma redução significativa da atividade sequestradora de radicais das folhas. Os extratos obtidos das folhas secas a 60°C apresentaram uma redução de 7% no potencial de atividade antioxidante quando comparado ao extrato das folhas *in natura*. Lim e Murtijaya (2007) verificaram o mesmo comportamento para a atividade antioxidante (DPPH) das folhas de *Phyllanthus amarus* secas a 50°C quando comparada as folhas frescas. Por outro lado, não houve diferença significativa ( $p \leq 0,05$ ) entre as amostras de folhas de grumixama para o potencial de atividade antioxidante determinada pelo método FRAP. Estes resultados estão em conformidade com os encontrados no perfil de compostos fenólicos da grumixama, no qual o ácido gálico é mantido a elevadas concentrações na secagem a 60°C e pode ser o responsável pela estabilidade do potencial de atividade antioxidante em altas temperaturas.

Os dados do potencial de atividade antioxidante da feijoa pelos métodos FCRC, DPPH e FRAP tiveram o mesmo comportamento, onde o extrato das folhas *in natura* apresentou os maiores valores, seguido pela secagem das folhas a 50°C. Os valores obtidos a 50°C foram  $349,8 \pm 7,1$  mg GAE/g extrato seco para FCRC,  $1386,4 \pm 6,8$  mMol/ g extrato seco para DPPH e  $954,8 \pm 27,2$  mMol/ g extrato seco para FRAP. O processo de degradação térmica depende binômio tempo x temperatura, o tempo para atingir a umidade de equilíbrio a 40°C foi muito longo (590min) e a temperatura de 50°C reduziu em 54% este tempo. Por outro lado, a secagem a 60°C teve o menor tempo de permanência (240min), mas a temperatura foi suficiente para causar a degradação térmica dos compostos fenólicos e do potencial de atividade antioxidante. Estes dados estão de acordo com os encontrados para o perfil de compostos fenólicos da feijoa, onde a 50°C obtivemos maiores concentrações dos compostos fenólicos totais. Poodi et al. (2018) verificaram que o extrato das folhas de feijoa possuem um percentual de inibição dos radicais DPPH, OH e ABTS de 88.12, 72.25 e 88.58%, respectivamente. Em termos de percentual de inibição o extrato das folhas de feijoa secas a 50°C reduziu 86.5% o radical DPPH sendo, portanto, estes resultados similares ao reportado por estes autores.

Contudo, a secagem a 50, 60 e 50°C das folhas de uvaia, grumixama e feijoa, respectivamente, viabiliza a manutenção da atividade antioxidante em todos os métodos avaliados. Além disso, estes resultados são complementares aos encontrados no perfil de compostos fenólicos para todas as espécies, confirmando o efeito positivo destas temperaturas na conservação das folhas e de seus metabólitos secundários.

## 4 CONCLUSÕES

A secagem é uma etapa importante para conservação de espécies vegetais como as folhas. Foram obtidas diferentes curvas cinéticas de secagem para as folhas de uvaia, grumixama e feijoa avaliadas nas mesmas condições, a diferença nas espessuras das folhas, além das características morfológicas e da composição química (teor de umidade inicial) de cada uma destas são, entre outros fatores, determinantes no processo de remoção da água.

O aumento da temperatura do ar de secagem reduziu o tempo de secagem de todas as folhas, aumentou a taxa de secagem no período de taxa constante e o  $D_{ef}$ . A uvaia apresentou os menores valores para  $D_{ef}$  em todas as temperaturas, seguido da grumixama e da feijoa. Entre os cinco modelos empíricos e semi-empíricos que foram ajustados aos dados experimentais das curvas cinéticas de secagem, o modelo Logarítmico teve o melhor ajuste aos dados, avaliado pelos valores do  $R^2$ , RMSE, SSE e análise dos resíduos.

Os resultados do planejamento fatorial apresentados no diagrama de Pareto, tabela dos efeitos e ANOVA, indicaram que a concentração de metanol influenciou significativamente o aumento do rendimento do extrato bruto seco das folhas de uvaia ( $p < 0,05$ ), grumixama e feijoa ( $p < 0,105$ ). A partir do planejamento foi determinada a condição otimizada de extração em termos de rendimento de extrato para todas as amostras de folhas: uso de solução de metanol a 80% (v/v) e 60 minutos de extração.

O perfil de compostos fenólicos das folhas foi determinado por LC-ESI-MS/MS, no qual verificamos como componentes principais o EGCG para uvaia, ácido gálico para grumixama e epicatequina para feijoa. Pela primeira vez, as folhas de uvaia tiveram o perfil de compostos fenólicos quantificado. As folhas de feijoa apresentaram a maior diversidade de compostos fenólicos nas folhas *in natura* e secas, comparada com as outras espécies. A temperatura de secagem teve uma forte influência na manutenção dos compostos individuais e no potencial de atividade antioxidante dos extratos das folhas. Os parâmetros de tempo-temperatura no processo de secagem de 50°C por 120min para uvaia, 60°C por 240min para grumixama e 50°C por 250min para feijoa, permitiram uma maior preservação dos compostos fenólicos e do potencial de atividade antioxidante.

## REFERÊNCIAS

- ADILETTA, G.; RUSSO, P.; SENADEERA, W.; MATTEO, M. Di. Drying characteristics and quality of grape under physical pretreatment. **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 172, p. 9–18, 2016. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2015.06.031>.
- AGUERRE, R. J.; GABITTO, J. F.; CHIRIFE, J. Utilization of Fick's second law for the evaluation of diffusion coefficients in food processes controlled by internal diffusion. **Journal of Food Technology**, [S. l.], v. 20, n. 5, p. 623–629, 1985. DOI: 10.1111/j.1365-2621.1985.tb01821.x.
- AGUILERA, José Miguel. Why food microstructure? **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 67, p. 3–11, 2005. DOI: 10.1016/j.jfoodeng.2004.05.050.
- AKPINAR, E.; MIDILLI, A.; BICER, Y. Single layer drying behaviour of potato slices in a convective cyclone dryer and mathematical modeling. **Energy Conversion and Management**, [S. l.], v. 44, p. 1689–1705, 2003. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0196-8904\(02\)00171-1](https://doi.org/10.1016/S0196-8904(02)00171-1)
- ARAÚJO, Fábio Fernandes; NERI-NUMA, Iramaia Angélica; FARIAS, David de Paulo; DA CUNHA, Gabryelle Rahyara Miranda Castro; PASTORE, Glaucia Maria. Wild Brazilian species of Eugenia genera (Myrtaceae) as an innovation hotspot for food and pharmacological purposes. **Food Research International**, [S. l.], v. 121, p. 57–72, 2019. DOI: 10.1016/j.foodres.2019.03.018.
- ARNOUS, Anis; MAKRIS, Dimitris P.; KEFALAS, Panagiotis. Correlation of Pigment and Flavanol Content with Antioxidant Properties in Selected Aged Regional Wines from Greece. **Journal of Food Composition and Analysis**, [S. l.], v. 15, n. 6, p. 655–665, 2002. DOI: 10.1006/JFCA.2002.1070.
- ASHTIANI, Seyed-hassan Miraei; SALARIKIA, Alireza; GOLZARIAN, Mahmood Reza. Analyzing drying characteristics and modeling of thin layers of peppermint leaves under hot-air and infrared treatments. **Information processing in agriculture**, [S. l.], v. 4, p. 128–139, 2017. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.inpa.2017.03.001>.
- ATEEQUE, Md.; UDAYRAJ; MISHRA, Ranjeet K.; CHANDRAMOHAN, V. P.; TALUKDAR, Prabal. Numerical modeling of convective drying of food with spatially dependent transfer coefficient in a turbulent flow field. **International Journal of Thermal Sciences**, [S. l.], v. 78, p. 145–157, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijthermalsci.2013.12.003>
- BABU, A. K.; KUMARESAN, G.; RAJ, V. Antony Aroul; VELRAJ, R. Review of leaf drying: Mechanism and influencing parameters, drying methods, nutrient preservation, and mathematical models. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [S. l.], v. 90, p. 536–556, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.rser.2018.04.002>.
- BALASUBRAMANIAN, S.; SHARMA, R.; GUPTA, R. K.; PATIL, R. T. Validation of drying models and rehydration characteristics of betel (*Piper betel* L.) leaves. **Journal of Food Science and Technology**, [S. l.], v. 48, n. 6, p. 685–691, 2011. DOI: 10.1007/s13197-010-0188-9.

- BENSEBIA, O.; ALLIA, K. Drying and Extraction Kinetics of Rosemary Leaves: Experiments and Modeling. **Journal of Essential Oil Bearing Plants**, [S. l.], v. 18, n. 1, p. 99–111, 2015. DOI: 10.1080/0972060X.2014.901620.
- BENZIE, Iris F. F.; STRAIN, J. J. The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of “Antioxidant Power”: The FRAP Assay. **Analytical Biochemistry**, [S. l.], v. 239, n. 1, p. 70–76, 1996. DOI: 10.1006/ABIO.1996.0292.
- BEYHAN, Ömer; ELMASTAŞ, Mahfuz; GEDIKLI, Fatma. Total phenolic compounds and antioxidant capacity of leaf, dry fruit and fresh fruit of feijoa (*Acca sellowiana*, Myrtaceae). **Journal of Medicinal Plants Research**, [S. l.], v. 4, n. 11, p. 1065–1072, 2010. DOI: 10.5897/JMPR10.008.
- BIMAKR, Mandana; GHOREISHI, Seyyed Mohammad; GANJLOO, Ali; MOUSAVI, Mitra. Modified Supercritical Carbon Dioxide Extraction of Biologically Active Compounds from *Feijoa Sellowiana* Leaves. **International Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 15, n. 7, p. 1–16, 2019. DOI: 10.1515/ijfe-2018-0342.
- BRASIL. Portaria nº 519, de 29 de junho de 1998. **Aprova o Regulamento Técnico para fixação de identidade e qualidade de "chás - plantas destinadas à preparação de infusões ou decocções", constante do anexo desta portaria**: SVS/MS - Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância Sanitária. Brasília, DF.
- CANABARRO, Nicholas I.; MAZUTTI, Marcio A.; FERREIRA, Maria do Carmo. Drying of olive (*Olea europaea* L.) leaves on a conveyor belt for supercritical extraction of bioactive compounds: Mathematical modeling of drying/ extraction operations and analysis of extracts. **Industrial Crops & Products**, [S. l.], v. 136, p. 140–151, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.05.004>.
- CANABARRO, Nicholas I.; UGALDE, Gustavo A.; MAZUTTI, Marcio A.; FERREIRA, Maria do Carmo. Conveyor-belt drying of *Eugenia uniflora* L. leaves: Influence of drying conditions on the yield, composition, antioxidant activity and total phenolic content of supercritical CO<sub>2</sub> extracts. **Food and Bioproducts Processing**, [S. l.], v. 116, p. 140–149, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2019.05.005>.
- CEBI, Nur; SAGDIC, Osman. Characterization of *Feijoa sellowiana* leaves based on volatile and phenolic compound compositions and antimicrobial properties. **Food Science and Technology**, [S. l.], v. 2061, 2021. DOI: 10.1590/fst.14221.
- CHANDRA, Prabir K.; SINGH, R. Paul. **Applied numerical methods for food and agricultural**. 1. ed. London: CRC Press, 1995.
- CHAVASCO, Juliana M.; PRADO E FELIPHE, Bárbara H. M.; CERDEIRA, Claudio D.; LEANDRO, Fabrício D.; COELHO, Luiz F. L.; SILVA, Jéferson Junior Da; CHAVASCO, Jorge Kleber; DIAS, Amanda L. T. Evaluation of antimicrobial and cytotoxic activities of plant extracts from southern minas gerais cerrado. **Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo**, [S. l.], v. 56, n. 1, p. 13–20, 2014. DOI: 10.1590/S0036-46652014000100002.
- CRANK, J. **The mathematics of diffusion**. 2. ed. Maidenhead: Oxford University Press, 1975. 421 p.
- DAMETTO, Alessandra C.; BORALLE, Nivaldo; ZHANG, Chuan-Rui; SILVA, Dulce H. S.;

NAIR, Muraleedharan G. Leaves of *Eugenia brasiliensis* Used as a Folk Medicine Contain Cyclooxygenase Enzyme and Lipid Peroxidation Inhibitory Compounds. **Natural Product Communications**, [S. l.], v. 13, n. 8, p. 11–14, 2018. DOI: 10.1177/1934578X1801300814.

DEMIR, V.; GUNHAN, T.; YAGCIOGLU, A. K.; DEGIRMENCIOGLU, A. Mathematical Modelling and the Determination of Some Quality Parameters of Air-dried Bay Leaves. **Biosystems Engineering**, [S. l.], v. 88, n. 3, p. 325–335, 2004. DOI: 10.1016/j.biosystemseng.2004.04.005.

DOYMAZ, Ibrahim. Thin-layer drying behaviour of mint leaves. **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 74, p. 370–375, 2006. DOI: 10.1016/j.jfoodeng.2005.03.009.

DOYMAZ, Ibrahim. Thin-layer drying of spinach leaves in a convective dryer. **Journal of Food Process Engineering**, [S. l.], v. 32, n. 32, p. 112–125, 2009. DOI: 10.1111/j.1745-4530.2007.00205.x.

DOYMAZ, Ibrahim; PALA, Mehmet. The thin-layer drying characteristics of corn. **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 60, p. 125–130, 2003. DOI: 10.1016/S0260-8774(03)00025-6.

ENG, Qian Yi; THANIKACHALAM, Punniyakoti Veeraveedu; RAMAMURTHY, Srinivasan. Molecular understanding of Epigallocatechin gallate (EGCG) in cardiovascular and metabolic diseases. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 210, p. 296–310, 2018. DOI: 10.1016/j.jep.2017.08.035.

ERBAY, Zafer; ICIER, Filiz. A Review of Thin Layer Drying of Foods: Theory, Modeling, and Experimental Results. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, [S. l.], v. 50, n. 5, p. 441–464, 2010. DOI: 10.1080/10408390802437063.

FELLOWS, P. **Tecnologia do Processamento de Alimentos: Princípios e Prática**. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2006.

FOUST, A. S.; WENZEL, L. A.; CLUMP, C. W.; MAUS, L.; ANDERSEN, L. B. **Princípio das Operações Unitárias**. 2. ed. Rio de Janeiro: LTC - Livros Técnicos e Científicos, 1982.

FU, Zhi Feng; TU, Zong Cai; ZHANG, Lu; WANG, Hui; WEN, Qing Hui; HUANG, Tao. Antioxidant activities and polyphenols of sweet potato (*Ipomoea batatas* L.) leaves extracted with solvents of various polarities. **Food Bioscience**, [S. l.], v. 15, p. 11–18, 2016. DOI: 10.1016/j.fbio.2016.04.004.

GAMBOA-SANTOS, Juliana; MONTILLA, Antonia; CÁRCEL, Juan Andrés; VILLAMIEL, Mar; GARCIA-PEREZ, Jose V. Air-borne ultrasound application in the convective drying of strawberry. **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 128, p. 132–139, 2014. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.12.021>.

GUAN, TIFFANY T. Y.; CENKOWSKI, STEFAN; HYDAMAKA, ARNIE. Effect of Drying on the Nutraceutical Quality of Sea Buckthorn (*Hippophae rhamnoides* L. ssp. sinensis) Leaves. **JFS: Food Engineering and Physical Properties**, [S. l.], v. 70, n. 9, p. 514–518, 2005.

HAMINIUK, Charles Windson Isidoro; PLATA-OVIEDO, Manuel Salvador Vicente; GUEDES, Amanda Roman; STAFUSSA, Ana Paula; BONA, Evandro; CARPES, Solange

Teresinha. Chemical, antioxidant and antibacterial study of Brazilian fruits. **International Journal of Food Science and Technology**, [S. l.], v. 46, n. 7, p. 1529–1537, 2011. DOI: 10.1111/j.1365-2621.2011.02653.x.

HENDERSON, S. M.; PABIS, S. Grain drying theory I: Temperature effect on drying coefficient. **Journal of Agricultural Engineering Research**, [S. l.], v. 6, n. 3, p. 169–174, 1961.

HOSSAIN, M. B.; BARRY-RYAN, C.; MARTIN-DIANA, A. B.; BRUNTON, N. P. Effect of drying method on the antioxidant capacity of six Lamiaceae herbs. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 123, p. 85–91, 2010. DOI: 10.1016/j.foodchem.2010.04.003.

HRITCU, Lucian; FOYET, Harquin Simplicie; STEFAN, Marius; MIHASAN, Marius; ASONGALEM, Acha Emmanuel; KAMTCHOUING, Pierre. Neuroprotective effect of the methanolic extract of *Hibiscus asper* leaves in 6-hydroxydopamine-lesioned rat model of Parkinson's disease. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 137, p. 585–591, 2011. DOI: 10.1016/j.jep.2011.06.008.

INYANG, Uwem Ekwere; OBOH, Innocent Oseribho; ETUK, Benjamin Reuben. Kinetic Models for Drying Techniques — Food Materials. **Advances in Chemical Engineering and Science**, [S. l.], v. 8, p. 27–48, 2018. DOI: 10.4236/aces.2018.82003.

KADAM, D. M.; GOYAL, R. K.; GUPTA, M. K. Mathematical modeling of convective thin layer drying of basil leaves. **Journal of Medicinal Plants Research**, [S. l.], v. 5, n. 19, p. 4721–4730, 2011.

KARABEGOVIĆ, Ivana; NIKOLOVA, Milena; VELICKOVIĆ, Dragan; STOJICEVIĆ, Saša; VELJKOVIĆ, Vlada; LAZIC, Miodrag. Comparison of Antioxidant and Antimicrobial Activities of Methanolic Extracts of the *Artemisia* sp. Recovered by Different Extraction Techniques. **Chinese Journal of Chemical Engineering**, [S. l.], v. 19, n. 3, p. 504–511, 2011. DOI: 10.1016/S1004-9541(11)60013-X.

KARAMAN, I.; SAHIN, F.; GÜLLÜCE, M.; ÖGÜTÇÜ, H.; SENGÜL, M.; ADIGÜZEL, A. Antimicrobial activity of aqueous and methanol extracts of *Juniperus oxycedrus* L. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 85, p. 231–235, 2003. DOI: 10.1016/S0378-8741(03)00006-0.

KARAMI, Mohammad; NOKABADI, Faezeh Karimian; EBRAHIMZADEH, Mohammad Ali; NAGHSHVAR, Farshad. Nephroprotective effects of *Feijoa Sellowiana* leaves extract on renal injury induced by acute dose of ecstasy (MDMA) in mice. **Iranian Journal of Basic Medical Science**, [S. l.], v. 17, n. 1, p. 69–72, 2014.

KATSUBE, Takuya; TSURUNAGA, Yoko; SUGIYAMA, Mari; FURUNO, Toshimichi; YAMASAKI, Yukikazu. Effect of air-drying temperature on antioxidant capacity and stability of polyphenolic compounds in mulberry (*Morus alba* L.) leaves. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 113, n. 4, p. 964–969, 2009. DOI: 10.1016/j.foodchem.2008.08.041.

KAYA, Ahmet; AYDIN, Orhan. An experimental study on drying kinetics of some herbal leaves. **Energy Conversion and Management**, [S. l.], v. 50, n. 1, p. 118–124, 2009. DOI: 10.1016/j.enconman.2008.08.024.

KHALATBARY, Ali Reza; KHADEMI, Emad. The green tea polyphenolic catechin

epigallocatechin gallate and neuroprotection. **Nutritional Neuroscience**, [S. l.], v. 23, n. 4, p. 281–294, 2018. DOI: 10.1080/1028415X.2018.1500124.

KIM, Yoo K.; GUO, Qiong; PACKER, Lester. Free radical scavenging activity of red ginseng aqueous extracts. **Toxicology**, [S. l.], v. 172, n. 2, p. 149–156, 2002. DOI: 10.1016/S0300-483X(01)00585-6.

LAHNINE, Lamyae; IDLIMAM, Ali; MAHROUZ, Mostafa; MGHAZLI, Safa; HIDAR, Nadia; HANINE, Hafida; KOUTIT, Abbes. Thermophysical characterization by solar convective drying of thyme conserved by an innovative thermal-biochemical process. **Renewable Energy**, [S. l.], v. 94, p. 72–80, 2016. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.renene.2016.03.014>.

LANDRUM, LESLIE R.; KAWASAKI, MARIA LOCIA. The genera of Myrtaceae in Brazil: an illustrated synoptic treatment and identification keys. **Brittonia**, [S. l.], v. 49, n. 4, p. 508–536, 1997. DOI: <https://doi.org/10.2307/2807742>

LEMUS-MONDACA, Roberto; AH-HEN, Kong; VEGA-GÁLVEZ, Antonio; HONORES, Carolina; MORAGA, Nelson O. *Stevia rebaudiana* Leaves: Effect of Drying Process Temperature on Bioactive Components, Antioxidant Capacity and Natural Sweeteners. **Plant Foods for Human Nutrition**, [S. l.], v. 71, p. 49–56, 2016. DOI: 10.1007/s11130-015-0524-3.

LEWIS, W. K. The Rate of Drying of Solid Materials. **The Journal of Industrial and Engineering Chemistry**, [S. l.], v. 13, n. 5, p. 427–432, 1921. DOI: 10.1021/ie50137a021.

LI, Ran; SHANG, Hongmei; WU, Hongxin; WANG, Menghan; DUAN, Mengying; YANG, Junyan. Thermal inactivation kinetics and effects of drying methods on the phenolic profile and antioxidant activities of chicory (*Cichorium intybus* L.) leaves. **Scientific Reports**, [S. l.], v. 8, n. 1, p. 1–9, 2018. DOI: 10.1038/s41598-018-27874-4.

LIM, Y. Y. ã.; MURTIJAYA, J. Antioxidant properties of *Phyllanthus amarus* extracts as affected by different drying methods. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 40, p. 1664–1669, 2007. DOI: 10.1016/j.lwt.2006.12.013.

LUÍS, Ângelo; DUARTE, Ana Paula; PEREIRA, Luísa; DOMINGUES, Fernanda. Interactions between the major bioactive polyphenols of berries: effects on antioxidant properties. **European Food Research and Technology**, [S. l.], v. 244, n. 1, p. 175–185, 2018. DOI: 10.1007/s00217-017-2948-5.

MADAMBA, Ponciano S.; DRISCOLL, Robert H.; BUCKLE, Ken A. The Thin-layer Drying Characteristics of Garlic Slices. **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 29, p. 75–97, 1996. DOI: [https://doi.org/10.1016/0260-8774\(95\)00062-3](https://doi.org/10.1016/0260-8774(95)00062-3).

MAILLARD, Marie Noëlle; BERSET, Claudette. Evolution of Antioxidant Activity during Kilning: Role of Insoluble Bound Phenolic Acids of Barley and Malt. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 43, n. 7, p. 1789–1793, 1995. DOI: 10.1021/jf00055a008.

MANPONG, Patumporn; DOUGLAS, Supaporn; DOUGLAS, Peter L.; PONGAMPHAI, Suwassa; TEPPAITOON, Wittaya; KAEWPRAKAISANGKUL, Orawan. Response surface methodology applied to the extraction of phenolic compounds from *Jatropha curcas* Linn.

Leaves using supercritical CO<sub>2</sub> with a methanol co-solvent. **Journal of Food Process Engineering**, [S. l.], v. 34, p. 1661–1681, 2011. DOI: 10.1111/j.1745-4530.2009.00552.x.

MARINOS-KOURIS, Dimitris; MAROULIS, Z. B. Transport Properties in the Drying of Solids. In: MUJUMDAR, Arun S. (org.). **Handbook of Industrial Drying**. 4. ed. [s.l: s.n.]. p. 1352.

MAROULIS, Z. B.; SARAVACOS, G. D.; PANAGIOTOU, N. M.; KROKIDA, M. K. Moisture diffusivity data compilation for foodstuffs: effect of material moisture content and temperature. **International Journal of Food Properties**, [S. l.], v. 4, n. 2, p. 225–237, 2001. DOI: 10.1081/JFP-100105189.

MARTINS, Natália; BARROS, Lillian; SANTOS-BUELGA, Celestino; HENRIQUES, Mariana; SILVA, Sónia; FERREIRA, Isabel C. F. R. Evaluation of bioactive properties and phenolic compounds in different extracts prepared from *Salvia officinalis* L. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 170, p. 378–385, 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.08.096>.

MEROUANE, Abdelaziz; SAADI, Abdelkader; NOUI, Abdallah. Impact of removal of micro and nano sized particles on the phenolic content and antioxidant activity: Study on aqueous and methanolic leaves extracts of *Phlomis crinita*. **Industrial Crops & Products**, [S. l.], v. 114, p. 132–136, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.01.081>.

MGHAZLI, Safa; OUHAMMOU, Mourad; HIDAR, Nadia; LAHNINE, Lamyae; IDLIMAM, Ali; MAHROUZ, Mostafa. Drying characteristics and kinetics solar drying of Moroccan rosemary leaves. **Renewable Energy**, [S. l.], v. 108, p. 303–310, 2017. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.renene.2017.02.022>.

MOHAMED, L. Ait; KOUHILA, M.; JAMALI, A.; LAHSASNI, S.; MAHROUZ, M. Moisture sorption isotherms and heat of sorption of bitter orange leaves (*Citrus aurantium*). **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 67, n. 4, p. 491–498, 2005. DOI: 10.1016/j.jfoodeng.2004.05.016.

MONTEIRO, Ricardo Lemos; CARCIOFI, Bruno Augusto Mattar; MARSAIOLI JR, Antonio; LAURINDO, João Borges. How to make a microwave vacuum dryer with turntable. **Journal of food engineering**, [S. l.], v. 166, p. 276–284, 2015. DOI: 10.1016/j.jfoodeng.2015.06.029.

MUJAFFAR, Saheeda; JOHN, Sherida. Thin-layer drying behavior of West Indian lemongrass (*Cymbopogon citratus*) leaves. **Food Science and Nutrition**, [S. l.], v. 6, p. 1085–1099, 2018. DOI: 10.1002/fsn3.642.

NOURHÈNEA, Boudhrioua; MOHAMMED, Kouhila; NABIL, Kechaou. Experimental and mathematical investigations of convective solar drying of four varieties of olive leaves. **Food e Bioproducts Processing**, [S. l.], v. 86, p. 176–184, 2008. DOI: 10.1016/j.fbp.2007.10.001.

OLIVEIRA, Gabriel Henrique Horta; ARAGÃO, Dayane Mayara Santos; OLIVEIRA, Ana Paula Lelis Rodrigues; SILVA, Marley Garcia; GUSMÃO, Anne Caroline Araújo. Modelagem e propriedades termodinâmicas na secagem de morangos. **Brazilian Journal of Food Technology**, [S. l.], v. 18, n. 4, p. 314–321, 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1981-6723.5315>.

PAGE, Glen E. **Factors influencing the maximum rate of air drying shelled corn in thin-layers.** PURDUE UNIVERSITY, [S. l.], 1949.

PARK, Kil Jin; VOHNIKOVA, Zdenka; BROD, Fernando Pedro Reis. Evaluation of drying parameters and desorption isotherms of garden mint leaves (*Mentha crispa* L.). **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 51, n. 3, p. 193–199, 2002. DOI: 10.1016/S0260-8774(01)00055-3.

PIETROVSKI, Evelise Fernandes et al. Topical anti-inflammatory activity of *Eugenia brasiliensis* Lam. (Myrtaceae) leaves. **Journal Pharmacy and Pharmacology**, [S. l.], v. 60, p. 479–487, 2008. DOI: 10.1211/jpp.60.4.0011.

POODI, Yasaman; BIMAKR, Mandana; GANJLOO, Ali; ZARRINGHALAMI, Soheila. Intensification of bioactive compounds extraction from Feijoa (*Feijoa sellowiana* Berg.) leaves using ultrasonic waves. **Food and Bioproducts Processing**, [S. l.], v. 108, p. 37–50, 2018. DOI: 10.1016/j.fbp.2017.12.004.

POOMSA-AD, N.; DEEJING, K.; WISSET, L. Performance of Heat Pump Dryer for Kaffir Lime Leaves and Quality of Dried Products under Different Temperatures and Media. **International Journal of Nutrition and Food Engineering**, [S. l.], v. 5, n. 7, p. 395–398, 2011. DOI: waset.org/Publication/12272.

PREMI, Monica; SHARMA, Harish; UPADHYAY, Ashutosh. Effect of Air Velocity and Temperature on the Drying Kinetics of Drumstick Leaves (*Moringa Oleifera*) Effect of Air Velocity and Temperature on the Drying Kinetics of Drumstick Leaves (*Moringa Oleifera*). [S. l.], v. 8, n. 4, 2012. DOI: 10.1515/1556-3758.1986.

QIN, Jin Hua; LI, Ning; TU, Peng Fei; MA, Zhi Zhong; ZHANG, Liang. Change in tea polyphenol and purine alkaloid composition during solid-state fungal fermentation of postfermented tea. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 60, n. 5, p. 1213–1217, 2012. DOI: 10.1021/jf204844g.

REIS, Renata C. Dos; DEVILLA, Ivano A.; ASCHERI, Diego P. R.; SERVULO, Ana C. O.; SOUZA, Athina B. M. Cinética de secagem de folhas de manjeriço (*Ocimum basilicum* L.) via infravermelho. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, [S. l.], v. 16, n. 12, p. 1346–1352, 2012.

RODRIGUES, Maria Isabel; IEMMA, Antonio Francisco. **Planejamento de experimentos e otimização de processos.** 3. ed. Campinas/SP: Carita Editora, 2014.

SAGAR, V. R.; SURESH KUMAR, P. Recent advances in drying and dehydration of fruits and vegetables: A review. **Journal of Food Science and Technology**, [S. l.], v. 47, n. 1, p. 15–26, 2010. DOI: 10.1007/s13197-010-0010-8.

SAIFULLAH, Md; MCCULLUM, Rebecca; MCCLUSKEY, Adam; VUONG, Quan. Effects of different drying methods on extractable phenolic compounds and antioxidant properties from lemon myrtle dried leaves. **Heliyon**, [S. l.], v. 5, n. 12, 2019. DOI: 10.1016/j.heliyon.2019.e03044.

SANTOS, Karine L.; PERONI, Nivaldo; GURIES, Raymond P.; NODARI, Rubens O. Traditional Knowledge and Management of Feijoa (*Acca sellowiana*) in Southern Brazil. **Economic Botany**, [S. l.], v. 63, n. 2, p. 204–214, 2009. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12231->

009-9076-5

SARIMESELI, Ayse. Microwave drying characteristics of coriander (*Coriandrum sativum* L.) leaves. **Energy Conversion and Management**, [S. l.], v. 52, p. 1449–1453, 2011. DOI: 10.1016/j.enconman.2010.10.007.

SERAGLIO, Siluana Katia Tischer; VALESE, Andressa Camargo; DAGUER, Heitor; BERGAMO, Greici; AZEVEDO, Mônia Stremel; GONZAGA, Luciano Valdemiro; FETT, Roseane; COSTA, Ana Carolina Oliveira. Development and validation of a LC-ESI-MS/MS method for the determination of phenolic compounds in honeydew honeys with the diluted-and-shoot approach. **Food Research International**, [S. l.], v. 87, p. 60–67, 2016. DOI: 10.1016/j.foodres.2016.06.019.

SHARMA, G. P.; PRASAD, Suresh; CHAHAR, V. K. Moisture transport in garlic cloves undergoing microwave-convective drying. **Food and Bioproducts Processing**, [S. l.], v. 87, p. 11–16, 2009. DOI: 10.1016/j.fbp.2008.05.001.

SHARMA, G. P.; VERMA, R. C.; PATHARE, Pankaj. Mathematical modeling of infrared radiation thin layer drying of onion slices. **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 71, p. 282–286, 2005. DOI: 10.1016/j.jfoodeng.2005.02.010.

SHI, Qilong; ZHENG, Yaqin; ZHAO, Ya. Mathematical modeling on thin-layer heat pump drying of yacon (*Smallanthus sonchifolius*) slices. **Energy Conversion and Management**, [S. l.], v. 71, p. 208–216, 2013. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.enconman.2013.03.032>.

SIEBERT, Diogo A.; BASTOS, Juliana; SPUDEIT, Daniel A.; MICKE, Gustavo A.; ALBERTON, Michele D. Determination of phenolic profile by HPLC-ESI-MS/MS and anti-inflammatory activity of crude hydroalcoholic extract and ethyl acetate fraction from leaves of *Eugenia brasiliensis*. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, [S. l.], v. 27, n. 4, p. 459–465, 2017. DOI: 10.1016/j.bjp.2017.01.008.

SILVA, Aline Priscilla Gomes Da; SPRICIGO, Poliana Cristina; PURGATTO, Eduardo; ALENCAR, Severino Matias; SARTORI, Sérgio Fernando; JACOMINO, Angelo Pedro. Chemical composition, nutritional value and bioactive compounds in six uvaia accessions. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 294, p. 547–556, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.04.121>.

SILVA, Lucas Henrique Maldonado Da; SARAIVA, Bianka da Rocha; VITAL, Ana Carolina Pelaes; ANJO, Fernando Antônio; TRAUTWEIN, Rafael Santiago; SILVA, Klebson Lucenildo Da; PINTRO, Paula Toshimi Matumoto. Edible coating with *Eugenia pyriformis* leaf extract to control enzymatic browning in fresh-cut apples. **Research, Society and Development**, [S. l.], v. 9, n. 12, p. 1–21, 2020.

SILVA, Fernanda P.; SIQUEIRA, Valdiney C.; MARTINS, Elton A. S.; MIRANDA, Fábio M. N.; MELO, Rogerio M. Thermodynamic properties and drying kinetics of *Bauhinia forficata* Link leaves. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, [S. l.], v. 21, n. 1, p. 61–67, 2017. DOI: 10.1590/1807-1929/agriambi.v21n1p61-67.

SIMÃO, Raquel da Silva; MORAES, Jaqueline Oliveira De; CARCIOFI, Bruno Augusto Mattar; LAURINDO, João Borges. Recent Advances in the Production of Fruit Leathers. **Food Engineering Reviews**, [S. l.], v. 12, p. 68–82, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12393-019-09200-4>.

SIMÕES, Róli R.; KRAUS, Scheila I.; COELHO, Igor S.; DAL-SECCO, Daniela; SIEBERT, Diogo A.; MICKE, Gustavo A.; ALBERTON, Michele D.; SANTOS, Adair R. S. *Eugenia brasiliensis* leaves extract attenuates visceral and somatic inflammatory pain in mice. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 217, p. 178–186, 2018. DOI: 10.1016/j.jep.2018.02.026.

SINGLETON, V. L.; ROSSI, Joseph A. Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. **American Journal of Enology and Viticulture**, [S. l.], v. 16, p. 144–158, 1965.

SOUZA, Angela; ARMSTRONG, Lorene; MERINO, Francis José Zortéa; COGO, Laura Lúcia; MONTEIRO, Cristina Leise Bastos; DUARTE, Márcia do Rocio; MIGUEL, Obdulio Gomes; MIGUEL, Marilis Dallarmi. In vitro effects of *Eugenia pyriformis* Cambess., Myrtaceae: Antimicrobial activity and synergistic interactions with Vancomycin and Fluconazole. **African Journal of Pharmacy and Pharmacology**, [S. l.], v. 8, n. 35, p. 862–867, 2014. DOI: 10.5897/AJPP2014.4100.

STEWART, Amanda J.; MULLEN, William; CROZIER, Alan. On-line high-performance liquid chromatography analysis of the antioxidant activity of phenolic compounds in green and black tea. **Molecular Nutrition and Food Research**, [S. l.], v. 49, n. 1, p. 52–60, 2005. DOI: 10.1002/mnfr.200400064.

SULTANA, Bushra; ANWAR, Farooq; ASHRAF, Muhammad. Effect of Extraction Solvent/Technique on the Antioxidant Activity of Selected Medicinal Plant Extracts. **Molecules**, [S. l.], v. 14, p. 2167–2180, 2009. DOI: 10.3390/molecules14062167.

TAKAO, L. K.; IMATOMI, M.; GUALTIERI, S. C. J. Antioxidant activity and phenolic content of leaf infusions of Myrtaceae species from Cerrado (Brazilian Savanna). **Brazilian journal of biology**, [S. l.], v. 75, n. 4, p. 948–952, 2015. DOI: 10.1590/1519-6984.03314.

TAUBER, Amanda L.; SCHWEIKER, Stephanie S.; LEVONIS, Stephan M. From tea to treatment: epigallocatechin gallate and its potential involvement in minimizing the metabolic changes in cancer. **Nutrition Research**, [S. l.], v. 74, p. 23–36, 2020. DOI: 10.1016/j.nutres.2019.12.004.

TOMSONE, Lolita; GALOBURDA, Ruta; KRUMA, Zanda; CINKMANIS, Ingmars. Characterization of dried horseradish leaves pomace: phenolic compounds profile and antioxidant capacity, content of organic acids, pigments and volatile compounds. **European Food Research and Technology**, [S. l.], v. 246, n. 8, p. 1647–1660, 2020. DOI: 10.1007/s00217-020-03521-z.

TORKI-HARCHEGANI, Mehdi; GHANBARIAN, Davoud; PIRBALOUTI, Abdollah Ghasemi; SADEGHI, Morteza. Dehydration behaviour, mathematical modelling, energy efficiency and essential oil yield of peppermint leaves undergoing microwave and hot air treatments. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [S. l.], v. 58, p. 407–418, 2016. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.rser.2015.12.078>.

TOSELLO, André. ENSAIOS SÔBRE A SECAGEM DOS PRODUTOS. **Boletim Técnico da Divisão de Experimentação e Pesquisas - Instituto Agrônomo**, [S. l.], v. 6, n. 2, p. 39–107, 1946.

URIBE, Elsa; VEGA-GÁLVEZ, Antonio; SCALA, Karina Di; OYANADEL, Romina; TORRICO, Jorge Saavedra; MIRANDA, Margarita. Characteristics of Convective Drying of

Pepino Fruit (*Solanum muricatum* Ait.): Application of Weibull Distribution. **Food Bioprocess Technol**, [S. l.], v. 4, p. 1349–1356, 2011. DOI: 10.1007/s11947-009-0230-y.

WANG, C. Y.; SINGH, R. P. A single layer drying equation for rough rice. **ASAE paper**, [S. l.], n. 78–3001, p. 33, 1978.

WANG, J.; CHAO, Y. Drying characteristics of irradiated apple slices. **Journal of Food Engineering**, [S. l.], v. 52, n. 1, p. 83–88, 2002. DOI: 10.1016/S0260-8774(01)00090-5.

WANG, Rong; ZHOU, Weibiao; JIANG, Xiaohui. Reaction kinetics of degradation and epimerization of epigallocatechin gallate (EGCG) in aqueous system over a wide temperature range. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 56, n. 8, p. 2694–2701, 2008. DOI: 10.1021/jf0730338.

WILSON, P. G.; BRIEN, M. M. O.; HESLEWOOD, M. M.; QUINN, C. J. Relationships within Myrtaceae sensu lato based on a mat K phylogeny. [S. l.], v. 251, p. 3–19, 2005. DOI: 10.1007/s00606-004-0162-y.

XIAO, Hong-wei; PANG, Chang-le; WANG, Li-hong; BAI, Jun-wen; YANG, Wen-xia; GAO, Zhen-jiang. Drying kinetics and quality of Monukka seedless grapes dried in an air-impingement jet dryer. **Biosystems Engineering**, [S. l.], v. 105, p. 233–240, 2010. DOI: 10.1016/j.biosystemseng.2009.11.001.

YAP, Jing Y.; HII, Ching L.; ONG, Sze P.; LIM, Kuan H.; ABAS, Faridah; PIN, Kar Y. Effects of drying on total polyphenols content and antioxidant properties of *Carica papaya* leaves. **J Sci Food Agric**, [S. l.], v. 100, p. 2932–2937, 2020. DOI: 10.1002/jsfa.10320.

YI, Tao et al. Comparison of ten major constituents in seven types of processed tea using HPLC-DAD-MS followed by principal component and hierarchical cluster analysis. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 62, n. 1, p. 194–201, 2015. DOI: 10.1016/j.lwt.2015.01.003.

YIN, Chunyan; XU, Zhiqiang; SHU, Junsheng; LI, Yue; SUN, Weifeng; ZHOU, Zhilei; CHEN, Maoshen; ZHONG, Fang. Influence of physicochemical characteristics on the effective moisture diffusivity in tobacco. **International Journal of Food Properties**, [S. l.], v. 18, n. 3, p. 690–698, 2015. DOI: 10.1080/10942912.2013.845785.

ZHANG, Shou-qin; BI, Hui-min; LIU, Chang-jiao. Extraction of bio-active components from *Rhodiola sachalinensis* under ultrahigh hydrostatic pressure. **Separation and Purification Technology**, [S. l.], v. 57, p. 277–282, 2007. DOI: 10.1016/j.seppur.2007.04.022.

ZHAO, Xiaoling; LI, Renjia; JIN, Hui; JIN, Haimin; WANG, Yonghui; ZHANG, Wanqi; WANG, Haichao; CHEN, Weiqiang. Epigallocatechin-3-gallate confers protection against corticosterone-induced neuron injuries via restoring extracellular signal-regulated kinase 1/2 and phosphatidylinositol-3 kinase/protein kinase B signaling pathways. **PLoS ONE**, [S. l.], v. 13, n. 1, p. 1–17, 2018. DOI: 10.1371/journal.pone.0192083.

ZHOU, Binxing; MA, Cunqiang; WU, Tingting; XU, Chengcheng; WANG, Jiakai; XIA, Tao. Classification of raw Pu-erh teas with different storage time based on characteristic compounds and effect of storage environment. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 133, n. July, 2020. DOI: 10.1016/j.lwt.2020.109914.

## **CAPÍTULO IV**

### **CARACTERIZAÇÃO DE NANOEMULSÃO PRODUZIDA POR MÉTODO DE BAIXA ENERGIA: EFEITO DA ADIÇÃO DO EXTRATO DAS FOLHAS DE GRUMIXAMA**

## 1 INTRODUÇÃO

Uma emulsão é definida com um sistema bifásico em que uma fase é dispersa, em forma de gotículas, na fase contínua. São considerados três tipos de sistemas de emulsão, conhecidos como óleo (fase dispersa) em água (fase contínua) (O/A), água (fase dispersa) em óleo (fase contínua) (A/O), e bicontínuo quando óleo e água são interdispersos no sistema. No entanto, estes sistemas são termodinamicamente instáveis e, portanto, tendem a se separarem rapidamente em duas fases devido a ação dos fenômenos de floculação, coalescência, amadurecimento de Ostwald e *creaming*. Sendo assim, surfactantes e/ou co-surfactantes são utilizados para estabilizar o sistema, o que acontece pela formação do filme e diminuição da tensão superficial entre as fases (AZMI et al., 2019; SUTRADHAR; AMIN, 2013; ZIANI et al., 2011).

Quando estas emulsões possuem partículas com tamanho nanométrico ( $< 1000\text{nm}$ ) são chamadas de nanoemulsões (WILSON et al., 2022). As nanoemulsões podem ser preparadas por métodos de baixa energia ou de alta energia. Nos processos de alta energia são requeridos uma grande quantidade de força mecânica no sistema, os métodos incluem homogeneização por alta pressão, microfluidizadores e ultrassom. Por outro lado, os métodos de baixa energia são baseados nas propriedades físico-químicas dos componentes e não necessitam de equipamentos específicos. Estes processos são considerados mais eficazes que os de alta energia para produção de partículas pequenas, devido ao processo de brotamento, onde o movimento rápido dos componentes na fase aquosa favorece a mudança espontânea da curvatura do surfactante e causa um aumento da área interfacial óleo-água, levando a formação espontânea de gotículas. Entre estes métodos podemos citar a emulsificação espontânea, temperatura de inversão de fase, composição de inversão de fase, ponto de inversão da emulsão (MCCLEMENTS, 2011; SHARMA et al., 2022; SOLÈ et al., 2006).

O método da emulsificação espontânea tem sido bastante estudado, devido ao baixo custo e facilidade de implementação (KOMAIKO; MCCLEMENTS, 2015). Este método pode ser uma alternativa pertinente para produção de nanoemulsão com extratos vegetais, como verificado por Bidone et al. (2014) e Bazana et al. (2019). Esta tendência converge com a atual e crescente demanda da indústria por aditivos naturais e de consumidores em busca de produtos naturais, seguros e sustentáveis (SUN; XIN; ALPER, 2021). Neste sentido, as folhas de grumixama que são uma fonte rica de ácidos fenólicos e flavonoides com elevada atividade antioxidante, obtidas como subproduto do manejo do Sistema Agroflorestal no estado de Santa Catarina podem ser uma boa candidata para esta finalidade.

Embora o extrato apresente funcionalidade a sua aplicação como aditivo alimentar ou farmacêutico é um grande desafio, devido às limitações associadas à instabilidade de seus compostos. Os extratos vegetais brutos são facilmente oxidados frente a algumas condições de processamento, como por exemplo alterações de pH, elevadas condições de pressão e temperatura, presença de oxigênio, limitando assim a aplicação, armazenamento e uso a longo prazo (MOHAMMADI et al., 2016; PEANPARKDEE; PATRAWART; IWAMOTO, 2020; QUAN et al., 2020; RIACHI et al., 2018). Além disso, os compostos fenólicos são sensorialmente descritos como adstringentes e amargos, podendo alterar o sabor quando aplicados como aditivos em alimentos (FERRER-GALLEGO et al., 2014). Sendo assim, a aplicação de nanotecnologia ao extrato das folhas de grumixama pode melhorar a sua performance frente aos fatores limitantes de processamento e de uso a longo prazo.

A encapsulação de compostos naturais pelo método da nanoemulsão tem sido uma forma eficiente de aumentar a estabilidade física e promover a liberação controlada dos compostos bioativos (LI; LU, 2016), aumentar a solubilidade em água (REZAEI; FATHI; JAFARI, 2019), proteger os compostos da degradação em diferentes condições de processamento (HATEGEKIMANA et al., 2015) e melhorar a funcionalidade, como por exemplo a atividade antioxidante e antimicrobiana (BAZANA et al., 2019; NIRMAL et al., 2018). Contudo, o objetivo deste capítulo foi produzir nanoemulsões carregadas com o extrato das folhas de grumixama pelo método da emulsificação espontânea. As nanoemulsões produzidas foram caracterizadas quanto a eficiência de encapsulação, estabilidade a longo prazo, morfologia, análise térmica e Espectroscopia no Infravermelho por Transformada de Fourier (FTIR).

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1 PRODUÇÃO DO EXTRATO DAS FOLHAS DE GRUMIXAMA**

Folhas de grumixama foram coletadas em fevereiro de 2022, na fazenda experimental da Ressacada (UFSC) (*voucher* FLOR 69709). As folhas foram higienizadas, secas a 60 °C por 240 min e então, o extrato foi produzido utilizando metanol 80% (v/v) como solvente, que por último foi rotaevaporado e o extrato liofilizado. Os procedimentos de secagem e produção dos extratos foram realizados de acordo os métodos descritos no Capítulo III.

## 2.2 PRODUÇÃO DAS NANOEMULSÕES

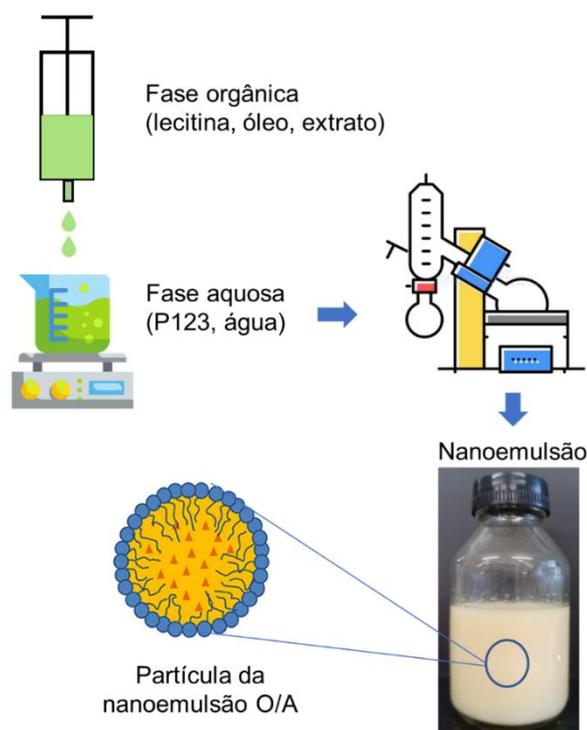
Nanoemulsões do tipo óleo em água (O/A) foram produzidas pelo método da emulsificação espontânea conforme metodologia descrita por (BOUCHEMAL et al., 2004). O procedimento consistiu no preparo de uma fase orgânica e uma fase aquosa, seguida da junção de ambas as fases e remoção do solvente a baixa pressão. A fase orgânica foi composta por óleo de semente de uva (Farmácia Magistrale), extrato liofilizado de folhas de grumixama e lecitina de ovo ( $0,35\text{ g L}^{-1}$  acetona) (Lipoid® S75, fosfolipídios com 70% de fosfatidilcolina, Lipoid GmbH, Alemanha). Foi produzida uma formulação sem adição de extrato, denominada Controle e foram testadas três diferentes formulações da fase orgânica, alterando a concentração de óleo de semente de uva e de extrato liofilizado de folhas de grumixama (Tabela 4.1). Nesses ensaios, as concentrações dos demais componentes foram mantidas fixas. O extrato liofilizado foi previamente diluído em 1 mL de água destilada e adicionado 20mL de lecitina e o óleo de semente de uva, e mantidos sob agitação magnética por 5min. A fase aquosa foi preparada com 40mL do surfactante não-iônico Plurônic® 123 (P 123) ( $3\text{ g L}^{-1}$ ).

Tabela 4.1. Formulações das nanoemulsões sem e com extrato das folhas de grumixama liofilizado.

Componente	Formulações			
	Controle (C)	E50	E125	E200
Óleo de semente de uva (mg)	300	250	175	100
Extrato liofilizado de folhas de grumixama (mg)	-	50	125	200
Água destilada (mL)	1	1	1	1
Lecitina de ovo ( $0,35\text{ g L}^{-1}$ acetona) (mL)	20	20	20	20
P 123 ( $3\text{ g L}^{-1}$ ) (mL)	40	40	40	40

Na etapa seguinte, a fase aquosa foi mantida sob agitação e a fase orgânica foi adicionada à fase aquosa a uma vazão de  $20\text{ mL min}^{-1}$  com o auxílio de uma seringa (dimensões da agulha  $55 \times 1,27\text{ mm}$ ) mantendo o sistema sob agitação por 15min (Figura 4.1). A nanoemulsão resultante foi então rotaevaporada a  $40^\circ\text{C}$  para remoção da acetona. Ao final do processo foram obtidos 40 mL de cada formulação (C, E50, E125 e E200) que foram armazenados a  $4^\circ\text{C}$ . Todas as formulações foram elaboradas em triplicata.

Figura 4.1. Esquema do processo de produção das nanoemulsões pelo método de emulsificação espontânea.



Fonte: Autor

## 2.3 CARACTERIZAÇÃO DAS NANOEMULSÕES

### 2.3.1 Eficiência de encapsulação (EE%)

A eficiência de encapsulação das amostras foi calculada com base na quantificação dos compostos fenólicos totais usando ácido gálico como padrão, em razão deste composto ser composto fenólico maioritário no extrato das folhas de grumixama secas a 60°C (Capítulo III).

A eficiência de encapsulação nas nanoemulsões foi quantificada pelo método descrito por Sanches et al. (2020). Inicialmente 3 mL da amostra foram centrifugados a 7000 rpm por 20 min, usando um tubo de ultrafiltração VivaSpin® Turbo 4 (Sartorius). Após, este processo, 1 mL do sobrenadante foi diluído em uma solução contendo 9 mL de água e 1 mL de etanol e adicionada uma alíquota de NaCl (0,5 g). A seguir a mistura contendo a alíquota e a solução foi agitada em vórtex por cerca de 2 min e centrifugada a 3600 rpm por 15 min.

Os compostos fenólicos encapsulados nas nanoemulsões foram quantificados de acordo com o método do Folin-Ciocalteu (SINGLETON; ROSSI, 1965) adaptado para microplacas de 96 poços (MARGRAF et al., 2015) com modificações. Inicialmente, uma alíquota de 15µL da amostra foi solubilizada com 15 µL do reagente Folin-Ciocalteu

previamente diluído (1:10). A seguir foram adicionados 240  $\mu\text{L}$  de água, o sistema foi mantido em repouso por 3min e após este período foram adicionados 30  $\mu\text{L}$  de solução aquosa de carbonato de sódio a 20% (m/v). A placa foi cuidadosamente agitada e mantida em repouso por 1h sob proteção da luz a 25°C. A leitura da absorbância foi realizada a 720 nm utilizando uma leitora de microplacas (Spectramax Paradigm, Molecular Devices, EUA). Na curva padrão de ácido gálico (0-100  $\text{mg L}^{-1}$ ) a concentração foi expressa em mg de equivalente ácido gálico por litro de nanoemulsão ( $\text{EAG L}^{-1}$ ). Os ensaios foram realizados em triplicata.

Logo, a eficiência de encapsulação foi calculada usando a seguinte equação (Eq. 7):

$$\text{Eficiência de encapsulação (\%)} = \left( \frac{\text{CFT encapsulado (mg L}^{-1}\text{)}}{\text{Total de CFT (mg L}^{-1}\text{)}} \right) \times 100 \quad (7)$$

### 2.3.2 Tamanho, PDI, Potencial Zeta e pH

As determinações do tamanho médio das partículas, índice de polidispersividade (PDI) e potencial Zeta (potencial  $\zeta$ ) das nanoemulsões foram realizadas utilizando o espalhamento de luz dinâmico (DLS).

As amostras foram previamente diluídas 100 vezes com água destilada a 25 °C e as medidas foram realizadas no Zetasizer Nano Series (Malvern Instruments, UK), com laser de 633 nm e ângulo de espalhamento de 173°. As medidas foram realizadas em triplicata e cada medida registrada foi a média de 10 corridas. O mesmo equipamento e diluição foi utilizado para medida do tamanho, PDI e potencial  $\zeta$ .

O pH das nanoemulsões foi determinado por medição direta em pHmetro digital (modelo W3B, BEL engineering) previamente calibrado.

### 2.3.3 Estabilidade das nanoemulsões

A estabilidade das nanoemulsões armazenadas a 4 °C foi acompanhada por meio da medição do tamanho médio das partículas, PDI, potencial  $\zeta$  e pH, conforme métodos descritos acima, nos tempos 1, 7, 15, 30, 60, 100, 130 e 180 dias. Todos os ensaios foram realizados em triplicata.

### **2.3.4 Microscopia eletrônica de transmissão (TEM)**

A morfologia e o tamanho das partículas foram avaliados por microscopia eletrônica de transmissão (TEM) utilizando um microscópio JEM-1011 (JEOL, Japão) com voltagem de aceleração de 80kV. Amostras previamente diluídas 100 vezes foram gotejadas em grid de cobre, revestido com filme polimérico (FORMVAR®) e contrastadas com acetato de uranila a 3% (m/ v). As amostras foram mantidas a 23 °C por 24h para completa secagem do grid. O diâmetro das partículas foi calculado utilizando o software Image J.

### **2.3.5 Análise termogravimétrica (TG)**

As análises termogravimétricas foram realizadas utilizando o equipamento TGA-50 (Shimadzu, Japão). Amostras pesando  $10 \pm 2$  mg de nanoemulsões liofilizadas foram colocadas em panela de platina e submetidas a uma rampa de temperatura que variou de 25 a 800°C, com uma taxa de aquecimento de  $10 \text{ }^\circ\text{C min}^{-1}$ , utilizando nitrogênio como gás de arraste ( $50 \text{ mL min}^{-1}$ ). Os componentes das formulações das nanoemulsões (extrato das folhas de grumixama, óleo de semente de uva, P123 e lecitina) também foram avaliados utilizando a mesma metodologia.

### **2.3.6 Calorimetria diferencial de varredura (DSC)**

As temperaturas de mudança de fase e os respectivos valores de entalpia das nanoemulsões foram determinados utilizando um calorímetro diferencial de varredura modelo Q200 (TA Instruments, EUA). Nos ensaios,  $10 \pm 1$  mg de amostras liofilizadas foram colocadas em cadinhos de alumínio e fechadas. Cada amostra foi resfriada até  $-10^\circ \text{C}$  e posteriormente aquecida até  $300 \text{ }^\circ\text{C}$  utilizando taxa de aquecimento de  $10^\circ\text{C min}^{-1}$ , sob fluxo de nitrogênio de  $50 \text{ mL min}^{-1}$ .

### **2.3.7 Espectroscopia no infravermelho por transformada de Fourier (FTIR)**

Os espectros de infravermelho foram realizados utilizando um equipamento IR-Prestige 21 (Shimadzu, Japão) na faixa de número de onda de  $4000\text{-}400 \text{ cm}^{-1}$  com resolução de

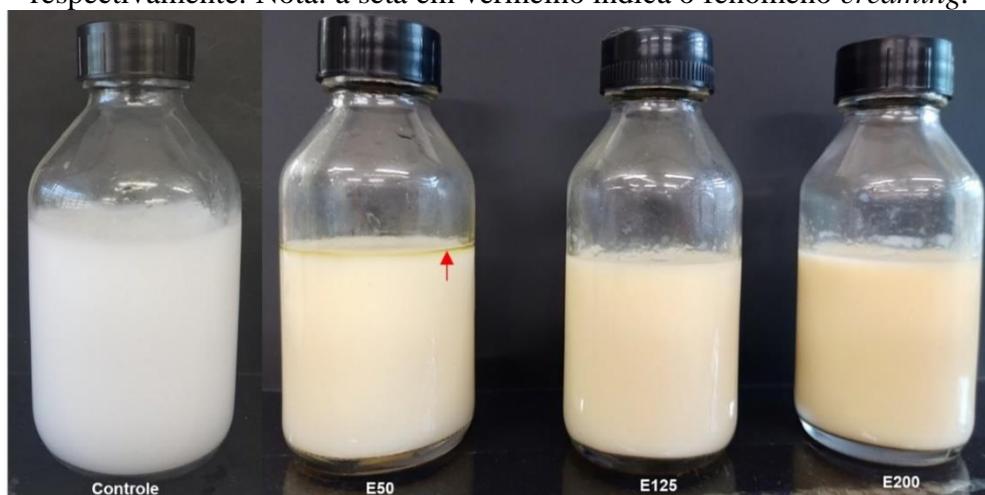
2 cm<sup>-1</sup> e 25 aquisições no modo absorvância. Foram produzidas pastilhas de KBr as quais foram incorporadas o extrato e as nanoemulsões, previamente liofilizados.

### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1 NANOEMULSÕES PRODUZIDAS

Nanoemulsões do tipo óleo em água (O/A) foram produzidas pelo método de emulsificação espontânea. Este processo possui entre outros objetivos, produzir partículas com carga, promover o aumento da área superficial e carrear os compostos bioativos do extrato das folhas de grumixama em sistema aquoso (MCCLEMENTS; RAO, 2011). A Figura 4.2 apresenta as nanoemulsões controle e carregadas com extrato das folhas de grumixama após 24h de produção.

Figura 4.2. Nanoemulsões após 24h de produção. Onde, controle, E50, E125 e E200 correspondem as formulações com 0, 50, 125 e 200mg de extrato das folhas de grumixama, respectivamente. Nota: a seta em vermelho indica o fenômeno *creaming*.



Fonte: Autor

Todas as nanoemulsões produzidas são opticamente turvas, com aspecto leitoso devido a refração da luz pelas pequenas partículas formadas nos sistemas. Não se observou, nas formulações C, E125 e E200 separações de fase, mantendo-se visualmente estáveis após 24h de produção. Por outro lado, observou-se que ocorreu separação de fase na nanoemulsão E50, ou seja, o sistema com a menor concentração de extrato (50 mg) desestabilizou após 24h (Figura 4.2).

Apesar das medidas da amostra E50 com relação ao tamanho médio das partículas ( $211,5 \pm 4,8$  nm), PDI ( $0,331 \pm 0,016$ ), potencial zeta ( $-37,6 \pm 2,4$  mV) e pH ( $5,35 \pm 0,09$ ) após 24h, serem valores adequados para estabilidade de nanoemulsões, visualmente observou-se uma desorganização da estrutura desta formulação. Este evento pode estar associado, entre outros fatores, ao efeito do fenômeno de separação gravitacional “*creaming*”, onde as gotículas do óleo de semente de uva se desestabilizaram e devido a menor densidade se movimentaram para a superfície do sistema (TADROS, 2013). Resultados similares foram reportados por Chang, McLandsborough e McClements (2013) quando produziram nanoemulsões com diferentes concentrações de carvacrol pelo método da emulsificação espontânea. Portanto, devido à baixa estabilidade da nanoemulsão E50, esta formulação foi desconsiderada para os demais ensaios de caracterização.

### 3.2 EFICIÊNCIA DE ENCAPSULAÇÃO (%)

EE (%) é uma indicação da capacidade do sistema de encapsular um bioativo ou um fármaco (PANDEY et al., 2022). Neste estudo, a EE % foi calculada com base na concentração de compostos fenólicos totais (CFT) do sistema. A EE% das nanoemulsões E125 e E200 correspondem a  $95,02 \pm 0,04$  e  $89,0 \pm 0,19$  %, respectivamente.

Ambas as formulações apresentaram um elevado percentual de encapsulação dos compostos bioativos, indicando uma boa funcionalidade do sistema em termos de retenção dos compostos fenólicos totais utilizando ácido gálico como padrão. Porém, as diferentes proporções de óleo de semente de uva: extrato afetaram a EE. Na formulação E125 a proporção óleo:extrato é de 1,4 enquanto na E200 é 0,5. Portanto, a nanoemulsão E125 possui em sua formulação uma proporção óleo:extrato 2,8 vezes maior e apresentou uma melhor capacidade do sistema em reter e encapsular os compostos bioativos, quando comparado com a formulação E200.

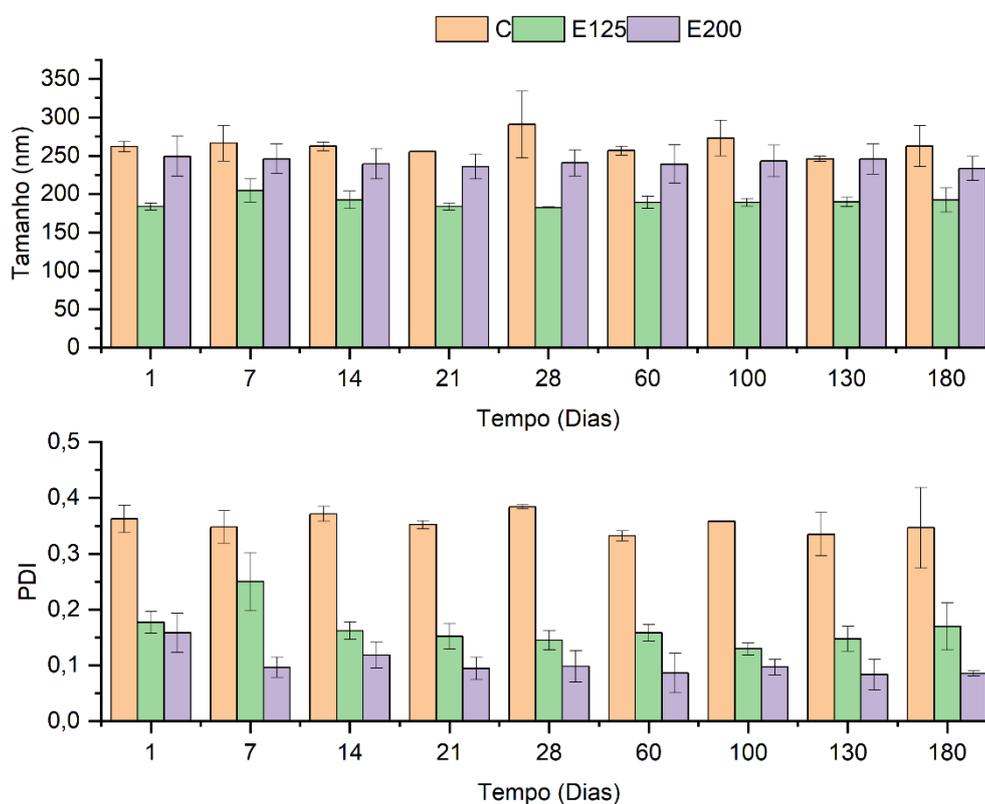
Davidov-Pardo e McClements (2015) reportaram uma variação da EE (%) entre 82 a 92% para nanoemulsões produzidas pelo método de emulsificação espontânea, utilizando óleo de semente de uva na formulação e resveratrol como agente ativo. Em outro estudo e utilizando o mesmo método, Bazana et al. (2019) obtiveram 84 % de EE para nanoemulsão contendo o extrato de *Physalis peruviana* calyx. Estudos estes que corroboram com o encontrado no presente estudo.

### 3.3 ESTABILIDADE DAS NANOEMULSÕES

#### 3.3.1 Tamanho e PDI

Os resultados obtidos para o tamanho médio das partículas e PDI das nanoemulsões ao longo de 180 dias de armazenamento a 4°C são apresentados na Figura 4.3. Os valores médios obtidos para o tamanho de todas as amostras variaram entre  $182,3 \pm 0,7$  nm a  $290,7 \pm 43,5$  nm para as nanoemulsões E125 e C, respectivamente. Apesar das variações do tamanho de partículas das nanoemulsões, todas mantiveram o diâmetro em escala nanométrica ( $< 1000$  nm) com baixa variação de tamanho ao longo do armazenamento.

Figura 4.3. Distribuição do tamanho das partículas (a) e índice de polidispersividade (PDI) (b) das nanoemulsões ao longo de 180 dias de armazenamento à 4°C. Onde, C, E125 e E200 correspondem as formulações com 0, 125 e 200mg de extrato das folhas de grumixama, respectivamente.



A presença e concentração do extrato liofilizado das folhas de grumixama nas formulações afetou o tamanho das partículas e PDI. Na formulação Controle (sem extrato) foram observados os maiores tamanhos de partículas e maiores PDI, quando comparado as demais amostras com extrato. Logo, as amostras E125 e E200 apresentaram menores tamanho

de partícula e PDI, que pode ser atribuída a composição variada do extrato. O método usado para produção do extrato (metanol 80 % v/v à 40 °C por 1h) pode ocasionar a solubilização e arraste de outros compostos, além dos bioativos identificados e quantificados no Capítulo III. Outras substâncias como carboidratos, proteínas, lipídios e fibras podem estar atuando como matriz de suporte estrutural e auxiliando na estabilização do sistema da nanoemulsão (ACEVEDO-FANI; SOLIVA-FORTUNY; MARTÍN-BELLOSO, 2017; KASHANINEJAD et al., 2021).

A nanoemulsão E125 apresentou menor tamanho de partícula quando comparado as demais, variando entre  $182,3 \pm 0,7$  a  $204,4 \pm 15,0$  nm. Partículas menores são desejáveis nestes sistemas, menor tamanho de partícula suprimem os fenômenos de coalescência ou coagulação e de precipitação e, portanto, contribui para uma maior estabilidade do sistema ao longo do tempo. Segundo Kumar e Mandal (2018), este fato se deve ao movimento Browniano que dominam as forças gravitacionais e fornece uma resistência à agregação das partículas, permitindo que as nanoemulsões mantenham o tamanho em escala nanométrica. Já a formulação E200 promoveu a formação de partículas maiores que a E125, com valores de diâmetro variando entre  $235,7 \pm 16,3$  nm a  $249,0 \pm 25,9$  nm. A diferença no tamanho de partícula entre as formulações com adição de extrato pode estar associada a proporção óleo:extrato, que foi menor na amostra E200, e possivelmente o excesso de extrato fez com que houvesse uma maior quantidade de sólidos na interface óleo/água.

A formação de partículas pequenas é um aspecto de notável relevância para a estabilidade da nanoemulsão, porém também é desejável que as partículas apresentem um número relativamente baixo de variação de tamanho, isto é, que o sistema seja homogêneo. Sendo assim, o índice de polidispersividade (PDI) é um indicativo da distribuição do tamanho das partículas (SABERI; FANG; MCCLEMENTS, 2013). Os valores podem variar de 0 a 1, sendo os valores próximo a 0 sistemas altamente monodispersos e maiores que 0,40 considerados polidispersos (ASLAM et al., 2016).

Contudo, observamos que todas as nanoemulsões produzidas estão dentro do limite aceitável de PDI ( $< 0,40$ ) (Figura 4.3). Porém, o aumento da concentração do extrato nas nanoemulsões teve um efeito direto na redução do PDI, onde a formulação E200 alcançou os menores valores ( $0,084 \pm 0,03$  a  $0,159 \pm 0,04$ ) ao longo do armazenamento de 180 dias. Sendo, portanto, a nanoemulsão com menor dispersão de tamanho de partícula quando comparada as demais.

Apesar de todas as características da nanoemulsão E200, observou-se na avaliação visual com 160 dias de armazenamento a 4°C, que houve sedimentação, ou seja, o sistema

desestabilizou-se ocasionando a deposição da fração de maior densidade da formulação na base do recipiente (Figura 4.4). Esse processo pode ter sido resultado da maior quantidade de extrato na interface óleo/água.

Figura 4.4. Sedimentação na nanoemulsão E200 (formulação com 200mg de extrato das folhas de grumixama), com 160 dias de armazenamento a 4°C.



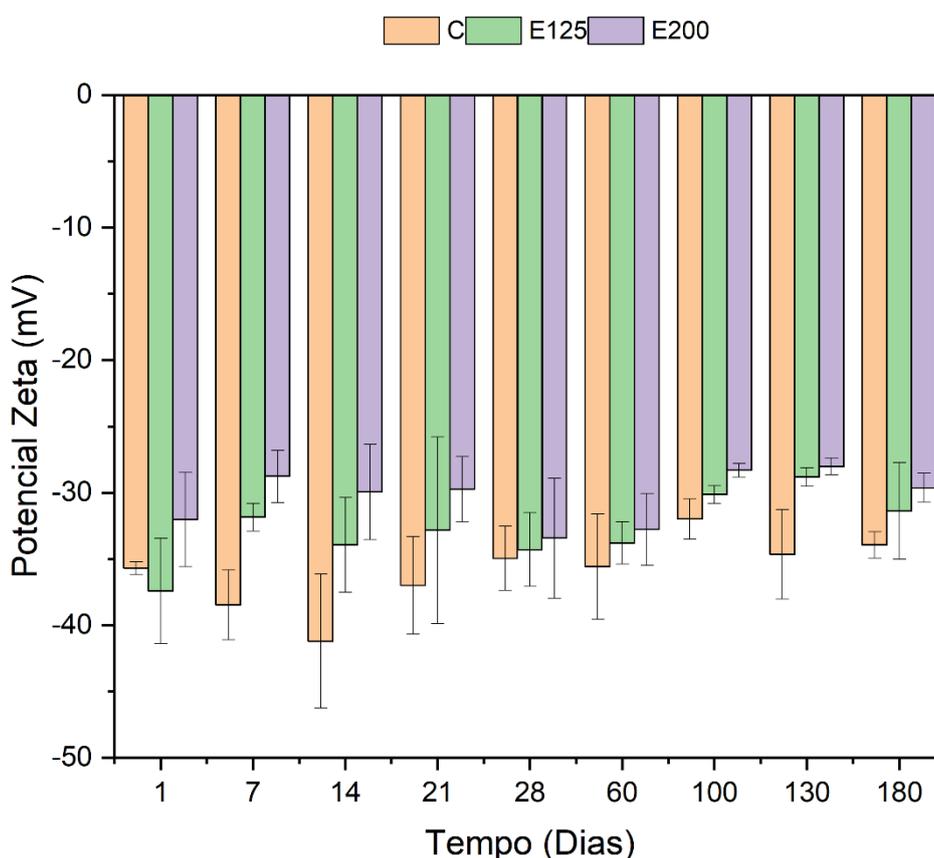
Embora tenham se observado diferenças no tamanho de partícula e PDI, as nanoemulsões C e E125 se mostraram cineticamente estáveis, uma vez que não foram observadas alterações significativas visuais, no tamanho e no PDI, ao longo de 180 dias armazenamento sob refrigeração. Apesar de a nanoemulsão E200 ter apresentado estabilidade menor quando comparada as demais, o sistema se manteve viável por 160 dias, que torna esta formulação ainda com possibilidades de uso dentro deste prazo.

### 3.3.2 Potencial Zeta

Potencial zeta é uma medida da carga superficial das partículas da nanoemulsão, e aponta a magnitude da repulsão eletrostática entre partículas (BHATTACHARJEE, 2016). Os resultados obtidos para o potencial zeta das nanoemulsões sem e com extrato liofilizado das folhas de grumixama variaram entre  $-41,2 \pm 5,0$  a  $-28,0 \pm 0,6$  mV (Figura 4.5) quando monitorado por 180 dias.

Em geral, sistemas que apresentam valores de potencial zeta menores ou iguais a  $-30$  mV tem sido considerado como suficiente para garantir uma boa estabilidade física do sistema (MITRI et al., 2011). Os valores do potencial zeta para a nanoemulsão C variaram entre  $-41,2 \pm 5,0$  a  $-32,0 \pm 1,5$  mV, a amostra E125 variou entre  $-37,4 \pm 4,0$  mV e  $-28,8 \pm 0,7$  mV, a nanoemulsão E200 obteve valores que variaram entre  $-33,4 \pm 4,5$  e  $-28,0 \pm 0,6$  mV ao longo de 180 dias de armazenamento. Neste contexto, todos os sistemas em suspensão produzidos apresentaram potencial zeta negativamente satisfatórios indicando sistemas estáveis por 180 dias em ambiente refrigerado.

Figura 4.5. Distribuição do potencial zeta das nanoemulsões ao longo de 180 dias de armazenamento à  $4^{\circ}\text{C}$ . Onde, C, E125 e E200 correspondem as formulações com 0, 125 e 200 mg de extrato das folhas de grumixama, respectivamente.



Entre as amostras, as nanoemulsões com extrato E125 e E200 tiveram pequenos aumentos no potencial zeta após 130 e 100 dias de armazenamento à  $4^{\circ}\text{C}$ , respectivamente. Portanto, a presença e o aumento na concentração do extrato das folhas de grumixama interferiram na carga superficial da partícula, uma vez que a nanoemulsão E200 apresentou os

maiores valores para o potencial zeta ( $-33,4 \pm 4,5$  a  $-28,0 \pm 0,6$  mV) quando comparada as demais.

Segundo Li et al. (2022) analisando sistemas similares, a carga negativa da superfície das nanoemulsões é resultado principalmente da adição da lecitina às formulações, onde há exposição predominante da cabeça glicerol-fosfato e do grupo negativamente carregado  $\text{PO}_3^-$ . Apesar de a concentração de lecitina nas formulações ter sido mantida constante, a concentração de óleo foi alterada. Sendo assim, a diminuição da quantidade de óleo pode ter interferido no potencial zeta, em razão de haver uma menor quantidade de lipídios para a lecitina emulsionar e estabilizar o sistema. Resultados semelhantes foram reportados por Musa et al. (2013) que otimizou a proporção óleo de semente de cártamo e lecitina de soja em nanoemulsão carregada de cloranfenicol.

O potencial zeta é o principal parâmetro que se relaciona com os feitos do amadurecimento de Oswald e da agregação das partículas, permitindo a prevenção de ambos (KHAMES, 2019). Sendo assim, as alterações dos valores deste parâmetro observados na amostra E200 após 5 meses de armazenamento, quando comparados ao início da estocagem, podem estar associados ao início da desestabilização do sistema, como verificado na análise visual e surgimento da sedimentação.

O potencial zeta é também dependente do pH do meio, devido a lecitina ser um surfactante zwitteriônicos a quantidade de íons  $\text{H}^+$  é determinante na carga da superfície fosfolípica, com pH isoelétrico igual a 3,0 (MA; DAVIDSON; ZHONG, 2016; SCHUH; BRUXEL; TEIXEIRA, 2014; ZOURAB; SABET; SAID, 1984). Com relação ao pH as amostras apresentaram valores que variaram entre  $6,35 \pm 0,08$  a  $5,73 \pm 0,03$  para a amostra Controle,  $5,16 \pm 0,01$  a  $5,49 \pm 0,45$  para a nanoemulsão E125 e  $5,05 \pm 0,01$  a  $4,91 \pm 0,06$  para a nanoemulsão E200 ao longo de 180 dias de armazenamento. Deste modo, as nanoemulsões mantiveram o pH ao longo do tempo, com valores distantes ao ponto isoelétrico da lecitina, garantindo assim a repulsão eletrostática entre as partículas dos sistemas.

Contudo, com base no apresentado nas Figuras 4.3 e 4.5 as nanoemulsões C e E125 apresentaram uma estabilidade satisfatória ao longo de 6 meses de armazenamento sob refrigeração e 5 meses de armazenamento para a nanoemulsão E200. Este comportamento se deve ao conjunto de fatores como, composição das formulações, tamanho pequeno das partículas produzidas, baixos valores para PDI, potencial zeta próximo ou menores que  $-30$  mV, pH intermediário e os outros fenômenos associados, discutidos anteriormente. Além disso, segundo Wang et al. (2008) a utilização do surfactante não-iônico P123 auxilia na estabilização destes sistemas uma vez que a presença de grupos hidrofóbicos de poli(óxido de propileno)

(PPO) e hidrofílicos de poli(óxido de etileno) (PEO) na sua estrutura permite que o bloco longo de PPO se ligue à cauda alifática da lecitina, abrangendo toda a extensão superficial da partícula. Outro aspecto que cabe destacar é a composição do extrato, onde a presença de saponinas, que podem ter sido extraídas das folhas de grumixama, estarem atuando como surfactante natural nas nanoemulsões conforme reportado por Kralova e Sjöblom (2009).

### 3.4 MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE TRANSMISSÃO (TEM)

A morfologia das nanoemulsões foi avaliada por meio microscopia eletrônica de transmissão (TEM). A Figura 4.6 apresenta as imagens obtidas para as nanoemulsões controle e com extrato de grumixama a 100 nm de amplitude. Todas as partículas são morfologicamente esféricas com tamanho médio de  $112,7 \pm 22,5$ ,  $97,4 \pm 4,9$  e  $145,8 \pm 6,8$  nm para as nanoemulsões C, E125 e E200, respectivamente.

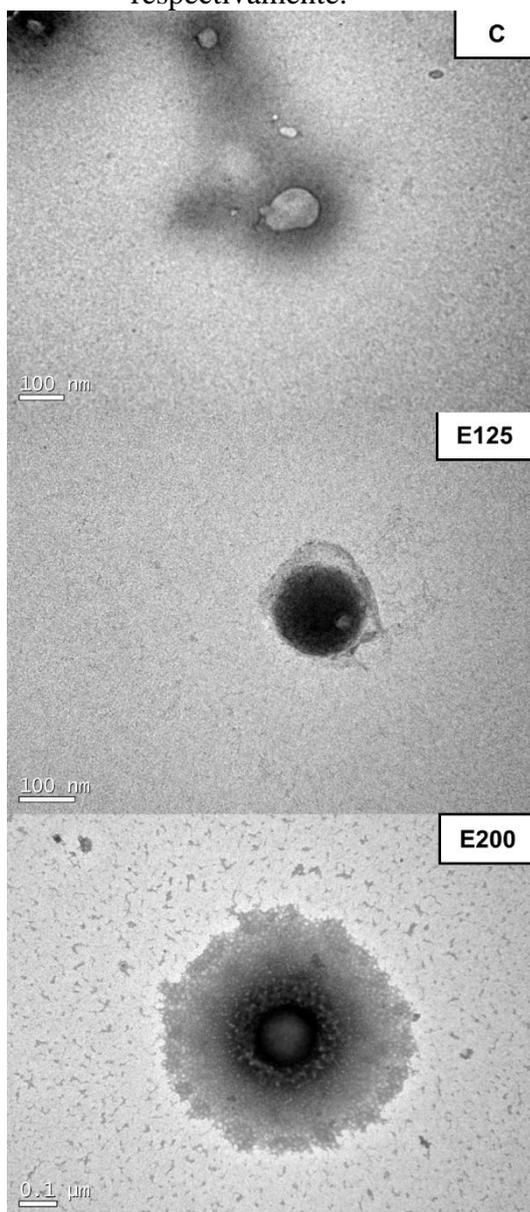
Os tamanhos médios das partículas obtidos no TEM são menores que os obtidos no DLS. Esta diferença ocorreu devido as medidas no TEM serem realizadas com as nanoemulsões desidratadas no grid, enquanto os valores obtidos no DLS se referem à medida do diâmetro hidrodinâmico das partículas nas nanoemulsões (LIANG et al., 2022; REN et al., 2019). Todavia, os dados obtidos no TEM foram consistentes com a tendência de tamanho encontrada no DLS, onde a nanoemulsão E125 apresentou menor tamanho.

Além disso, observa-se que a estrutura da amostra E125 é melhor definida e mais compacta, próximo a camada externa, o que pode ser mais um indício de que a proporção de óleo de semente de uva e extrato das folhas de grumixama foi apropriada. Por outro lado, a nanoemulsão E200 possui na estrutura heteroagregados na superfície que se ramificam para a fase aquosa, sugerindo que a quantidade de óleo foi insuficiente para promover o encapsulamento completo do extrato. Estes dados corroboram com os obtidos para os tamanhos das partículas, onde a amostra E125 apresentou partículas menores que a amostra E200 o que possivelmente está associado a melhor estruturação da partícula na amostra E125.

Ambas nanoemulsões com extrato (E125 e E200) apresentaram core mais escuro quando comparado a nanoemulsão C. Resultados similares foram reportados por Li e Chiang (2012) que também obtiveram partículas esféricas e mais escuras no interior quando o D-limoleno foi adicionado a nanoemulsão o que associaram à presença do extrato no core da partícula.

Nesse sentido, podemos sugerir que uma quantidade excessiva do extrato das folhas de grumixama carregado em nanoemulsões pode afetar a morfologia dos sistemas, podendo levar à diminuição da estabilidade do sistema a longo prazo.

Figura 4.6. Imagens obtidas por TEM para as nanoemulsões sem e com extrato das folhas de grumixama. Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato, respectivamente.



### 3.5 ANÁLISES TÉRMICAS

#### 3.5.1 Análise termogravimétrica (TG)

A avaliação da estabilidade térmica do extrato liofilizado das folhas de grumixama (EL) e das nanoemulsões C, E125 e E200 foi realizada por meio da análise das curvas TG/DTG, utilizando atmosfera de N<sub>2</sub>. Os resultados obtidos para as curvas termoanalíticas e as respectivas primeiras derivadas são apresentados na Figura 4.7 e Tabela 4.2.

Figura 4.7. Curvas de TG (a) e DTG (b) do extrato liofilizado das folhas de grumixama (EL) e das nanoemulsões C, E125 e E200. Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato, respectivamente.

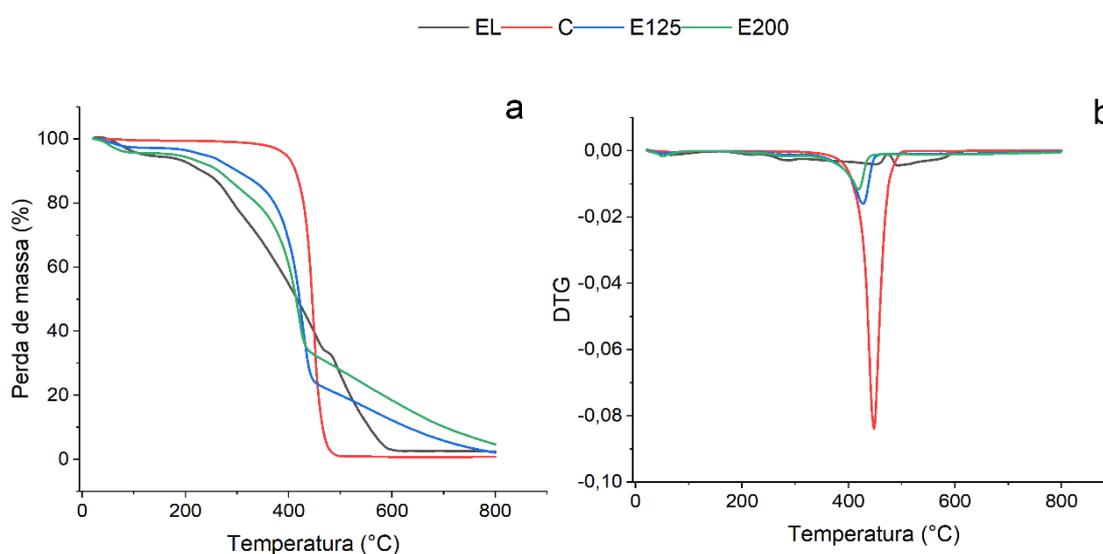


Tabela 4.2. Resultados obtidos das curvas DTG para o extrato liofilizado (EL) e nanoemulsões C, E125 e E200. Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato, respectivamente.

Amostra	Estágio	Onset (°C)	Endset (°C)	Perda de massa (%)	Resíduo (%)
EL	I	51	110	5,7	
	II	186	226	4,8	
	III	250	308	15,0	2,4
	IV	343	463	41,1	
	V	481	556	31,0	
C	I	423	468	99,2	0,8
E125	I	34	68	2,8	
	II	188	230	2,4	
	III	249	292	6,0	2,5
	IV	387	442	67,6	
	V	489	680	18,7	
E200	I	35	76	4,5	
	II	183	221	3,3	
	III	253	293	10,0	5,2
	IV	380	431	51,4	
	V	473	674	25,6	

De modo geral observa-se que a nanoemulsificação promoveu a proteção térmica do extrato das folhas de grumixama. A primeira perda de massa observada nas amostras com extrato ocorreu em temperaturas menores ou igual a 110°C e pode ser associado a dessorção física da umidade residual das amostras. O segundo estágio de degradação térmica das nanoemulsões E125 e E200 ocorreu em temperaturas entre 183 e 230°C, e promoveram perdas de massa de 2,4 e 3,3%, respectivamente, enquanto o extrato liofilizado apresentou valores de perda de massa de 4,8%. Sendo assim, a formulação E125 reduziu a perda de massa em 50% quando comparada ao extrato liofilizado a temperatura de até 230°C.

A nanoemulsão C apresentou uma maior estabilidade térmica quando comparada as demais amostras. Entre os componentes da nanoemulsão C, o óleo de semente de uva e o surfactante P123 possuem elevada resistência térmica, com temperaturas de degradação entre 357 e 490°C e 308 e 420 °C, respectivamente (Apêndice F). Porém, quando o processo de emulsificação espontânea foi aplicado, a nanoemulsão formada (C) apresentou um único evento de degradação, que ocorreu em temperaturas entre 423 °C e 468 °C com redução de 99,2 % da massa total. Este comportamento é um indicativo de que o processo utilizado para a produção da nanoemulsão com a mistura do óleo e surfactante promove uma maior estabilidade térmica da formulação.

O óleo de semente de uva é reportado na literatura como sendo rico ácidos graxos poliinsaturados que constituem cerca de 70% da composição do óleo, com predominância do ácido linoleico (C18:2) (PARDO et al., 2009; SHINAGAWA et al., 2018). Segundo Chambre et al. (2019) os ácidos graxos poliinsaturados e monoinsaturados somam aproximadamente 90% da composição do óleo de semente de uva. Sendo assim, a perda de massa no óleo de semente de uva observada se deve principalmente a degradação térmica dos ácidos graxos insaturados. Este comportamento pode ser associado à estabilidade térmica da nanoemulsão C, em razão do óleo de semente de uva ser o principal componente deste sistema.

As nanoemulsões E125 e E200 apresentaram cinco estágios de perda de massa, similares ao EL (Tabela 4.2). Porém, em relação ao percentual de perda de massa, o EL apresentou uma degradação inicial mais acentuada (26%) quando aquecido até 308°C (estágio III). As amostras E125 e E200 quando submetidas a esta temperatura tiveram degradações correspondentes a 11 e 18%, respectivamente. Sendo assim, o processo de nanoemulsificação promoveu a proteção térmica do extrato que foi mais intensa na amostra E125, seguida da E200. Estes resultados corroboram com as imagens obtidas no TEM onde observou-se o excesso de extrato na superfície da partícula da amostra E200, o que pode facilitar processo de degradação térmica devido à exposição dos compostos termolábeis provenientes do extrato.

Vale ressaltar que embora a análise termogravimétrica tenha sido realizada até 800°C estas temperaturas não são comumente utilizadas no processamento térmico na indústria de alimentos ou farmacêutica. Tecnologias como branqueamento, pasteurização, apertização, esterilização, secagem, aquecimento por micro-ondas, aquecimento ôhmico, entre outras, possuem temperaturas de operação inferiores 150-180°C (CLARK; JUNG; LAMSAL, 2014). Nesse contexto, as nanoemulsões produzidas quando submetidas a estas temperaturas apresentarão um baixo percentual ou quase nenhuma degradação térmica, como observado no segundo estágio de degradação térmica (Tabela 4.2).

### 3.5.2 Calorimetria diferencial de varredura (DSC)

A análise térmica por calorimetria diferencial de varredura (DSC) foi realizada com o objetivo de avaliar as temperaturas e entalpias envolvidas nas mudanças de fase que ocorrem nas nanoemulsões como forma de avaliar seu comportamento em condições de estocagem (ALMOSELHY, 2020). Os termogramas obtidos para as nanoemulsões com e sem extrato são apresentados na Figura 4.8 e as propriedades térmicas são apresentadas na Tabela 4.3.

Com relação aos resultados obtidos para a nanoemulsão C, observa-se a presença de dois eventos endotérmicos de fusão, onde o primeiro ocorre na faixa de temperatura entre 0 e 23 °C e o segundo ocorre na faixa entre 23 e 41 °C. Estes eventos podem estar associados à fusão do surfactante P123, uma vez que segundo Saatkamp (2019) este componente, quando avaliado individualmente, apresentou dois eventos de fusão nas temperaturas de 20,6°C e 32,2°C, valores próximos aos encontrados para a nanoemulsão C ( $T_{m1}=18,3$  e  $T_{m2}=34,5$ ) (Tabela 4.3). Enumo Jr., Pereira e Parize (2019) também reportaram a presença de dois picos largos e pequenos entre 0 e 56°C para o P123 puro e associaram à dupla cristalinidade deste polímero e Mirhosseini, Haddadi-Asl e Zargarian (2016) indicaram que o aparecimento de mais de um evento de fusão a baixas temperaturas pode também estar relacionado ao dobramento da cadeia semicristalina.

Por outro lado, os termogramas obtidos para as nanoemulsões com extrato E125 e E200 não apresentaram os picos endotérmicos associados à fusão do P123, portanto, é possível sugerir que ocorreu uma boa compatibilidade entre o extrato liofilizado e os demais componentes da nanoemulsão. A literatura reporta que quando ocorre o desaparecimento de um pico de fusão presente na substância pura, em uma mistura que ela está presente, é um indício de que houve interação ou dissolução da substância no líquido fundido (DA COSTA et al., 2013; SALVIO NETO; NOVÁK; MATOS, 2009).

Figura 4.8. Termogramas obtidos por DSC das nanoemulsões com e sem extrato das folhas de grumixama. Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato das folhas de grumixama liofilizado, respectivamente.

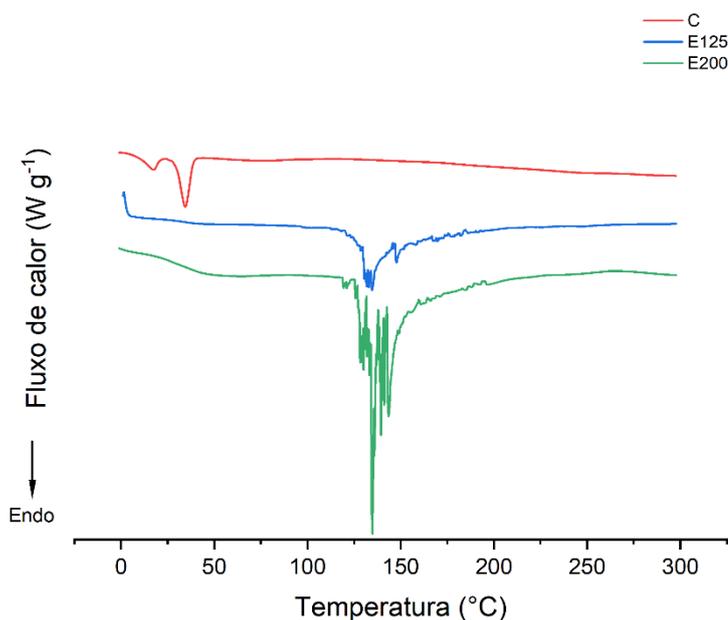


Tabela 4.3. Propriedades térmicas das nanoemulsões sem e com extrato das folhas de grumixama.

	$T_g$ (°C)	$\Delta H_1$ (J/g)	Onset <sub>1</sub> (°C)	Endset <sub>1</sub> (°C)	$T_{m1}$ (°C)	$\Delta H_2$ (J/g)	Onset <sub>2</sub> (°C)	Endset <sub>2</sub> (°C)	$T_{m2}$ (°C)
C	210	4,2	0	23	18,3	2,2	23	41	34,5
E125	30	76,9	85	285	134,6	-	-	-	-
E200	30	132,3	109	221	134,6	-	-	-	-

Onde C, E125 e E200 correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato das folhas de grumixama liofilizado, respectivamente.

As nanoemulsões E125 e E200 exibiram uma mudança da linha base, correspondente à temperatura de transição vítrea ( $T_g$ ), que em ambas as amostras ocorreu a 30°C, valor foi inferior ao encontrado para a nanoemulsão C (Tabela 4.3). Esta diferença pode ser atribuída a transição sol-gel e transições de segunda ordem da lecitina e P123 (SAATKAMP, 2019; HASHEMNEJAD et al., 2019). Além disso, o extrato liofilizado e com sua composição heterogênea rica em compostos de baixa massa molar como, ácidos fenólicos e flavonoides (Capítulo III), além de açúcares, alcalóides, saponinas, entre outros, que podem ter contribuído para os baixos valores de  $T_g$  das nanoemulsões. Estes resultados estão de acordo ao comportamento reportado por Laine et al. (2008) que avaliaram a  $T_g$  do extrato liofilizado de amora branca silvestre (*Rubus chamaemorus*) e ao reportado por Kiritsakis et al. (2018) quando avaliaram a  $T_g$  do extrato seco das folhas de oliva.

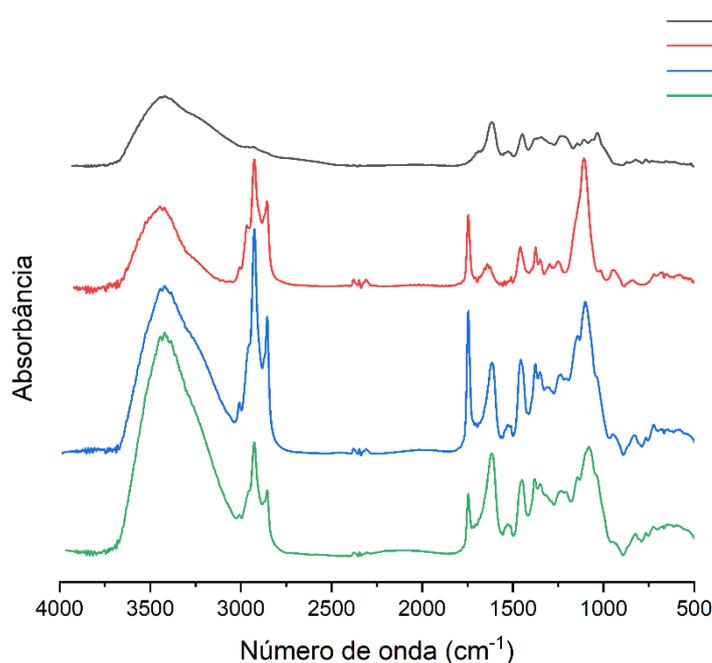
As amostras E125 e E200 apresentaram picos endotérmicos de fusão similares e na mesma temperatura ( $T_m = 134,6$  °C), mas com diferentes valores para a entalpia (Tabela 4.3). A

nanoemulsão E200 apresentou maior valor de entalpia quando comparada as demais. Portanto, a diferença na concentração de óleo de semente de uva e de extrato das folhas de grumixama não interferiu na  $T_m$  das nanoemulsões E125 e E200, mas a quantidade de energia necessária para que esse processo ocorra foi superior na nanoemulsão E200. Isto se deve provavelmente, à maior concentração de compostos com diversidade na composição química do extrato liofilizado. Rao e McClements (2011) reportaram que mudanças de entalpia em sistemas nanoemulsionados e associaram esse comportamento às alterações na área de contato total entre os componentes apolares e polares durante o aquecimento.

### 3.6 ESPECTROSCOPIA NO INFRAVERMELHO POR TRANSFORMADA DE FOURIER (FTIR)

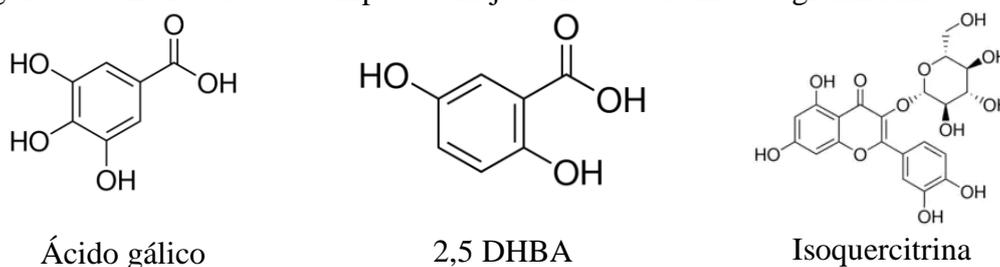
O FTIR é comumente utilizado para avaliar interações intermoleculares entre os componentes das nanoemulsões e revelar as mudanças de bandas funcionais em posições específicas (ZHANG et al., 2022a). A Figura 4.9 apresenta os espectros obtidos para o extrato liofilizado das folhas de grumixama (EL) e para as nanoemulsões controle (C) e com extrato (E125 e E200).

Figura 4.9. Espectros no FTIR para o extrato liofilizado das folhas de grumixama (EL) e nanoemulsões C, E125 e E200, que correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato, respectivamente.



No espectro da amostra EL verificamos o aparecimento de um pico proeminente entre as bandas 3700 a 2700  $\text{cm}^{-1}$ . A faixa entre 3700 – 3000  $\text{cm}^{-1}$  de maior magnitude, representa ligações de OH em ácido carboxílico e ligações de estiramento de OH livre (BEHJATI; YAZDANPANAHA, 2021). A faixa entre 2900 – 2700  $\text{cm}^{-1}$  são atribuídas aos alcanos CH, -CH<sub>2</sub>-, RCH<sub>2</sub>CH<sub>3</sub> e também a presença de OH de ácidos carboxílicos (MURALI et al., 2021; SOBUJ et al., 2021). O segundo pico mais proeminente ocorreu a 1620  $\text{cm}^{-1}$  com ombro em 1700  $\text{cm}^{-1}$  corresponde ao grupo carbonila (C=O) e grupos aromáticos C=C (LUCARINI et al., 2020; PATLE et al., 2020). A banda com pico em 1450  $\text{cm}^{-1}$  corresponde ao anel aromático C-C e C-H (BACA-BOCANEGRA et al., 2019; LUCARINI et al., 2020). A presença destes grupos funcionais é compatível com a estrutura dos principais compostos fenólicos identificados no extrato das folhas de grumixama secas a 60°C, como apresentado na Figura X. Estruturalmente o ácido gálico (60,72 ± 1,51 mg/ Kg), 2,5 DHBA (31,35 ± 1,54 mg/ Kg) e isoquercitrina (2184 ± 0.73 mg/ Kg) possuem um elevado número de hidroxilas, ácidos carboxílicos ligados à anéis aromáticos que correspondem as bandas encontradas no espectro FTIR do EL. Porém, existe a possibilidade destes grupos funcionais pertencerem parcialmente a estruturas de outras moléculas como carboidratos (3017 – 3419  $\text{cm}^{-1}$ ), lipídios (2886 – 2896  $\text{cm}^{-1}$ ), ácidos graxos (1625 – 1730  $\text{cm}^{-1}$ ) e proteínas (1625 – 1686  $\text{cm}^{-1}$ ), como reportado por Thummajitsakul et al. (2020) avaliando extratos de folhas de *Garcinia schomburgkiana* por FTIR.

Figura 4.10. Estrutura dos compostos majoritários das folhas de grumixama secas a 60°C.



O espectro da nanoemulsão C apresentou o primeiro pico entre 3650 – 3050  $\text{cm}^{-1}$  que corresponde a ligações de OH em ácido carboxílico e podem ser associados à fração do ácido linoleico presente no óleo de semente de uva e a lecitina (BEHJATI; YAZDANPANAHA, 2021). As bandas com picos em 2900  $\text{cm}^{-1}$  com ombro em 2840  $\text{cm}^{-1}$  são reportadas para os grupos -CH(CH<sub>3</sub>) e -CH(CH<sub>2</sub>) e foram observadas por Birhanu et al. (2018) quando avaliaram o espectro do P123 puro, além disso, os alcanos são grupos funcionais presentes na calda da lecitina como também nos ácidos graxos. O pico elevado (1100  $\text{cm}^{-1}$ ) encontrado entre 1200 a

960  $\text{cm}^{-1}$  pode ser relacionado a vibração de alongamento do  $\text{PO}_2$  e da  $\text{N-CH}_3$  que compõem o grupo da cabeça polar da lecitina (TAI et al., 2018).

A presença do extrato das folhas de grumixama nas formulações E125 e E200 promoveu um aumento da intensidade da banda entre 3700 a 3050  $\text{cm}^{-1}$ , que foi proporcional a quantidade de extrato adicionada. Este comportamento está associado ao aumento de grupos OH nas formulações com extrato, que são grupos característicos dos compostos fenólicos (KAINAT et al., 2022). Segundo Liu et al. (2022) mudanças sutis na forma, deslocamento ou intensidade dos picos de FTIR indicam alterações intermoleculares.

Ao comparar os espectros das diferentes amostras, verifica-se que a formulação E125 apresenta um espectro com maior similaridade com os grupos funcionais da nanoemulsão C, enquanto a E200 apresenta bandas com maior intensidade e similar ao extrato. Este resultado pode ser um indício de que o extrato está completamente carregado na nanoemulsão E125, enquanto na E200 pode haver alguns grupos funcionais do extrato que se encontram expostos. Outros autores avaliando espectros de nanoemulsões encontraram resultados que corroboram com o presente estudo (ERFANI et al., 2022; ZHANG et al., 2022b).

#### 4 CONCLUSÕES

O método da emulsificação espontânea foi eficiente para a produção de nanoemulsões carregadas com extrato liofilizado das folhas de grumixama. As nanoemulsões E125 e E200 apresentaram boa estabilidade ao longo de 180 e 160 dias de armazenamento a 4°C, respectivamente, verificado pela manutenção do tamanho médio das partículas, baixos valores para o PDI, potencial zeta próximo a -30mV e manutenção do pH. Morfologicamente as nanoemulsões apresentaram forma esféricas, a formulação E125 apresentou superfície compacta enquanto a E200 apresentou ramificações que foram atribuídas ao excesso de extrato e diminuição da concentração do óleo de semente de uva nesta formulação.

Os resultados da análise termogravimétrica sugerem que a nanoemulsão E125 atuou mais eficientemente na proteção da degradação térmica do extrato até 250°C. Além disso, a análise realizada no DSC indicou que houve uma boa compatibilidade entre o extrato das folhas de grumixama e os componentes da nanoemulsão, e que a diferença na concentração de extrato/óleo não interferiu nos eventos térmicos, observados pela igualdade dos valores da temperatura de transição e temperatura de fusão das amostras E125 e E200.

Os principais grupos funcionais encontrado nos espectros FTIR do extrato liofilizado estão de acordo ao identificado na estrutura do ácido gálico, 2,5 DHBA e isoquercitrina. Após

a adição do extrato nas nanoemulsões E125 e E200 observou-se um aumento proporcional das bandas correspondentes ao extrato nas formulações.

Contudo, a nanoemulsão E125 apresentou melhor performance de encapsulação quando comparada a E200. Porém, a formulação com maior concentração de extrato (E200) pode ainda ser utilizada, uma vez que apresentou características adequadas de estabilidade, morfológica e térmica. Uma alternativa para aprimorar as características da E200 seria o recobrimento com polímeros.

Portanto, o uso da nanotecnologia em conjunto aos subprodutos de Sistemas Agroflorestais é de grande interesse para a tecnologia de alimentos, farmacêutica e química, visando o desenvolvimento de novos produtos e ingredientes sustentáveis.

## REFERÊNCIAS

- ACEVEDO-FANI, Alejandra; SOLIVA-FORTUNY, Robert; MARTÍN-BELLOSO, Olga. Nanoemulsions as edible coatings. **Current Opinion in Food Science**, [S. l.], v. 15, p. 43–49, 2017. DOI: 10.1016/j.cofs.2017.06.002.
- ALMOSELHY, Rania I. M. Applications of Differential Scanning Calorimetry (DSC) in Oils and Fats Research. A Review. **American Research Journal of Agriculture**, [S. l.], v. 6, n. 1, p. 1–9, 2020. DOI: 10.21694/2378-9018.20002.
- ASLAM, Mohammed; AQIL, Mohd; AHAD, Abdul; NAJMI, Abul Kalam; SULTANA, Yasmin; ALI, Asgar. Application of Box-Behnken design for preparation of glibenclamide loaded lipid based nanoparticles: Optimization, in vitro skin permeation, drug release and in vivo pharmacokinetic study. **Journal of Molecular Liquids**, [S. l.], v. 219, p. 897–908, 2016. DOI: 10.1016/j.molliq.2016.03.069.
- AZMI, Nor Azrini Nadiha; ELGHARBAWY, Amal A. M.; MOTLAGH, Shiva Rezaei; SAMSUDIN, Nurhusna; SALLEH, Hamzah Mohd. Nanoemulsions: Factory for food, pharmaceutical and cosmetics. **Processes**, [S. l.], v. 7, n. 9, 2019. DOI: 10.3390/pr7090617.
- BACA-BOCANEGRA, Berta; NOGALES-BUENO, Julio; GOREY, Brian; HEREDIA, Francisco José; BYRNE, Hugh J.; HERNÁNDEZ-HIERRO, José Miguel. On the use of vibrational spectroscopy and scanning electron microscopy to study phenolic extractability of cooperage byproducts in wine. **European Food Research and Technology**, [S. l.], v. 245, p. 2209–2220, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00217-019-03329-6>.
- BAZANA, Maiara Taís et al. Development of nanoemulsions containing *Physalis peruviana* calyx extract: A study on stability and antioxidant capacity. **Food Research International**, [S. l.], v. 125, n. April, 2019. DOI: 10.1016/j.foodres.2019.108645.
- BEHJATI, Javad; YAZDANPANA, Sedigheh. Nanoemulsion and emulsion vitamin D3 fortified edible film based on quince seed gum. **Carbohydrate Polymers**, [S. l.], v. 262, n. March, p. 117948, 2021. DOI: 10.1016/j.carbpol.2021.117948.
- BHATTACHARJEE, Sourav. DLS and zeta potential - What they are and what they are not? **Journal of Controlled Release**, [S. l.], v. 235, p. 337–351, 2016. DOI: 10.1016/j.jconrel.2016.06.017.
- BIDONE, Juliana; ZORZI, Giovanni K.; CARVALHO, Edison L. S.; SIMÕES, Cláudia M. O.; KOESTER, Letícia S.; BASSANI, Valquiria L.; TEIXEIRA, Helder F. Incorporation of *Achyrocline satureioides* (Lam.) DC extracts into topical nanoemulsions obtained by means of spontaneous emulsification procedure. **Industrial Crops and Products**, [S. l.], v. 62, p. 421–429, 2014. DOI: 10.1016/j.indcrop.2014.08.042.
- BIRHANU, Gebremariam; AKBARI JAVAR, Hamid; SEYEDJAFARI, Ehsan; ZANDI-KARIMI, Ali; DUSTI TELGERD, Mehdi. An improved surface for enhanced stem cell proliferation and osteogenic differentiation using electrospun composite PLLA/P123 scaffold. **Artificial Cells, Nanomedicine and Biotechnology**, [S. l.], v. 46, n. 6, p. 1274–1281, 2018. DOI: 10.1080/21691401.2017.1367928.
- BOUCHEMAL, K.; BRIANÇON, S.; PERRIER, E.; FESSI, H. Nano-emulsion formulation

using spontaneous emulsification: Solvent, oil and surfactant optimisation. **International Journal of Pharmaceutics**, [S. l.], v. 280, n. 1–2, p. 241–251, 2004. DOI: 10.1016/j.ijpharm.2004.05.016.

CHAMBRE, Dorina R.; TOCIU, Mihaela; STANESCU, Michaela D.; POPESCU, Crisan. Influence of composition on the thermal behavior of oils extracted from the seeds of some Romanian grapes. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, [S. l.], v. 99, n. 14, p. 6324–6332, 2019. DOI: 10.1002/jsfa.9909.

CHANG, Yuhua; MCLANDBOROUGH, Lynne; MCCLEMENTS, David Julian. Physicochemical properties and antimicrobial efficacy of carvacrol nanoemulsions formed by spontaneous emulsification. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 61, n. 37, p. 8906–8913, 2013. DOI: 10.1021/jf402147p.

CLARK, Stephanie; JUNG, Stephanie; LAMSAL, Buddhi. **Food Processing: Principles and Application**. 2. ed. Iowa: Wiley Blackwell, 2014.

DA COSTA, Russany Silva; NEGRÃO, Charles Alberto Brito; CAMELO, Sarah Regina Pereira; RIBEIRO-COSTA, Roseane Maria; BARBOSA, Wagner Luiz Ramos; DA COSTA, Carlos Emmerson Ferreira; SILVA JÚNIOR, José Otávio Carrera. Investigation of thermal behavior of *Heliotropium indicum* L. lyophilized extract by TG and DSC. **Journal of Thermal Analysis and Calorimetry**, [S. l.], v. 111, n. 3, p. 1959–1964, 2013. DOI: 10.1007/s10973-011-2088-2.

DAVIDOV-PARDO, Gabriel; MCCLEMENTS, David Julian. Nutraceutical delivery systems: Resveratrol encapsulation in grape seed oil nanoemulsions formed by spontaneous emulsification. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 167, p. 205–212, 2015. DOI: 10.1016/j.foodchem.2014.06.082.

ENUMO JR., Adalberto; PEREIRA, Christian Irineu Dias; PARIZE, Alexandre Luis. Temperature Evaluation of Curcumin Keto-Enolic Kinetics and Its Interaction with Two Pluronic Copolymers. **Journal of Physical Chemistry B**, [S. l.], v. 123, n. 26, p. 5641–5650, 2019. DOI: 10.1021/acs.jpcc.9b04150.

ERFANI, Aref; KHALIL PIROUZIFARD, Mir; ALMASI, Hadi; GHEYBI, Nesa; PIRSA, Sajad. Application of cellulose plate modified with encapsulated *Cinnamomum zelanicum* essential oil in active packaging of walnut kernel. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 381, n. January, p. 132246, 2022. DOI: 10.1016/j.foodchem.2022.132246. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.132246>.

FERRER-GALLEGU, Raúl; HERNÁNDEZ-HIERRO, José Miguel; RIVAS-GONZALO, Julián C.; ESCRIBANO-BAILÓN, M. Teresa. Sensory evaluation of bitterness and astringency sub-qualities of wine phenolic compounds: Synergistic effect and modulation by aromas. **Food Research International**, [S. l.], v. 62, p. 1100–1107, 2014. DOI: 10.1016/j.foodres.2014.05.049.

HASHEMNEJAD, Seyed M.; BADRUDDOZA, Abu Z.Md.; ZARKET, Brady; CASTANEDA, Carlos R.; DOYLEL, Patrick S. Thermoresponsive nanoemulsion-based gel synthesized through a low-energy process. **Nature communications**, v. 10, n. 1, p. 2749, 2019. DOI: 10.1038/s41467-019-10749-1.

HATEGEKIMANA, Joseph; CHAMBA, Moses V. M.; SHOEMAKER, Charles F.;

MAJEED, Hamid; ZHONG, Fang. Vitamin E nanoemulsions by emulsion phase inversion: Effect of environmental stress and long-term storage on stability and degradation in different carrier oil types. **Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects**, [*S. l.*], v. 483, p. 70–80, 2015. DOI: 10.1016/j.colsurfa.2015.03.020.

KAINAT, Sumaya; GILANI, Syeda Rubina; ASAD, Fiza; KHALID, Muhammad Zubair; KHALID, Waseem; RANJHA, Muhammad Modassar Ali Nawaz; BANGAR, Sneha Punia; LORENZO, Jose Manuel. Determination and Comparison of Phytochemicals, Phenolics, and Flavonoids in *Solanum lycopersicum* Using FTIR Spectroscopy. **Food Analytical Methods**, [*S. l.*], n. 0123456789, 2022. DOI: 10.1007/s12161-022-02344-w.

KASHANINEJAD, M.; BLANCO, B.; BENITO-ROMÁN, O.; BELTRÁN, S.; NIKNAM, S. Mehdi; SANZ, M. T. Maximizing the freeze-dried extract yield by considering the solvent retention index: Extraction kinetics and characterization of *Moringa oleifera* leaves extracts. **Food and Bioproducts Processing**, [*S. l.*], v. 130, p. 132–142, 2021. DOI: 10.1016/j.fbp.2021.09.008.

KHAMES, Ahmed. Formulation and characterization of eplerenone nanoemulsion liposomes, an oral delivery system with higher release rate and improved bioavailability. **Pharmaceutics**, [*S. l.*], v. 11, n. 1, 2019. DOI: 10.3390/pharmaceutics11010040.

KIRITSAKIS, Konstantinos; GOULA, Athanasia M.; ADAMOPOULOS, Konstantinos G.; GERASOPOULOS, Dimitrios. Valorization of Olive Leaves: Spray Drying of Olive Leaf Extract. **Waste and Biomass Valorization**, [*S. l.*], v. 9, n. 4, p. 619–633, 2018. DOI: 10.1007/s12649-017-0023-x.

KOMAIKO, Jennifer; MCCLEMENTS, David Julian. Low-energy formation of edible nanoemulsions by spontaneous emulsification: Factors influencing particle size. **Journal of Food Engineering**, [*S. l.*], v. 146, p. 122–128, 2015. DOI: 10.1016/j.jfoodeng.2014.09.003.

KRALOVA, Iva; SJÖBLOM, Johan. Surfactants used in food industry: A review. **Journal of Dispersion Science and Technology**, [*S. l.*], v. 30, n. 9, p. 1363–1383, 2009. DOI: 10.1080/01932690902735561.

KUMAR, Narendra; MANDAL, Ajay. Thermodynamic and physicochemical properties evaluation for formation and characterization of oil-in-water nanoemulsion. **Journal of Molecular Liquids**, [*S. l.*], v. 266, p. 147–159, 2018. DOI: 10.1016/j.molliq.2018.06.069.

LAINE, Pia; KYLLI, Petri; HEINONEN, Marina; JOUPPILA, Kirsi. Storage stability of microencapsulated cloudberry (*Rubus chamaemorus*) phenolics. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 56, n. 23, p. 11251–11261, 2008. DOI: 10.1021/jf801868h.

LI, Jinglei; NAN, Jian; WU, Haishan; PARK, Hyun Jin; ZHAO, Qingsheng; YANG, Liu. Middle purity soy lecithin is appropriate for food grade nanoliposome: Preparation, characterization, antioxidant and anti-inflammatory ability. **Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 389, n. January, p. 132931, 2022. DOI: 10.1016/j.foodchem.2022.132931.

LI, Po Hsien; CHIANG, Been Huang. Process optimization and stability of d-limonene-in-water nanoemulsions prepared by ultrasonic emulsification using response surface methodology. **Ultrasonics Sonochemistry**, [*S. l.*], v. 19, n. 1, p. 192–197, 2012. DOI: 10.1016/j.ultsonch.2011.05.017.

LI, Po Hsien; LU, Wen Chien. Effects of storage conditions on the physical stability of D-limonene nanoemulsion. **Food Hydrocolloids**, [S. l.], v. 53, p. 218–224, 2016. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2015.01.031.

LIANG, Dongyi; FENG, Baijian; LI, Na; SU, Linhan; WANG, Zhong; KONG, Fansheng; BI, Yongguang. Preparation, characterization, and biological activity of Cinnamomum cassia essential oil nano-emulsion. **Ultrasonics Sonochemistry**, [S. l.], v. 86, n. April, 2022. DOI: 10.1016/j.ultsonch.2022.106009.

LIU, Yang; ZHANG, Caiyue; CUI, Baozhong; ZHOU, Qin; WANG, Yequn; CHEN, Xiangwei; FU, Hongfei; WANG, Yunyang. Effect of emulsifier composition on oil-in-water nano-emulsions: Fabrication, structural characterization and delivery of zeaxanthin dipalmitate from *Lycium barbarum* L. **Lwt-Food Science and Technology**, [S. l.], v. 161, n. March, p. 113353, 2022. DOI: 10.1016/j.lwt.2022.113353.

LUCARINI, Massimo et al. Grape seeds: Chromatographic profile of fatty acids and phenolic compounds and qualitative analysis by FTIR-ATR spectroscopy. **Foods**, [S. l.], v. 9, n. 1, 2020. DOI: 10.3390/foods9010010.

MA, Qiumin; DAVIDSON, P. Michael; ZHONG, Qixin. Nanoemulsions of thymol and eugenol co-emulsified by lauric arginate and lecithin. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 206, p. 167–173, 2016. DOI: 10.1016/j.foodchem.2016.03.065.

MARGRAF, Tiago; KARNOPP, Ariadne Roberto; ROSSO, Neiva Deliberali; GRANATO, Daniel. Comparison between Folin-Ciocalteu and Prussian Blue Assays to Estimate The Total Phenolic Content of Juices and Teas Using 96-Well Microplates. **Journal of Food Science**, [S. l.], v. 80, n. 11, p. C2397–C2403, 2015. DOI: 10.1111/1750-3841.13077.

MCCLEMENTS, David Julian. Edible nanoemulsions: Fabrication, properties, and functional performance. **Soft Matter**, [S. l.], v. 7, n. 6, p. 2297–2316, 2011. DOI: 10.1039/c0sm00549e.

MCCLEMENTS, David Julian; RAO, Jiajia. Food-Grade nanoemulsions: Formulation, fabrication, properties, performance, Biological fate, and Potential Toxicity. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, [S. l.], v. 51, n. 4, p. 285–330, 2011. DOI: 10.1080/10408398.2011.559558.

MIRHOSSEINI, M. M.; HADDADI-ASL, V.; ZARGARIAN, S. Sh. Fabrication and characterization of hydrophilic poly( $\epsilon$ -caprolactone)/pluronic P123 electrospun fibers. **Journal of Applied Polymer Science**, [S. l.], v. 133, n. 17, p. 1–11, 2016. DOI: 10.1002/app.43345.

MITRI, Khalil; SHEGOKAR, Ranjita; GOHLA, Sven; ANSELMINI, Cecilia; MÜLLER, Rainer H. Lipid nanocarriers for dermal delivery of lutein: Preparation, characterization, stability and performance. **International Journal of Pharmaceutics**, [S. l.], v. 414, n. 1–2, p. 267–275, 2011. DOI: 10.1016/j.ijpharm.2011.05.008.

MOHAMMADI, Adeleh; JAFARI, Seid Mahdi; ESFANJANI, Afshin Faridi; AKHAVAN, Sahar. Application of nano-encapsulated olive leaf extract in controlling the oxidative stability of soybean oil. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 190, p. 513–519, 2016. DOI: 10.1016/j.foodchem.2015.05.115.

MURALI, V. S.; DEVI, V. N. Meen.; PARVATHY, P.; MURUGAN, M. Phytochemical

screening, FTIR spectral analysis, antioxidant and antibacterial activity of leaf extract of *Pimenta dioica* Linn. **Materials Today: Proceedings**, [S. l.], v. 45, p. 2166–2170, 2021. DOI: 10.1016/j.matpr.2020.10.038.

MUSA, Siti Hajar; BASRI, Mahiran; MASOUMI, Hamid Reza Fard; KARJIBAN, Roghayeh Abedi; MALEK, Emilia Abd; BASRI, Hamidon; SHAMSUDDIN, Ahmad Fuad. Formulation optimization of palm kernel oil esters nanoemulsion-loaded with chloramphenicol suitable for meningitis treatment. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, [S. l.], v. 112, p. 113–119, 2013. DOI: 10.1016/j.colsurfb.2013.07.043.

NIRMAL, Nilesh Prakash; MEREDDY, Ram; LI, Li; SULTANBAWA, Yasmina. Formulation, characterisation and antibacterial activity of lemon myrtle and anise myrtle essential oil in water nanoemulsion. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 254, p. 1–7, 2018. DOI: 10.1016/j.foodchem.2018.01.173.

PANDEY, Shruti; VINDYA, H. A.; K., Rani Nithya Darshini; K., Anil Kumar; RAO, Pooja J. Curcumin loaded core-shell biopolymers colloid and its incorporation in Indian Basmati rice: An enhanced stability, anti-oxidant activity and sensory attributes of fortified rice. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 387, p. 132860, 2022. DOI: 10.1016/j.foodchem.2022.132860.

PARDO, Jose Emilio; FERNÁNDEZ, Enrique; RUBIO, Manuela; ALVARRUIZ, Andrés; ALONSO, Gonzalo Luis. Characterization of grape seed oil from different grape varieties (*Vitis vinifera*). **European Journal of Lipid Science and Technology**, [S. l.], v. 111, n. 2, p. 188–193, 2009. DOI: 10.1002/ejlt.200800052.

PATLE, Tarun Kumar; SHRIVAS, Kamlesh; KURREY, Ramsingh; UPADHYAY, Seema; JANGDE, Rajendra; CHAUHAN, Ravishankar. Phytochemical screening and determination of phenolics and flavonoids in *Dillenia pentagyna* using UV–vis and FTIR spectroscopy. **Spectrochimica Acta - Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy**, [S. l.], v. 242, p. 118717, 2020. DOI: 10.1016/j.saa.2020.118717.

PEANPARKDEE, Methavee; PATRAWART, Juthatip; IWAMOTO, Satoshi. Physicochemical stability and in vitro bioaccessibility of phenolic compounds and anthocyanins from Thai rice bran extracts. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 329, p. 127157, 2020. DOI: 10.1016/j.foodchem.2020.127157.

QUAN, Wei; TAO, Yadan; QIE, Xuejiao; ZENG, Maomao; QIN, Fang; CHEN, Jie; HE, Zhiyong. Effects of high-pressure homogenization, thermal processing, and milk matrix on the in vitro bioaccessibility of phenolic compounds in pomelo and kiwi juices. **Journal of Functional Foods**, [S. l.], v. 64, p. 103633, 2020. DOI: 10.1016/j.jff.2019.103633.

RAO, Jiajia; MCCLEMENTS, David Julian. Formation of flavor oil microemulsions, nanoemulsions and emulsions: Influence of composition and preparation method. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [S. l.], v. 59, n. 9, p. 5026–5035, 2011. DOI: 10.1021/jf200094m.

REN, Gaihuan; SUN, Zhicheng; WANG, Zengzi; ZHENG, Xiaoyang; XU, Zhenghe; SUN, Dejun. Nanoemulsion formation by the phase inversion temperature method using polyoxypropylene surfactants. **Journal of Colloid and Interface Science**, [S. l.], v. 540, p. 177–184, 2019. DOI: 10.1016/j.jcis.2019.01.018.

REZAEI, Atefe; FATHI, Milad; JAFARI, Seid Mahdi. Nanoencapsulation of hydrophobic

and low-soluble food bioactive compounds within different nanocarriers. **Food Hydrocolloids**, [S. l.], v. 88, n. June 2018, p. 146–162, 2019. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2018.10.003.

RIACHI, Liza Ghassan; SIMAS, Daniel Luiz Reis; COELHO, Geraldo Ceni; MARCELLINI, Paulo Sérgio; SILVA, Antônio Jorge Ribeiro S.; MARIA, Carlos Alberto B. Effect of light intensity and processing conditions on bioactive compounds in maté extracted from yerba mate (*Ilex paraguariensis* A. St.-Hil.). **Food Chemistry**, [S. l.], v. 266, p. 317–322, 2018. DOI: 10.1016/j.foodchem.2018.06.028.

SAATKAMP, Rodrigo Henrique. **Desenvolvimento e caracterização de nanoemulsões revestidas por quitosana como carreadores de timol aplicadas a tratamentos de problemas da cavidade oral**. 2019. 91 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Programa de Pós-Graduação em Química, Centro de Ciências Físicas e Matemáticas, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2019.

SABERI, Amir Hossein; FANG, Yuan; MCCLEMENTS, David Julian. Fabrication of vitamin E-enriched nanoemulsions: Factors affecting particle size using spontaneous emulsification. **Journal of Colloid and Interface Science**, [S. l.], v. 391, n. 1, p. 95–102, 2013. DOI: 10.1016/j.jcis.2012.08.069.

SALVIO NETO, H.; NOVÁK, Cs; MATOS, J. R. Thermal analysis and compatibility studies of prednicarbate with excipients used in semi solid pharmaceutical form. **Journal of Thermal Analysis and Calorimetry**, [S. l.], v. 97, n. 1, p. 367–374, 2009. DOI: 10.1007/s10973-009-0234-x.

SANCHES, Mariele P.; GROSS, Idejan P.; SAATKAMP, Rodrigo H.; PARIZE, Alexandre L.; SOLDI, Valdir. Chitosan-sodium alginate polyelectrolyte complex coating pluronic® F127 nanoparticles loaded with citronella essential oil. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, [S. l.], v. 31, n. 4, p. 803–812, 2020. DOI: 10.21577/0103-5053.20190244.

SCHUH, Roselena S.; BRUXEL, Fernanda; TEIXEIRA, Helder F. Physicochemical properties of lecithin-based nanoemulsions obtained by spontaneous emulsification or high-pressure homogenization. **Química Nova**, [S. l.], v. 37, n. 7, p. 1193–1198, 2014. DOI: <http://dx.doi.org/10.5935/0100-4042.20140186>.

SHARMA, Kanika; BABAEI, Azadeh; OBEROI, Khyati; AAYUSH, Krishna; SHARMA, Ruchi; SHARMA, Somesh. Essential Oil Nanoemulsion Edible Coating in Food Industry: a Review. **Food and Bioprocess Technology**, [S. l.], p. 1–21, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11947-022-02811-6>.

SHINAGAWA, Fernanda Branco; DE SANTANA, Fernanda Carvalho; ARAUJO, Elias; PURGATTO, Eduardo; MANCINI-FILHO, Jorge. Chemical composition of cold pressed Brazilian grape seed oil. **Food Science and Technology (Brazil)**, [S. l.], v. 38, n. 1, p. 164–171, 2018. DOI: 10.1590/1678-457x.08317.

SINGLETON, V. L.; ROSSI, Joseph A. Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. **American Journal of Enology and Viticulture**, [S. l.], v. 16, p. 144–158, 1965.

SOBUJ, Mohammad Khairul Alam; ISLAM, Md Ariful; HAQUE, Md Amdadul; ISLAM, Md Mohidul; ALAM, Md Jahangir; RAFIQUZZAMAN, S. M. Evaluation of bioactive

chemical composition, phenolic, and antioxidant profiling of different crude extracts of *Sargassum coriifolium* and *Hypnea pannosa* seaweeds. **Journal of Food Measurement and Characterization**, [S. l.], v. 15, n. 2, p. 1653–1665, 2021. DOI: 10.1007/s11694-020-00758-w.

SOLÈ, Isabel; MAESTRO, Alicia; GONZÁLEZ, Carmen; SOLANS, Conxita; GUTIÉRREZ, José M. Optimization of nano-emulsion preparation by low-energy methods in an ionic surfactant system. **Langmuir**, [S. l.], v. 22, n. 20, p. 8326–8332, 2006. DOI: 10.1021/la0613676.

SUN, Lichao; XIN, Fengjiao; ALPER, Hal S. Bio-synthesis of food additives and colorants—a growing trend in future food. **Biotechnology Advances**, [S. l.], v. 47, p. 107694, 2021. DOI: 10.1016/j.biotechadv.2020.107694.

SUTRADHAR, Kumar Bishwajit; AMIN, Lutful. Nanoemulsions: Increasing possibilities in drug delivery. **European Journal of Nanomedicine**, [S. l.], v. 5, n. 2, p. 97–110, 2013. DOI: 10.1515/ejnm-2013-0001.

TADROS, Tharwat F. Emulsion Formation and Stability. **Emulsion Formation and Stability**, [S. l.], 2013. DOI: 10.1002/9783527647941.

TAI, Kedong; LIU, Fuguo; HE, Xiaoye; MA, Peihua; MAO, Like; GAO, Yanxiang; YUAN, Fang. The effect of sterol derivatives on properties of soybean and egg yolk lecithin liposomes: Stability, structure and membrane characteristics. **Food Research International**, [S. l.], v. 109, n. 17, p. 24–34, 2018. DOI: 10.1016/j.foodres.2018.04.014.

THUMMAJITSAKUL, Sirikul; SAMAIKAM, Somprattana; TACHA, Supissara; SILPRASIT, Kun. Study on FTIR spectroscopy, total phenolic content, antioxidant activity and anti-amylase activity of extracts and different tea forms of *Garcinia schomburgkiana* leaves. **Lwt-Food Science and Technology**, [S. l.], v. 134, p. 110005, 2020. DOI: 10.1016/j.lwt.2020.110005.

WANG, Luyan; CHEN, Xiao; SUN, Zhenwen; CHAI, Yongcun; HAO, Jingcheng; PEI, Meishan. Dopant-mediated interactions in a lecithin lamellar phase. **Journal of Dispersion Science and Technology**, [S. l.], v. 29, n. 7, p. 985–990, 2008. DOI: 10.1080/01932690701808668.

WILSON, Russell J.; LI, Yang; YANG, Guangze; ZHAO, Chun Xia. Nanoemulsions for drug delivery. **Particuology**, [S. l.], v. 64, p. 85–97, 2022. DOI: 10.1016/j.partic.2021.05.009.

ZHANG, Xiaoxia; SONG, Ru; LIU, Xinyan; XU, Yan; WEI, Rongbian. Fabrication of vitamin D3 nanoemulsions stabilized by Tween 80 and Span 80 as a composite surface-active surfactant: Characterization and stability. **Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects**, [S. l.], v. 645, p. 128873, 2022. a. DOI: 10.1016/j.colsurfa.2022.128873.

ZHANG, Ying; WANG, Zhong juan; ZHANG, Xiu juan; YANG, Shi han; LIU, Zhi ting; ZHANG, Jin shan; CHEN, Xiao qiang. Formulation, characterization, pharmacokinetics and antioxidant activity evaluation of *Pinus koraiensis* nuts oil based coenzyme Q10 loaded nanoemulsion. **Industrial Crops and Products**, [S. l.], v. 187, p. 115444, 2022. b. DOI: 10.1016/j.indcrop.2022.115444.

ZIANI, Khalid; CHANG, Yuhua; MCLANDBOROUGH, Lynne; MCCLEMENTS, David Julian. Influence of surfactant charge on antimicrobial efficacy of surfactant-stabilized thyme oil nanoemulsions. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 59, n. 11, p. 6247–6255, 2011. DOI: 10.1021/jf200450m.

ZOURAB, Sh M.; SABET, V. M.; SAID, W. Interaction of an amphoteric surfactant with lecithin at the air/water and oil/water interfaces and its effect on emulsion stability. **Journal of Dispersion Science and Technology**, [*S. l.*], v. 5, n. 1, p. 61–71, 1984. DOI: 10.1080/01932698408943208.

**CAPÍTULO V**

**POTENCIAL DE ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E  
ATIVIDADEANTIMICROBIANA DE NANOEMULSÕES CARREGADAS COM  
EXTRATO DAS FOLHAS DE GRUMIXAMA**

## 1 INTRODUÇÃO

A grumixama (*Eugenia brasiliensis* Lam.) pertencente à família Myrtaceae é uma espécie frutífera, arbórea e endêmica do Brasil, com ocorrência entre os estados da Bahia a Santa Catarina (REFLORA, 2021). Extratos das folhas de grumixama são fontes naturais de metabólitos secundários, dos quais foram identificados e quantificados 25 deles, entre flavonoides, ácidos fenólicos e outros (cumarina, sinapaldeído e siringaldeído) com destaque para ácido gálico, 2,5 DHBA, isoquercitrina que juntos correspondem a 79% do total quantificados, como descrito no Capítulo III.

Na medicina popular a infusão das folhas de grumixama tem sido utilizada para o tratamento de reumatismo (CARDENAS, 2002) e evidências científicas tem confirmado o potencial anti-inflamatório (DAMETTO et al., 2018; SIEBERT et al., 2017, 2021), efeito antidepressivo (COLLA et al., 2012) e prevenção da hipertrigliceridemia (LIMA et al., 2017). Entretanto, uma alternativa ao seu emprego medicinal é sua utilização como aditivo natural visando a preservação de alimentos devido a sua composição rica em fitoquímicos funcionais. Neste contexto, os extratos das folhas de grumixama obtidos de Sistemas Agroflorestais apresentam potencial de aplicação como aditivo alimentício natural aliando essas características com tendências de *Clean Label* e sustentabilidade dos sistemas alimentares.

As propriedades funcionais, como atividade antioxidante e antimicrobiana de extratos naturais oriundos de plantas têm sido empregadas com a finalidade de proteger os alimentos *in natura* ou processados, das reações oxidativas e deterioração microbiana, melhorando assim a segurança, preservando a qualidade e prolongando o *shelf-life* dos produtos alimentícios (HYGREEVA; PANDEY; RADHAKRISHNA, 2014). No entanto, a substituição dos aditivos sintéticos por extratos naturais brutos em produtos alimentícios não é uma tarefa fácil, devido principalmente a baixa estabilidade química desses extratos vegetais, o que constitui um desafio tecnológico (ARMENDÁRIZ-BARRAGÁN et al., 2016).

Nesse sentido, estudos de formulação de nanoemulsões para a entrega de compostos bioativos têm sido desenvolvidos com a finalidade de proteger substâncias de interesse de forma a controlar a liberação dos agentes ativos facilitando a incorporação destes extratos em formulações de alimentos e melhorar a funcionalidade (MCCLEMENTS et al., 2021). Seibert et al. (2019) produziram nanoemulsões carregadas com o extrato de própolis verde e relatam a obtenção de sistemas estáveis e capazes de manter as propriedades antioxidantes e antimicrobianas dos extratos contidos na nanoemulsão, além de mascarar *off-flavors* da própolis. Majeed et al. (2016) produziram nanoemulsões carregadas com óleo de cravo e

reportaram que a superfície negativamente carregada das gotículas das nanoemulsões atuaram na prolongação da atividade antimicrobiana contra bactérias Gram-positivas (*Listeria monocytogenes* e *Staphylococcus aureus*).

Neste contexto, a produção de nanoemulsões carregadas com extrato das folhas de grumixama e a investigação da atividade antioxidante e antimicrobiana ganham relevância, uma vez que, esta técnica pode ser uma alternativa viável para melhorar a performance do extrato e suprir a demanda por ingredientes funcionais naturais e sustentáveis. Sendo assim, o objetivo deste Capítulo foi avaliar a atividade antioxidante e a atividade antimicrobiana das nanoemulsões carregadas com o extrato das folhas de grumixama. A atividade antioxidante foi avaliada por CRFC e DPPH e o ensaio da atividade antimicrobiana foi realizado contra bactérias Gram-positivas (*Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus* e *Listeria monocytogenes*) e Gram-negativas (*Escherichia coli* e *Salmonella Typhimurium*).

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1 PRODUÇÃO DAS NANOEMULSÕES**

As nanoemulsões C, E125 e E200 foram produzidas como descrito no item 2.2 do capítulo IV.

### **2.2 POTENCIAL DE ATIVIDADE ANTIOXIDANTE**

#### **2.2.1 DPPH**

A determinação da atividade antioxidante do extrato das folhas de grumixama (0,6 mg mL<sup>-1</sup>) e das nanoemulsões C, E125 e E200 por DPPH foi realizada de acordo com o método descrito por Brand-Williams, Cuvelier e Berset (1995), adaptado para microplacas de 96 poços (SANTOS; ALVARENGA BRIZOLA; GRANATO, 2017), no tempo 1 e 30 dias de armazenamento à 4°C. Inicialmente foi adicionado 260 µL de DPPH a 0,10 mM nos poços e realizada a leitura a 517 nm em leitora de microplacas (Spectramax Paradigm, Molecular Devices, EUA). Este procedimento foi realizado antes e após 30 min da adição de 40 µL da amostra previamente diluída. A atividade antioxidante foi calculada usando a curva padrão plotada com diferentes concentrações de Trolox (0-112 µM L<sup>-1</sup>; R<sup>2</sup>= 0,9884). Os resultados foram expressos como µM equivalente ao Trolox por litro de nanoemulsão (µM Trolox L<sup>-1</sup>).

### 2.2.2 Capacidade redutora do Folin-Ciocalteu

A análise nas nanoemulsões carregadas com extrato das folhas de grumixama foi realizada no tempo 1 e 30 dias, armazenadas a 4°C. O método utilizado foi adaptado para microplacas de 96 poços, descrito no tópico X.X do Capítulo IV.

## 2.3 ATIVIDADE ANTIMICROBIANA

### 2.3.1 Culturas bacteriana

Cinco bactérias patogênicas transmitidas por alimentos foram utilizadas para avaliar a propriedades antimicrobianas do extrato liofilizado das folhas de grumixama e das nanoemulsões C, E125 e E200. Foram utilizadas três espécies Gram-positivas: *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, *Bacillus cereus* ATCC 11778 e *Listeria monocytogenes* ATCC 19117; e duas Gram-negativas: *Escherichia coli* ATCC 25922, *Salmonella* Typhimurium ATCC 14028.

Para todas as cepas a estocagem a longo prazo foi realizada a -20 °C em meios de cultura apropriados contendo 10 % de glicerol (v/v). A cada 15 dias as cepas foram repicadas para ágar triptose de soja (TSA) e armazenadas a 4°C.

### 2.3.2 Detecção da atividade antimicrobiana – Difusão em disco

O método de difusão em disco (CLSI, 2009a) foi utilizado para detecção da atividade antimicrobiana do extrato das folhas de grumixama e das nanoemulsões avaliadas. As culturas em TSA foram repicadas para ágar sangue e incubadas a 35 °C *overnight*. A morfologia das colônias e a pureza das culturas foram verificadas. Colônias isoladas foram selecionadas de placas e inoculadas individualmente para caldo triptose de soja (TSB) e incubadas a 35 °C por 2-6h, para obtenção de culturas em crescimento ativo. Cada cultura ativa foi diluída em solução salina a 0,9 % (m/v) a uma concentração de  $10^8$  UFC mL<sup>-1</sup> comparável a solução padrão de McFarland 0,5 verificada em espectrofotômetro (modelo Q898U2M5, Quimis, São Paulo, Brasil) a 625 nm. Estas suspensões foram ajustadas para a densidade microbiana de aproximadamente  $10^7$  UFC mL<sup>-1</sup> com solução salina, e com auxílio de *swab* estéril as cepas foram inoculadas em placas de petri contendo ágar Mueller-Hilton.

O extrato das folhas de grumixama e as nanoemulsões C, E125 e E200 foram inicialmente liofilizados e posteriormente reconstituídos em 2 mL de dimetilsulfóxido (DMSO). Diferentes concentrações do extrato das folhas foram preparadas: na mesma condição inicial de preparo (Capítulo III) e nas concentrações das formulações E125 e E200 das nanoemulsões, com o propósito de verificar o potencial antimicrobiano do extrato na forma livre. Assim, soluções nas concentrações de 34, 3 e 5 mg extrato mL<sup>-1</sup> DMSO correspondiam ao extrato inicial (EI), cópia da E125 (CE125) e cópia da E200 (CE200), respectivamente.

As nanoemulsões C, E125 e E200 foram reconstituídas em DMSO na concentração de 11 mg mL<sup>-1</sup>, porém em termos de concentração de extrato nas formulações havia 0, 3 e 5 mg mL<sup>-1</sup>, respectivamente, para efeito de comparação com a forma livre. No total foram avaliadas seis amostras, com extrato livre (EI, CE125 e CE200) e nanoemulsão (C, E125 e E200).

Discos de papel estéreis com 5 mm de diâmetro e gramatura de 180 g/m<sup>2</sup> foram impregnados com 10 µL das soluções de extrato livre ou nanoemulsão e depositados sobre as placas inoculadas. Discos de ampicilina (10 µg/ disco), cicloproflaxocina (30 µg/ disco) e gentamicina (120 µg/ disco) foram utilizados como controles positivo e DMSO como negativo, as placas foram incubadas a 36 °C por 18-24h, após o diâmetro da zona de inibição foi medido (mm). O teste foi realizado em triplicata e dados apresentados como média ± desvio padrão.

### **2.3.3 Concentração Inibitória Mínima (CIM)**

As amostras que exibiram inibição do crescimento das cepas no ensaio de difusão em disco, foram avaliadas quanto a concentração mínima inibitória (CMI), pelo método de microdiluição (CLSI 2009b). As cepas descritas no item 2.3.1 foram testadas na mesma concentração microbiana.

O extrato das folhas de grumixama e as nanoemulsões foram preparadas nas mesmas concentrações descritas no item 2.3.2 em DMSO. Após, foram realizadas diluições seriadas com oito pontos que variaram na faixa de 34 a 0,3 mg mL<sup>-1</sup> para o extrato inicial (EI), de 3 a 0,02 mg mL<sup>-1</sup> para o extrato C125 e nanoemulsão E125 e de 5 a 0,04 mg mL<sup>-1</sup> para o extrato C200 e nanoemulsão E200.

Nos poços das placas de microdiluição foram adicionados 100 µL de cada ponto e 5 µL da suspensão bacteriana. Em todas as placas foram preparados o controle de esterilidade (sem inóculo) e controle de crescimento (caldo Mueller-Hilton, DMSO e inóculo). Após a preparação, as placas foram mantidas a 36 °C por 18h e o crescimento microbiano foi detectado visualmente com a adição de 20 µL da solução de cloreto de 2,3,5 trifeniltetrazólio (TTC) a

0,5% (m/v), com incubação de mais 1h a 36°C. Os testes foram realizados em triplicata e os resultados expressos em mg mL<sup>-1</sup>. O CMI foi considerado como a menor concentração do extrato e da nanoemulsão que resultou na inibição total do crescimento microbiano (SMÂNIA et al., 1995).

#### **2.3.4 Concentração Bactericida Mínima (CBM)**

A partir dos resultados obtidos nas microplacas do CMI foi determinada a concentração mínima bactericida (CMB) do extrato e das nanoemulsões conforme descrito por Celiktas et al. (2007). Nos poços onde não foi observado crescimento microbiano foram transferidas uma alíquota de 10 µL para placas de ágar triptona de soja (TSA) e foram incubadas a 36 °C por 24h e o crescimento das colônias foi verificado. Todos os testes foram realizados em triplicata e os resultados expressos em mg mL<sup>-1</sup>. Sendo assim, a menor concentração de extrato ou nanoemulsão que impediu totalmente o crescimento microbiano nas placas foi considerado o CMB.

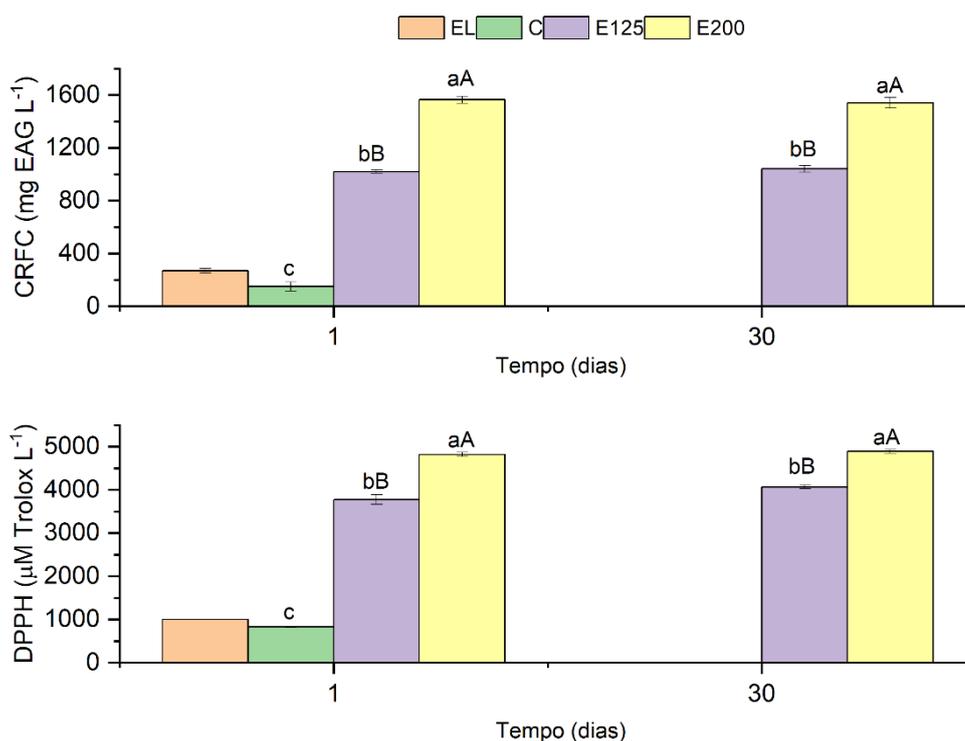
### **3 RESULTADOS E DISCUSSÕES**

#### **3.1 POTENCIAL DE ATIVIDADE ANTIOXIDANTE**

A atividade antioxidante do extrato liofilizado das folhas de grumixama e das nanoemulsões C, E125 e E200 foi avaliada pelos métodos CRFC e DPPH, os resultados obtidos foram apresentados na Figura 5.1. O extrato liofilizado na concentração de 0,6 mg mL<sup>-1</sup> apresentou atividade antioxidante correspondente a 269,9 ± 17,2 mg EAG L<sup>-1</sup> para capacidade redutora do Folin-Ciocalteu e 995,9 ± 1,9 µM L<sup>-1</sup> para DPPH. Em termos de concentração as nanoemulsões possui na formulação 3 e 5 mg de extrato liofilizado por mL, para E125 e E200, respectivamente. Embora as concentrações relativas de extratos não sejam iguais nos ensaios utilizando extrato liofilizado e nanoemulsões, possivelmente o extrato liofilizado apresentaria atividade antioxidante superior quando utilizado nas mesmas concentrações das nanoemulsões para o CRFC e DPPH, caso a correlação fosse linear. Esta hipótese sugere que os compostos bioativos incorporados nas nanoemulsões podem estar protegidos dos processos oxidativos, como verificado nos elevados valores obtidos para eficiência de encapsulação (Capítulo IV), ocorrendo assim uma redução da taxa de reação das nanoemulsões frente aos radicais Folin-Ciocalteu e DPPH.

Sessa et al. (2013) reportaram resultados similares quando avaliaram a atividade antioxidante pelos métodos FRAP e ORAC do extrato do bagaço de uva nas formas livre e nanoemulsionados. Os autores sugerem que o processo de nanoemulsão é o responsável por impedir que ocorra o contato ótimo entre os compostos antioxidantes do extrato e os radicais livres (provenientes dos meios reacionais de cada método), no tempo de reação avaliado nos ensaios, uma vez que na nanoemulsão os compostos bioativos estão protegidos pela camada lipídica que forma a gotículas. Pathania et al. (2022) também encontraram resultados que corroboram com o presente estudo, quando avaliaram a atividade antioxidante por DPPH e  $H_2O_2$  do extrato *Phyllanthus niruri* e da sua respectiva nanoemulsão.

Figura 5.1. Atividade antioxidante do extrato liofilizado (EL) ( $0,6 \text{ mg mL}^{-1}$ ) e nanoemulsões C, E125 e E200 que correspondem a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato das folhas de grumixama, respectivamente. Letras minúsculas: comparação entre as nanoemulsões no mesmo dia. Letras maiúsculas: comparação da mesma nanoemulsão em diferentes dias.



A nanoemulsão Controle apresentou menor atividade antioxidante ( $p \leq 0,05$ ) quando comparada as demais. Quando o extrato foi adicionado nas nanoemulsões E125 e E200 observou-se que atividade antioxidante aumentou significativamente ( $p \leq 0,05$ ), com o aumento da concentração de extrato nas formulações, em ambos os métodos (E200 > E125 > C) (letras minúsculas). Esta diferença era esperada, devido a rica composição de compostos fenólicos do

extrato, entre outros constituintes enquanto, por outro lado, a nanoemulsão controle foi formulada com óleo de semente de uva, lecitina e P123.

A nanoemulsão E200 ( $1565,6 \pm 26,5$  mg EAG L<sup>-1</sup>) apresentou atividade antioxidante 9 vezes maior que o encontrado na nanoemulsão C ( $168,8 \pm 15,9$  mg EAG L<sup>-1</sup>) pelo método CRFC. Para o método do DPPH esta diferença foi correspondente a 5,8 vezes maior na amostra E200 ( $4816,4 \pm 50,2$  μM L<sup>-1</sup>) quando comparada ao C ( $830,5 \pm 14,5$  μM L<sup>-1</sup>). Além da maior concentração de extrato na E200 este resultado também pode ser devido à maior exposição de grupos funcionais na partícula, corroborando com os resultados anteriores obtidos no TEM, DSC e FTIR (Capítulo IV). Segundo Zamaniahari et al. (2022) o aumento na atividade antioxidante das nanoemulsões quando comparada aos extratos puros pode estar associada ao aumento da área de transferência de massa do composto ativo, que pode aumentar a eficiência e a adsorção do extrato aos radicais livres.

No entanto, a nanoemulsão E125 apresentou valores significativamente ( $p \leq 0,05$ ) inferiores a nanoemulsão E200, em ambos os métodos CRFC e DPPH. Este comportamento além de estar associado a menor concentração de extrato na formulação E125, pode ter sido influenciado pela melhor estruturação da partícula, no qual observou-se uma maior eficiência de encapsulação (%) (Capítulo IV) nesta formulação. Assim, a formulação E125 apresentou uma maior capacidade de reter os compostos bioativos e conseqüentemente promover a redução da taxa de liberação dos compostos bioativos. Comportamento similar foi relatado por Ha et al. (2015) que avaliaram nanoemulsões formuladas com extrato de tomate enriquecido com licopeno. Os autores observaram que a liberação do licopeno das nanoemulsões foi relativamente baixa e o tempo de reação do licopeno com DPPH para atingir o estado de platô foi significativamente maior nas nanoemulsões com menores tamanhos. Os autores associaram estes dados aos efeitos da protegibilidade e da dispersibilidade promovidos pelo processo de nanoemulsificação. Este dado corrobora com os encontrados no presente estudo, uma vez que a nanoemulsão E125 apresentou menores tamanhos de partícula (Capítulo IV).

Ao avaliar a estabilidade da atividade antioxidante das nanoemulsões E125 e E200 após 30 dias de armazenamento a 4°C, observou-se que as nanoemulsões mantiveram a atividade antioxidante pelos métodos CRFC e DPPH (letras maiúsculas). Isso implica dizer que o método da emulsificação espontânea foi apropriado para proteger os compostos bioativos do extrato das folhas de grumixama e manter a funcionalidade do sistema durante o armazenamento. Este comportamento é de grande relevância para uso ou aplicações industriais, uma vez que garante a funcionalidade antioxidante do sistema ao longo do tempo.

## 3.2 ATIVIDADE ANTIMICROBIANA

### 3.2.1 Halo de inibição

Inicialmente a atividade antimicrobiana contra cinco patógenos alimentares foi avaliada qualitativamente pelo método da difusão em disco. A Tabela 5.1 apresenta os resultados obtidos para atividade antimicrobiana do extrato liofilizado e das nanoemulsões. De forma geral, observou-se que o extrato liofilizado das folhas de grumixama na concentração inicial de extração ( $34 \text{ mg mL}^{-1}$ ) apresentou halo de inibição para todas as cepas testadas. Nesta concentração, a atividade inibitória do extrato foi mais intensa contra as bactérias Gram-positivas (*S. aureus*, *B. cereus* e *L. monocytogenes*), com zona de inibição máxima de  $12,5 \pm 0,0 \text{ mm}$  para *S. aureus* (Figura 5.2). No controle negativo (DMSO) não foi detectado nenhuma atividade antimicrobiana, enquanto os controles positivos (ampicilina, cicloproflaxocina e gentamicina) apresentaram os maiores valores de inibição do crescimento das cepas.

Extratos vegetais ricos em metabólitos secundários tem sido reportado como potenciais antimicrobianos. Segundo Radulovic et al. (2013) extratos vegetais podem atuar por meio de diversos mecanismos de ação, como: interrupção da função e da estrutura da membrana, interrupção da síntese/função de DNA/RNA, interferência no metabolismo intermediário, indução à coagulação de constituintes citoplasmáticos e interferência na comunicação intercelular. Porém, a ação principal dos compostos fenólicos ocorre na membrana fosfolipídica das bactérias, uma vez que, atuam alterando a estrutura de forma a comprometer a integridade, permeabilidade e funcionalidade da membrana citoplasmática (NOURBAKHS et al., 2022; WEERAKKODY et al., 2010).

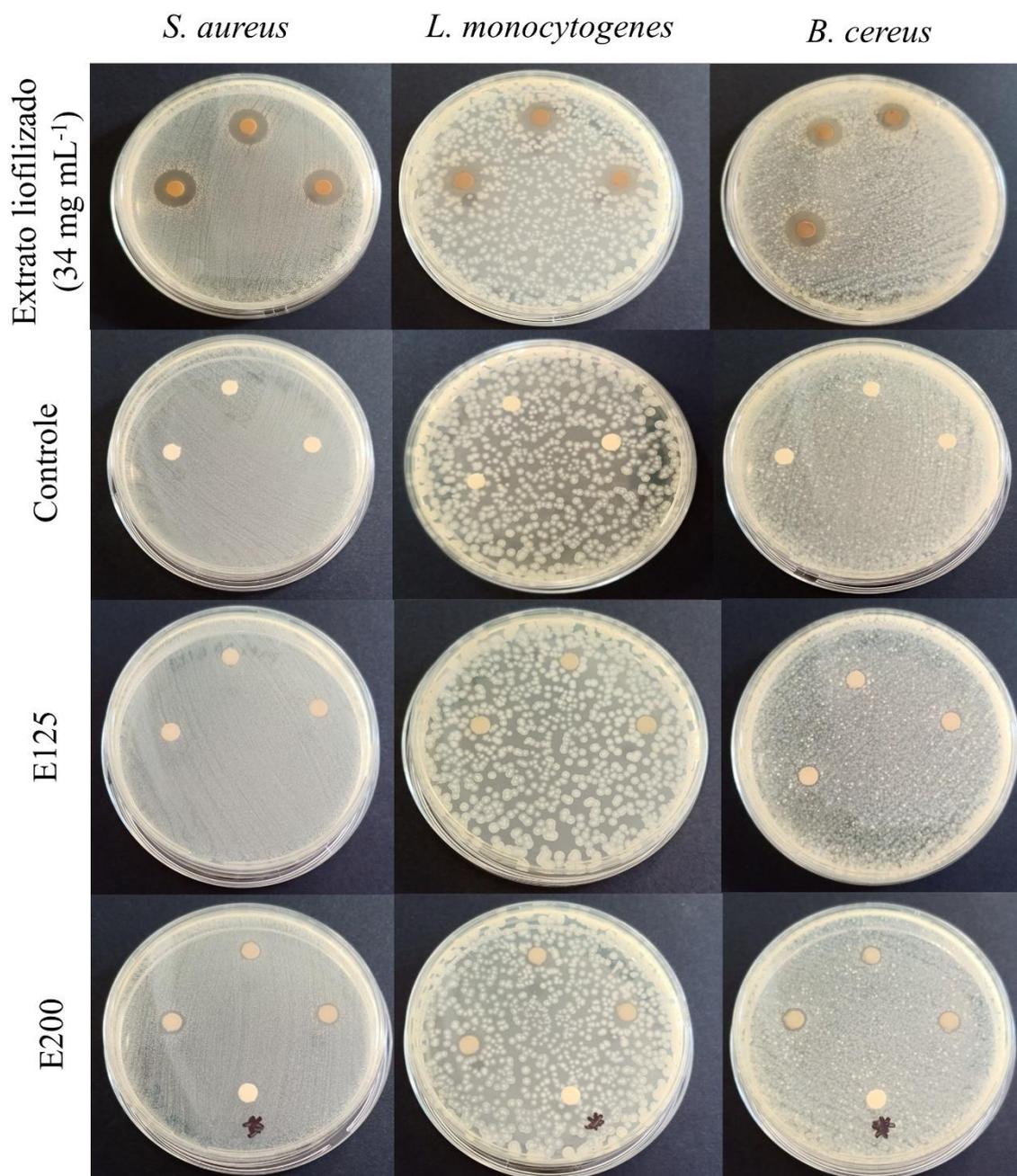
Tabela 5.1. Atividade antimicrobiana do extrato das folhas de grumixama e nanoemulsões pelo método da difusão em disco.

Cepas	<i>Halo de inibição (mm)*</i>									
	Extrato liofilizado			Nanoemulsões				C (+)		C (-)
	Extrato inicial	CE125	CE200	C	E125	E200	APS	CFC	GEM	DMSO
<i>Staphylococcus aureus</i>	12,5 ± 0,0	6,8 ± 0,3	8 ± 0,0	nd	nd	7,2 ± 0,3	22,0 ± 0,0	31,0 ± 0,0	30,0 ± 0,0	nd
<i>Salmonella</i> Typhimurium	6,8 ± 0,3	6,0 ± 0,0	7,0 ± 0,0	nd	nd	5,5 ± 0,0	12,8 ± 0,4	35,0 ± 1,4	31,3 ± 0,4	nd
<i>Escherichia coli</i>	6,7 ± 0,3	6,0 ± 0,0	6,5 ± 0,0	nd	nd	5,5 ± 0,0	10,5 ± 0,7	27,5 ± 2,1	31,0 ± 0,0	nd
<i>Bacillus cereus</i>	11,2 ± 0,3	6,7 ± 0,3	7,8 ± 0,3	nd	5,5 ± 0,0	7,2 ± 0,0	nd	14,0 ± 0,0	31,0 ± 0,0	nd
<i>Listeria monocytogenes</i>	10,7 ± 0,3	6,0 ± 0,0	6,8 ± 0,3	nd	5,7 ± 0,3	7,5 ± 0,5	nd	13,5 ± 0,7	30,0 ± 0,0	nd

\* Zona de inibição incluindo o diâmetro do disco, de 5mm. Média ± desvio padrão, (n=3). nd: não detectado.

Onde, Extrato inicial= extrato liofilizado na concentração inicial (34 mg mL<sup>-1</sup>), CE125= extrato liofilizado (3 mg mL<sup>-1</sup>), CE200 = extrato liofilizado (5 mg mL<sup>-1</sup>), C= nanoemulsão controle sem extrato, E125= nanoemulsão com 3 mg de extrato mL<sup>-1</sup>, E200= nanoemulsão com 5 mg de extrato mL<sup>-1</sup>, C (+) controle positivo: APS= disco de ampicilina (10 µg/ disco), CFC= cicloproflaxocina (30 µg/ disco) e GEM= gentamicina (120 µg/ disco), C (-) controle negativo: DMSO= dimetilsulfóxido.

Figura 5.2. Halo de inibição pelo método da difusão em disco do extrato liofilizado e das nanoemulsões. Onde Controle, E125 e E200 são nanoemulsões com a adição de 0, 125 e 200 mg de extrato.



As diferenças na estrutura das bactérias Gram-positivas e Gram-negativas faz com que atuem de diferentes formas na proteção da célula frente às substâncias antimicrobianas. Estas características de proteção podem explicar o comportamento observado nos ensaios realizados neste estudo, para as diferentes classes de bactérias avaliadas. Outros autores reportam que as bactérias Gram-positivas são mais sensíveis a extratos vegetais quando comparada as Gram-negativas (AMENSOUR et al., 2010; REZAEI; PIRBALOUTI, 2019; THUILLE; FILLE;

NAGL, 2003). Shan et al. (2007) ao avaliar a atividade antimicrobiana de 46 extratos de plantas (20 especiarias e 26 ervas medicinais) reportaram o mesmo comportamento para as bactérias Gram-positivas e entre estas o *S. aureus* foi a cepa mais sensível aos 46 extratos, resultado este que corrobora com o presente estudo. A resistência das bactérias Gram-negativas as substâncias antimicrobianas são associadas a camada de lipopolissacarídeos na membrana externa que formam uma barreira a penetração de substância e a presença de enzimas no espaço periplasmático que podem hidrolisar moléculas introduzidas na célula (RUSSELL, 1991).

Em relação as nanoemulsões, observou-se que a formulação C não apresentou atividade inibitória na presença das cepas testadas. Porém, quando o extrato das folhas de grumixama foi adicionado na formulação das nanoemulsões E125 e E200 verificou-se a inibição do crescimento das cepas, em diferentes intensidades. A formulação E125 não apresentou atividade inibitória frente as bactérias *Staphylococcus aureus*, *Salmonella Typhimurium*, *Escherichia coli*, enquanto a formulação E200 apresentou atividade inibitória contra todas as cepas com a formação de maiores halos para as bactérias Gram-positivas, comportamento similar ao extrato liofilizado na forma livre.

Este desempenho da formulação E125 pode ser atribuído à menor concentração de extrato utilizado nesta formulação, bem como a melhor estruturação da partícula que pode ocasionar a diminuição da taxa inicial de inativação das bactérias. A análise da atividade antimicrobiana do extrato liofilizado livre nas mesmas concentrações das nanoemulsões (CE125 e CE200) reforça esta hipótese, em razão de os resultados da inativação do crescimento microbiano obtidos para todas as cepas testadas que foram superiores aos encontrados para as respectivas nanoemulsões. Logo, pode ser que o extrato aprisionado nas gotículas da nanoemulsão seja liberado gradativamente ao longo do tempo. Majeed et al. (2016) produziram nanoemulsões utilizando óleo de cravo e avaliaram a atividade antimicrobiana contra as bactérias *L. monocytogenes*, *S. aureus* e *E. coli*, neste estudo os autores observaram que houve uma diminuição na atividade antimicrobiana quando o óleo de cravo foi nanoemulsionado, comparado ao óleo de cravo bruto. A avaliação cinética apresentada pelos autores indica uma taxa inicial de inativação bacteriana menor do óleo essencial encapsulado do que do óleo bruto na forma livre. Resultados estes que corroboram com os encontrados no presente estudo.

A eficácia das nanoemulsões antimicrobianas depende de diversos fatores. Donsi e Ferrari (2016) indicaram quatro principais mecanismos: a transferência de massa que é facilitada pela redução do tamanho das partículas e conseqüente aumento da área superficial, a fusão das partículas com a camada fosfolipídica da membrana celular com liberação

direcionada dos compostos bioativos, a liberação controlada ao longo do tempo dos compostos bioativos e a interação eletrostática das partículas com a membrana celular.

Sendo assim, o extrato das folhas de grumixama possui atividade antimicrobiana para diferentes cepas de patógenos alimentares de grande importância para indústria. Esta funcionalidade pode ser controlada com o uso da nanotecnologia para garantir a entrega segura destes compostos ao longo do tempo em matrizes alimentares.

### 3.2.2 Concentração inibitória mínima (CIM) e concentração bactericida mínima (CBM)

As amostras de extrato das folhas de grumixama e as nanoemulsões que apresentaram halo de inibição no ensaio de difusão em disco contra as bactérias Gram-positivas e Gram-negativas, foram avaliados quanto a CIM e CBM. A Tabela 5.2 apresenta as concentrações CIM e CBM para o extrato liofilizado e para as nanoemulsões. Os valores de CIM variaram entre 0,3 a 8,5 mg mL<sup>-1</sup> e os valores de CBM variaram entre 0,6 a 34 mg mL<sup>-1</sup>.

Tabela 5.2. Concentração inibitória mínima (CIM) (mg mL<sup>-1</sup>) e concentração bactericida mínima (CBM) (mg mL<sup>-1</sup>) do extrato das folhas de grumixama liofilizado e nanoemulsões.

Cepas	Extrato liofilizado						Nanoemulsões			
	Extrato inicial		CE125		CE200		E125		E200	
	CIM	CBM	CIM	CBM	CIM	CBM	CIM	CBM	CIM	CBM
<i>Staphylococcus aureus</i>	1,1	1,1	1,6	1,6	1,3	1,3	nd	nd	2,5	2,5
<i>Salmonella</i> Typhimurium	8,5	17,0	nd	nd	5,0	5,0	nd	nd	nd	nd
<i>Escherichia coli</i>	8,5	34,0	nd	nd	5,0	Nd	nd	nd	5,0	nd
<i>Bacillus cereus</i>	0,3	2,1	0,8	0,8	0,6	0,6	3,2	nd	1,3	2,5
<i>Listeria monocytogenes</i>	1,1	1,1	1,6	1,6	1,3	1,3	3,2	3,2	2,5	2,5

Onde, nd: não detectado, Extrato inicial= extrato liofilizado na concentração inicial (34 mg mL<sup>-1</sup>), CE125= extrato liofilizado (3 mg mL<sup>-1</sup>), CE200= extrato liofilizado (5 mg mL<sup>-1</sup>), E125= nanoemulsão (3 mg de extrato mL<sup>-1</sup>), E200= nanoemulsão (5 mg de extrato mL<sup>-1</sup>).

A intensa atividade antimicrobiana contra as bactérias Gram-positivas observada para o extrato das folhas de grumixama (34 mg mL<sup>-1</sup>) foi confirmada pelos baixos valores obtidos para CIM (< 1,1 mg mL<sup>-1</sup>) e CBM (< 2,1 mg mL<sup>-1</sup>). Porém, a menor CIM do extrato observada foi para *Bacillus cereus* com a concentração de 0,3 mg mL<sup>-1</sup>. A forte ação inibitória e bactericida também foi observada para o *B. cereus* em todas as concentrações do extrato das folhas de grumixama liofilizado. O *B. cereus* é uma bactéria Gram-positiva, formadora de esporos que

pode crescer em uma ampla faixa de temperatura (10 – 45°C), pH (5-9) e atividade de água (> 0,9). Além disso, é um contaminante e deteriorante de alimentos como produtos lácteos, cereais, produtos cárneos e vegetais, que pode causar surtos de intoxicação alimentar (CHRISTIANSSON et al., 1989; NETTEN; KRAMER, 1995). Portanto, a inibição do crescimento de bactérias deteriorantes e patogênicas com uso de extratos naturais é de grande relevância para uso industrial.

A atividade antimicrobiana do extrato das folhas de grumixama livre se estende também para as bactérias Gram-negativas, no qual observou-se CIM= 8,5 mg mL<sup>-1</sup> para *S. Typhimurium* e *E. coli*. Este é um dado relevante, visto que ambas as bactérias são patogênicas e resistentes a alguns antibióticos (ERB et al., 2007; WANG et al., 2019). Estas características do extrato de grumixama, como um extrato antimicrobiano natural pode ser além de uma estratégia agregação de valor, vir a ser uma alternativa de utilização comercial na perspectiva de *Clean Label*. Logo, a composição variada e a elevada concentração de compostos bioativos (ácido gálico, 2,5 DHBA, isoquercitrina, entre outros) no extrato das folhas de grumixama, podem estar associadas à elevada eficiência antimicrobiana contra as bactérias Gram-positivas e Gram-negativas. Gonelimali et al. (2018) avaliando atividade antimicrobiana de extratos etanólicos e aquosos de rosela (*Hibiscus sabdariffa*), alecrim (*Rosmarinus officinalis*), cravo (*Syzygium aromaticum*) e tomilho (*Thymus vulgaris*) reportaram um amplo espectro de inibição do crescimento de bactérias e fungos que foi associado a composição fenólica dos extratos.

A nanoemulsão E125 apresentou CIM contra a *B. cereus* e *L. monocytogenes*, com atividade bactericida (CBM) apenas para *L. monocytogenes*. Por outro lado, a formulação E200 apresentou CIM para *S. aureus*, *E. coli*, *B. cereus* e *L. monocytogenes* e CBM para todas as espécies Gram-positivas. Esta diferença no comportamento antibacteriano das nanoemulsões pode ser devido a fatores como menor concentração de extrato na formulação e melhor estruturação da partícula, como observado e discutido anteriormente para a amostra E125. Porém, o extrato liofilizado livre na mesma concentração das nanoemulsões CE125 e CE200 apresentaram menores CIM e CBM, quando comparado as nanoemulsões E125 e E200, respectivamente. Confirmando assim, o comportamento observado nos halos de inibição de crescimento das bactérias. Segundo Ghazy et al. (2021) a atividade antimicrobiana de nanoemulsões depende da dose e tempo de exposição, além dos outros fatores citados anteriormente. Nesse contexto, podemos sugerir que nas nanoemulsões o tempo dos ensaios não foi suficiente para liberar completamente os compostos bioativos retidos nas gotículas, uma vez que as concentrações do extrato nas formas livre e nanoemulsionado foram padronizados e observou-se diferença na intensidade da atividade antimicrobiana. Sendo assim, é possível que

as nanoemulsões E125 e E200 alcance gradativamente os valores obtidos para CIM e CBM dos extratos CE125 e CE200.

Chuesiang, et al. (2019) reportaram valores análogos ao presente estudo, quando avaliaram a atividade antimicrobiana do óleo essencial de canela livre e nanoemulsionado e obtiveram CIM e CBM menores para *E. coli*, *S. aureus*, *S. Typhimurium* e *V. parahaemolyticus* para o óleo essencial livre quando comparado as formas nanoemulsionadas. Segundo os autores, as nanoemulsões produzidas apresentaram um rápido e persistente efeito bacteriostático no ensaio de cinética de morte celular *in vitro*. Além disso, não houve alteração no MIC das nanoemulsões após o armazenamento por 31 dias, que foi associado a elevada estabilidade do sistema. Outra pesquisa desenvolvida por Hou et al (2021), reportam que a melhor performance da atividade antimicrobiana de nanoemulsões carregadas com óleo de canela é relacionada a proteção dos compostos bioativos, a prolongação do tempo de liberação e redução da quantidade do composto ativo para obtenção do mesmo efeito bacteriostático. Sendo assim, as nanoemulsões desenvolvidas no presente estudo podem ter características de liberação similares às reportadas por estes pesquisadores constituindo, assim um sistema controlado de liberação e conseqüente uma possibilidade de ação antimicrobiana a longo prazo.

Por fim, atividade antimicrobiana do extrato das folhas de grumixama foi confirmada pelos baixos valores obtidos para CIM e CBM para as bactérias Gram-positivas e Gram-negativas. As cepas utilizadas neste estudo são importantes patógenos e indicadores da qualidade de alimentos e, portanto, extratos naturais que possam inativar o crescimento e/ou eliminar estas bactérias de matrizes alimentares ou de outros produtos é de grande valor comercial. Estas características podem ser aprimoradas com uso da tecnologia de nanoemulsificação, atingindo valores moderados de CIM e CBM com baixas concentrações do extrato nas formulações E125 e E200, promovendo a liberação controlada.

#### 4 CONCLUSÕES

As nanoemulsões carregadas com extrato das folhas de grumixama apresentaram importantes propriedades antioxidantes e antimicrobianas. O extrato liofilizado apresentou elevada atividade antioxidante avaliada por CRFC e DPPH e quando adicionado nas nanoemulsões E125 e E200 ocorreu o aumento da atividade antioxidante quando comparada a nanoemulsão sem adição do extrato (controle). Observou-se que a atividade antioxidante teve um aumento significativo ( $p \leq 0,05$ ) com o aumento da concentração de extrato nas formulações

E125 e E200 e que os resultados se mantiveram estáveis após 30 dias de análise em ambos os métodos.

O extrato liofilizado das folhas de grumixama apresentou forte atividade antimicrobiana contra as cepas de *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Listeria monocytogenes*, *Escherichia coli*, *Salmonella Typhimurium* avaliado pelo método de difusão em disco. As bactérias Gram-positivas (*S. aureus*, *B. cereus* e *L. monocytogenes*) foram mais sensíveis ao extrato na forma livre. O maior efeito inibitório e bactericida foi observado para *Bacillus cereus* com CIM de 0,3 mg mL<sup>-1</sup> e CBM de 2,1 mg mL<sup>-1</sup>.

As nanoemulsões apresentaram uma tendência de atividade antimicrobiana similar ao extrato na forma livre com maior atividade contra as bactérias Gram-positivas. A nanoemulsão E125 apresentou CIM contra *B. cereus* e *L. monocytogenes* e CBM apenas para *L. monocytogenes*. Por outro lado, a nanoemulsão E200 apresentou CIM e CBM para todas as espécies Gram-positivas.

O extrato na forma livre (CE125 e CE200) apresentou maior atividade antimicrobiana quando comparado as respectivas nanoemulsões. Este comportamento pode ser um indicativo que o processo de nanoemulsão promoveu a proteção dos compostos bioativos, limitando o contato ótimo entre as cepas e os compostos de interesse e reduzindo os valores de CIM e CBM nas nanoemulsões E125 e E200.

Sendo assim, as nanoemulsões carregadas com extrato das folhas de grumixama apresentaram características promissoras para aplicação como aditivo natural antioxidante e antimicrobiano para produtos alimentícios. Estes resultados reforçam a importância de avaliar o potencial tecnológico e funcional de espécies endêmicas do Estado de Santa Catarina, a fim de promover ampliação e diversificação de extratos naturais para uso industrial, bem como promover a conservação das espécies nativas por meio do uso contínuo.

## REFERÊNCIAS

- AMENSOUR, Mahassine; BOUHDID, Samira; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, Juana; IDAOMAR, Mohamed; SENHAJI, Nadia Skali; ABRINI, Jamal. Antibacterial activity of extracts of *myrtus communis* against food-borne pathogenic and spoilage bacteria. **International Journal of Food Properties**, [S. l.], v. 13, n. 6, p. 1215–1224, 2010. DOI: 10.1080/10942910903013399.
- ARMENDÁRIZ-BARRAGÁN, Brenda; ZAFAR, Nadiah; BADRI, Waisudin; GALINDO-RODRÍGUEZ, Sergio Arturo; KABBAJ, Dounia; FESSI, Hatem; ELAISSARI, Abdelhamid. Plant extracts: from encapsulation to application. **Expert Opinion on Drug Delivery**, [S. l.], v. 13, n. 8, p. 1165–1175, 2016. DOI: 10.1080/17425247.2016.1182487.
- BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, M. E.; BERSET, C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 28, n. 1, p. 25–30, 1995. DOI: 10.1016/S0023-6438(95)80008-5.
- CARDENAS, Juan David Revilla. **Plantas Úteis da Bacia Amazônica**. 2. ed. ed. Manaus: Sebrae-AM: INPA, 2002.
- CELIK TAS, O. Yesil; KOCABAS, E. E. Hame.; BEDIR, E.; SUKAN, F. Vardar; OZEK, T.; BASER, K. H. C. Antimicrobial activities of methanol extracts and essential oils of *Rosmarinus officinalis*, depending on location and seasonal variations. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 100, n. 2, p. 553–559, 2007. DOI: 10.1016/J.FOODCHEM.2005.10.011.
- CHRISTIANSSON, A.; NAIDU, A. S.; NILSSON, I.; WADSTROM, T.; PETTERSSON, H. E. Toxin production by *Bacillus cereus* dairy isolates in milk at low temperatures. **Applied and Environmental Microbiology**, [S. l.], v. 55, n. 10, p. 2595–2600, 1989. DOI: 10.1128/aem.55.10.2595-2600.1989.
- CHUESIANG, Piyanan; SIRIPATRAWANA, Ubonrat; SANGUANDEEKUL, Romanee; YANG, Jason S.; McClements, David J.; McLandsborough, Lynne. Antimicrobial activity and chemical stability of cinnamon oil in oil-in-water nanoemulsions fabricated using the phase inversion temperature method. **Lwt**, v. 110, p. 190-196, 2019. DOI: 10.1016/j.lwt.2019.03.012
- CLSI. Clinical and Laboratory Standards Institute. **Performance Standards for Antimicrobial Disk Susceptibility Tests; Approved Standard – Tenth Edition**. CLSI document M2-A10 [ISBN 1-56238-688-3]. CLSI, 950 West Valley Road, Suite 2500, Wayne, PA 19087 USA, 2009a.
- CLSI. Clinical and Laboratory Standards Institute. **Methods for Dilution Antimicrobial Susceptibility Tests for Bacteria that Grow Aerobically; Approved Standard – Eighth Edition**. CLSI document M7-A8 [ISBN 1-56238-689-1]. CLSI, 950 West Valley Road, Suite 2500, Wayne, PA 19087 USA, 2009b.
- COLLA, André R. S.; MACHADO, Daniele G.; BETTIO, Luis E. B.; COLLA, Guilherme; MAGINA, Michele D. A.; BRIGHENTE, Inês M. C.; RODRIGUES, Ana Lúcia S. Involvement of monoaminergic systems in the antidepressant-like effect of *Eugenia brasiliensis* Lam. (Myrtaceae) in the tail suspension test in mice. **Journal of**

**Ethnopharmacology**, [*S. l.*], v. 143, n. 2, p. 720–731, 2012. DOI: 10.1016/j.jep.2012.07.038.

DAMETTO, Alessandra C.; BORALLE, Nivaldo; ZHANG, Chuan-Rui; SILVA, Dulce H. S.; NAIR, Muraleedharan G. Leaves of *Eugenia brasiliensis* Used as a Folk Medicine Contain Cyclooxygenase Enzyme and Lipid Peroxidation Inhibitory Compounds. **Natural Product Communications**, [*S. l.*], v. 13, n. 8, p. 11–14, 2018. DOI: 10.1177/1934578X1801300814.

DONSÌ, Francesco; FERRARI, Giovanna. Essential oil nanoemulsions as antimicrobial agents in food. **Journal of Biotechnology**, [*S. l.*], v. 233, p. 106–120, 2016. DOI: 10.1016/j.jbiotec.2016.07.005.

ERB, A.; STÜRMER, T.; MARRE, R.; BRENNER, H. Prevalence of antibiotic resistance in *Escherichia coli*: Overview of geographical, temporal, and methodological variations. **European Journal of Clinical Microbiology and Infectious Diseases**, [*S. l.*], v. 26, n. 2, p. 83–90, 2007. DOI: 10.1007/s10096-006-0248-2.

GHAZY, O. A.; FOUAD, M. T.; SALEH, H. H.; KHOLIF, A. E.; MORSY, T. A. Ultrasound-assisted preparation of anise extract nanoemulsion and its bioactivity against different pathogenic bacteria. **Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 341, p. 1–7, 2021. DOI: 10.1016/j.foodchem.2020.128259.

GONELIMALI, Faraja D.; LIN, Jiheng; MIAO, Wenhua; XUAN, Jinghu; CHARLES, Fedrick; CHEN, Meiling; HATAB, Shaimaa R. Antimicrobial properties and mechanism of action of some plant extracts against food pathogens and spoilage microorganisms. **Frontiers in Microbiology**, [*S. l.*], v. 9, p. 1–9, 2018. DOI: 10.3389/fmicb.2018.01639.

HA, Thi Van Anh; KIM, Saehoon; CHOI, Yeri; KWAK, Hae Soo; LEE, Sung Je; WEN, Jingyuan; OEY, Indrawati; KO, Sanghoon. Antioxidant activity and bioaccessibility of size-different nanoemulsions for lycopene-enriched tomato extract. **Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 178, p. 115–121, 2015. DOI: 10.1016/j.foodchem.2015.01.048.

HOU, Kehong; XU, Yaoyao; CEN, Kaiyue; GAO, Chengcheng; FENG, Xiao; TANG, Xiaozhi. Nanoemulsion of cinnamon essential oil Co-emulsified with hydroxypropyl- $\beta$ -cyclodextrin and Tween-80: Antibacterial activity, stability and slow release performance. **Food Bioscience**, [*S. l.*], v. 43, n. 3, p. 101232, 2021. DOI: 10.1016/j.fbio.2021.101232.

HYGREEVA, Desugari; PANDEY, M. C.; RADHAKRISHNA, K. Potential applications of plant based derivatives as fat replacers, antioxidants and antimicrobials in fresh and processed meat products. **Meat Science**, [*S. l.*], v. 98, n. 1, p. 47–57, 2014. DOI: 10.1016/j.meatsci.2014.04.006.

LIMA, Aline B. et al. Hypolipemiant and antioxidant effects of *Eugenia brasiliensis* in an animal model of coconut oil-induced hypertriglyceridemia. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, [*S. l.*], v. 96, p. 642–649, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2017.10.047>

MAJEED, Hamid et al. Bactericidal action mechanism of negatively charged food grade clove oil nanoemulsions. **Food Chemistry**, [*S. l.*], v. 197, p. 75–83, 2016. DOI: 10.1016/j.foodchem.2015.10.015.

MCCLEMENTS, David Julian; DAS, Arun K.; DHAR, Pubali; NANDA, Pramod Kumar; CHATTERJEE, Niloy. Nanoemulsion-Based Technologies for Delivering Natural Plant-

Based Antimicrobials in Foods. **Frontiers in Sustainable Food Systems**, [S. l.], v. 5, n. February, p. 1–23, 2021. DOI: 10.3389/fsufs.2021.643208.

NETTEN, Peter Van; KRAMER, John M. Media for the detection and enumeration of *Bacillus cereus* in foods. **Progress in Industrial Microbiology**, [S. l.], v. 34, n. C, p. 35–49, 1995. DOI: 10.1016/S0079-6352(05)80005-0.

NOURBAKSH, Fahimeh; LOTFALIZADEH, Marzieh; BADPEYMA, Mohaddeseh; SHAKERI, Abolfazl; SOHEILI, Vahid. From plants to antimicrobials: Natural products against bacterial membranes. **Phytotherapy Research**, [S. l.], v. 36, n. 1, p. 33–52, 2022. DOI: 10.1002/ptr.7275.

PATHANIA, Ruhi; NAJDA, Agnieszka; CHAWLA, Prince; KAUSHIK, Ravinder; KHAN, Mohammed Azhar. Low-energy assisted sodium alginate *stabilized Phyllanthus niruri* extract nanoemulsion: Characterization, in vitro antioxidant and antimicrobial application. **Biotechnology Reports**, [S. l.], v. 33, p. e00711, 2022. DOI: 10.1016/j.btre.2022.e00711.

RADULOVIC, N. S.; BLAGOJEVIC, P. D.; STOJANOVIC-RADIC, Z. Z.; STOJANOVIC, N. M. Antimicrobial Plant Metabolites: Structural Diversity and Mechanism of Action. **Current Medicinal Chemistry**, [S. l.], v. 20, n. 7, p. 932–952, 2013. DOI: 10.2174/0929867311320070008.

REFLORA. **Flora e Fauna do Brasil**. 2021. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>. Acesso em: 15 maio. 2021.

REZAEI, Maryam; PIRBALOUTI, Abdollah Ghasemi. Phytochemical, antioxidant and antibacterial properties of extracts from two spice herbs under different extraction solvents. **Journal of Food Measurement and Characterization**, [S. l.], v. 13, n. 3, p. 2470–2480, 2019. DOI: 10.1007/s11694-019-00167-8.

RUSSELL, A. D. Mechanisms of bacterial resistance to non-antibiotics: food additives and food and pharmaceutical preservatives. **Journal of Applied Bacteriology**, [S. l.], v. 71, n. 5, p. 191–201, 1991. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1991.tb04447.x>.

SANTOS, Jânio Sousa; ALVARENGA BRIZOLA, Vitor Rafael; GRANATO, Daniel. High-throughput assay comparison and standardization for metal chelating capacity screening: A proposal and application. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 214, p. 515–522, 2017. DOI: 10.1016/J.FOODCHEM.2016.07.091.

SEIBERT, Janaína Brandão et al. Development of propolis nanoemulsion with antioxidant and antimicrobial activity for use as a potential natural preservative. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 287, p. 61–67, 2019. DOI: 10.1016/j.foodchem.2019.02.078.

SESSA, Mariarenata; CASAZZA, Alessandro A.; PEREGO, Patrizia; TSAO, Rong; FERRARI, Giovanna; DONSI, Francesco. Exploitation of Polyphenolic Extracts from Grape Marc as Natural Antioxidants by Encapsulation in Lipid-Based Nanodelivery Systems. **Food and Bioprocess Technology**, [S. l.], v. 6, n. 10, p. 2609–2620, 2013. DOI: 10.1007/s11947-012-0911-9.

SHAN, Bin; CAI, Yi Zhong; BROOKS, John D.; CORKE, Harold. The in vitro antibacterial activity of dietary spice and medicinal herb extracts. **International Journal of Food Microbiology**, [S. l.], v. 117, n. 1, p. 112–119, 2007. DOI:

10.1016/j.ijfoodmicro.2007.03.003.

SIEBERT, Diogo A.; BASTOS, Juliana; SPUDEIT, Daniel A.; MICKE, Gustavo A.; ALBERTON, Michele D. Determination of phenolic profile by HPLC-ESI-MS/MS and anti-inflammatory activity of crude hydroalcoholic extract and ethyl acetate fraction from leaves of *Eugenia brasiliensis*. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, [S. l.], v. 27, n. 4, p. 459–465, 2017. DOI: 10.1016/j.bjp.2017.01.008.

SIEBERT, Diogo Alexandre; PAGANELLI, Camila Jeriane; QUEIROZ, Gustavo Silva; ALBERTON, Michele Debiasi. Anti-inflammatory activity of the epicuticular wax and its isolated compounds catechin and galocatechin from *Eugenia brasiliensis* Lam. (Myrtaceae) leaves. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 35, n. 22, p. 4720–4723, 2021. DOI: 10.1080/14786419.2019.1710707.

SMÂNIA, A.; MONACHE, F. Delle; SMÂNIA, E. F. A.; GIL, M. L.; BENCHETRIT, L. C.; CRUZ, F. S. Antibacterial activity of a substance produced by the fungus *Pycnoporus sanguineus* (Fr.) Murr. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 45, n. 3, p. 177–181, 1995. DOI: 10.1016/0378-8741(94)01212-I.

THUILLE, Nikolaus; FILLE, Manfred; NAGL, Markus. Bactericidal activity of herbal extracts. **International Journal of Hygiene and Environmental Health**, [S. l.], v. 206, n. 3, p. 217–221, 2003. DOI: 10.1078/1438-4639-00217.

WANG, Xuchu; BISWAS, Silpak; PAUDYAL, Narayan; PAN, Hang; LI, Xiaoliang; FANG, Weihuan; YUE, Min. Antibiotic resistance in *Salmonella* Typhimurium isolates recovered from the food chain through national antimicrobial resistance monitoring system between 1996 and 2016. **Frontiers in Microbiology**, [S. l.], v. 10, p. 1–12, 2019. DOI: 10.3389/fmicb.2019.00985.

WEERAKKODY, Nimsha S.; CAFFIN, Nola; TURNER, Mark S.; DYKES, Gary A. In vitro antimicrobial activity of less-utilized spice and herb extracts against selected food-borne bacteria. **Food Control**, [S. l.], v. 21, n. 10, p. 1408–1414, 2010. DOI: 10.1016/j.foodcont.2010.04.014.

ZAMANIAHARI, Sahar; JAMSHIDI, Abdollah; MOOSAVY, Mir Hassan; KHATIBI, Seyed Amin. Preparation and evaluation of *Mentha spicata* L. essential oil nanoemulsion: physicochemical properties, antibacterial activity against foodborne pathogens and antioxidant properties. **Journal of Food Measurement and Characterization**, [S. l.], v. 16, n. 4, p. 3289–3300, 2022. DOI: 10.1007/s11694-022-01436-9.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS FUTURAS

Esta tese se destaca pelo seu caráter interdisciplinar integrando diferentes áreas do conhecimento, propondo a utilização da nanotecnologia como ferramenta de tecnologia e inovação para a produção de aditivos naturais com potencial atividades antioxidante e atividade antimicrobiana visando a sua aplicação em alimentos. Foram produzidos neste trabalho de tese dados inéditos como, o perfil de compostos fenólicos das folhas de uvaia, um amplo guia (Apêndice A) de espécies ameaçadas da família Myrtaceae que podem ser utilizadas como fonte para pesquisas futuras e o desenvolvimento de nanoemulsões carregadas com extrato das folhas de grumixama.

Este conjunto de características está alinhado e corrobora com alguns dos Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) definidos pela Organização das Nações Unidas (ONU), no qual podemos citar: (2) Fome zero e agricultura sustentável: aumentar a renda de pequenos produtores de alimentos por meio de acesso a oportunidade de agregação de valor, implementar práticas agrícolas resilientes que ajudem a manter os ecossistemas e que fortaleçam a capacidade de adaptação as mudanças climáticas, manter a diversidade genética. (9) Indústria, inovação e infraestrutura: apoiar o desenvolvimento tecnológico, a pesquisa e a inovação nacionais nos países em desenvolvimento, inclusive garantindo um ambiente político propício para, entre outras coisas, a diversificação industrial e a agregação de valor às commodities (12) Consumo e produção responsáveis: alcançar a gestão sustentável e o uso eficiente dos recursos naturais, apoiar países em desenvolvimento a fortalecer suas capacidades científicas e tecnológicas para mudar para padrões sustentáveis de produção e consumo. (17) Parcerias e meios de implementação: promover o desenvolvimento, a transferência, a disseminação e a difusão de tecnologias ambientalmente corretas para os países em desenvolvimento.

O levantamento das espécies de Myrtaceae ameaçadas com a descrição do potencial de uso alimentício e medicinal destas espécies (Capítulo II), apresentou uma lista diversa com 187 espécies brasileiras ameaçadas com uso reportado na literatura (Apêndice A). Estas espécies são pouco exploradas, consumidas ou estudadas cientificamente, o que pode ser um reflexo do *status* de extinção as quais pertencem. Sendo assim, este Capítulo trouxe uma contribuição significativa no sentido de direcionar pesquisas para o preenchimento de lacunas do conhecimento a respeito dos usos alimentício, medicinal e tecnológico Além disso, este material pode ser utilizado para auxiliar ações governamentais para manutenção da biodiversidade brasileira.

A ampliação dos usos das espécies da família Myrtaceae, em especial a uvaia, grumixama e feijoa implantadas em Sistemas Agrofloretais pode ser uma alternativa sustentável para produção alimentos ou produtos alimentares. Neste sentido, as folhas obtidas como subprodutos do manejo das árvores, sendo tecidos de alta taxa de regeneração e ricos em compostos bioativos, foram a partes selecionadas para realização deste estudo. Sendo assim, o estudo da secagem, otimização do rendimento de extração e avaliação do impacto do processo de secagem no perfil de compostos fenólicos e atividade antioxidante apresentado no Capítulo III, resultou na definição de importantes parâmetros para produção de folhas secas que podem ser utilizadas para comercialização como chás. Além disso, este estudo apresentou dados inéditos como o perfil de compostos fenólicos indentificados e quantificados das folhas de uvaia. Outro resultado importante que vale destacar é o impacto do processo de secagem em diferentes temperaturas no perfil de compostos fenolicos e atividade antioxante. Este dado nos auxiliou na definição do binômio tempo-temperatura adequado para o processamento de cada espécie. Porém, futuras investigações dos extratos das folhas de uvaia, grumixama e feijoa relacionadas a toxicidade e bioacessibilidade seriam indispensáveis para uso destes extratos.

A tecnologia da nanoemulsificação espontânea foi aplicada ao extrato das folhas de grumixama para produção de um aditivo alimentar natural com ação antioxidante e antimicrobiana. As fomulações produzidas apresentaram boa estabilidade em até seis meses de armazenamento, maior estabilidade térmica quando comparada ao extrato livre, potencial de atividade antioxidante mantido ao longo de 30 dias de armazenamento e atividade bactericida contra todas as bactérias patogências Gram-positivas (*S. aureus*, *B. cereus* e *L. monocytogenes*) testadas, sendo o *B. cereus* a cepa com menores valores para CIM e CBM. Apesar dos satisfatórios resultados obtidos nestes Capítulos, outros estudos seriam imprescindíveis para o avanço do conhecimento científico nesta área tecnológica e inovadora, como por exemplo, a produção das nanoemulsões com os extratos das folhas de uvaia e feijoa, o recobrimento das nanoemulsões com polímeros e o estudo das suas características, conduzir estudos de toxicidade e bioacessibilidade das nanoemulsões, aplicação das nanoemulsões em produtos alimentícios e avaliação do *shelf life* do produto.

**APÊNDICE A – Lista completa de espécies de Myrtaceae ameaçadas e suas respectivas categorias de risco, sinônimos e referência de uso alimentar e medicinal**

<b>Categoria de risco</b>	<b>Ref</b>	<b>Espécies – Nome aceito</b>	<b>Sinônimos</b>	<b>Uso alimentício</b>	<b>Uso medicinal</b>
<b>LC</b>	Red List	<i>Acca sellowiana</i> (O.Berg) Burret	<i>Acca sellowiana</i> var. <i>rugosa</i> (Mattos) Mattos; <i>Feijoa obovata</i> (O.Berg) O.Berg; <i>Feijoa schenckiana</i> Kiaersk.; <i>Feijoa sellowiana</i> (O.Berg); <i>Feijoa sellowiana</i> f. <i>elongata</i> Voronova; <i>Feijoa sellowiana</i> var. <i>rugosa</i> Mattos; <i>Orthostemon obovatus</i> O.Berg; <i>Orthostemon sellowianus</i> O.Berg.	PFAF, EFBS, UTP, LFB, CF, CRC	
<b>LC</b>	Red List	<i>Blepharocalyx eggersii</i> (Kiaersk.) Landrum	<i>Marlieriopsis eggersii</i> Kiaersk.; <i>Mitranthes castellanosii</i> Mattos & D.Legrand; <i>Mitranthes eggersii</i> (Kiaersk.) Nied.; <i>Neomitranthes castellanosii</i> (Mattos & D.Legrand) Mattos.		
<b>LC</b>	CNC Flora	<i>Blepharocalyx salicifolius</i> (Kunth) O.Berg	<i>Aulomyrcia mugiensis</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Blepharocalyx acuminatissimus</i> (Miq.) O.Berg; <i>Blepharocalyx acuminatus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx acuminatus</i> var. <i>adamantium</i> (Cambess.) Mattos; <i>Blepharocalyx affinis</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx amarus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx angustifolius</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx angustissimus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx apiculatus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx apiculatus</i> var. <i>rubellus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx apiculatus</i> var. <i>strictus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx brunneus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx canescens</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx cisplatensis</i> Griseb.; <i>Blepharocalyx cuspidatus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx depauperatus</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Blepharocalyx deserti</i> (Cambess.) Burret; <i>Blepharocalyx gigantea</i> Lillo; <i>Blepharocalyx giganteus</i> Lillo; <i>Blepharocalyx giganteus</i> var. <i>montanus</i> (Lillo) Lillo; <i>Blepharocalyx lanceolatus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx lanceolatus</i> var. <i>arborescens</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx lanceolatus</i> var. <i>frutescens</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx longipes</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx minutiflorus</i> Mattos & D.Legrand; <i>Blepharocalyx montanus</i> Lillo; <i>Blepharocalyx mugiensis</i> (Cambess.) Burret; <i>Blepharocalyx myrcianthoides</i> Mattos; <i>Blepharocalyx parvifolius</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx picrocarpus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx pilosus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx ramosissimus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx ramosissimus</i> var. <i>latifolius</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx ramosissimus</i> var. <i>nanus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx ramosissimus</i> var. <i>obovatus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx salicifolius</i> f. <i>catharinae</i> D.Legrand; <i>Blepharocalyx salicifolius</i> var. <i>longipes</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Blepharocalyx salicifolius</i> var. <i>salicifolius</i> ; <i>Blepharocalyx salicifolius</i> var. <i>tweediei</i> (Hook. & Arn.) D.Legrand; <i>Blepharocalyx serra</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx sessilifolius</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx sessilifolius</i> var. <i>pauciflorus</i> O.Berg; <i>Blepharocalyx</i>	CF	UTP

*sessilifolius* var. *pluriflorus* O.Berg; *Blepharocalyx strictus* O.Berg;  
*Blepharocalyx suaveolens* (Cambess.) Burret; *Blepharocalyx suaveolens*  
var. *abrupticulmeus* D.Legrand; *Blepharocalyx suaveolens* var. *cuneatus*  
D.Legrand; *Blepharocalyx suaveolens* var. *umbilicatus* (Cambess.)  
D.Legrand; *Blepharocalyx tweediei* (Hook. & Arn.) O.Berg;  
*Blepharocalyx tweediei* f. *amara* D.Legrand; *Blepharocalyx tweediei* f.  
*angusta* D.Legrand; *Blepharocalyx tweediei* f. *catharinae* (D.Legrand)  
Mattos; *Blepharocalyx tweediei* f. *elongatus* D.Legrand; *Blepharocalyx*  
*tweediei* f. *lanceolatus* D.Legrand; *Blepharocalyx tweediei* f. *parvus*  
D.Legrand; *Blepharocalyx tweediei* f. *salicoideus* D.Legrand;  
*Blepharocalyx tweediei* var. *angustifolius* (O. Berg) D. Legrand;  
*Blepharocalyx tweediei* var. *longipes* (O.Berg) Mattos; *Blepharocalyx*  
*tweediei* var. *septentrionalis* Mattos; *Blepharocalyx umbilicatus* (Cambess.)  
Burret; *Blepharocalyx umbilicatus* var. *mugiensis* (Cambess.)  
Mattos; *Blepharocalyx umbilicatus* var. *paranaensis* Mattos;  
*Blepharocalyx villosus* O.Berg; *Blepharocalyx villosus* var. *triflorus*  
O.Berg; *Blepharocalyx villosus* var. *uniflorus* O.Berg; *Blepharocalyx*  
*widgrenii* O.Berg; *Eugenia acuminatissima* Miq; *Eugenia adamantium*  
Cambess.;  
*Eugenia decumbens* Cambess.; *Eugenia depauperata* Cambess.; *Eugenia*  
*deserti* Cambess.; *Eugenia ipehuensis* Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.;  
*Eugenia piedadensis* Kiaersk.; *Eugenia salicifolia* (Kunth) DC.; *Eugenia*  
*suaveolens* Cambess.; *Eugenia tweediei* Hook. & Arn.; *Heteromyrtus*  
*umbilicata* (Cambess.) Blume; *Myrcia mugiensis* Cambess.; *Myrcianthes*  
*cisplatensis* var. *angustifolia* O.Berg; *Myrcianthes cisplatensis* var.  
*brevipedunculata* O.Berg; *Myrciaria angustifolia* (O.Berg) Mattos;  
*Myrciaria brevipedunculata* (O.Berg) Mattos; *Myrciaria deserti*  
(Cambess.) O.Berg; *Myrciaria dichotoma* D.Legrand; *Myrciaria*  
*piedadensis* (Kiaersk.) Mattos & D.Legrand; *Myrtus amara* (O. Berg)  
Arech.; *Myrtus amara* (O.Berg) Arechav.; *Myrtus angustifolia* (O.Berg)  
Arechav.;  
*Myrtus angustissima* (O.Berg) Arechav.; *Myrtus apiculata* (O.Berg)  
Kiaersk.; *Myrtus apiculata* var. *microphylla* Kiaersk.; *Myrtus brunnea*  
(O.Berg) Kiaersk.; *Myrtus dumosa* Spreng.; *Myrtus lanceolata* (O.Berg)  
Arechav.; *Myrtus longipes* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrtus reinhardtiana*  
Kiaersk.;  
*Myrtus reinhardtiana* f. *subcordata* Kiaersk.; *Myrtus salicifolia* Kunth;  
*Myrtus stricta* (O.Berg) Arechav.; *Myrtus umbilicata* Cambess.; *Myrtus*

			<i>widgrenii</i> (O.Berg) Kiaersk.;	
			<i>Pseudomyrcianthes adamantium</i> (Cambess.) Kausel;	
LC	Red List	<i>Calycolpus calophyllus</i> (Kunth) O.Berg	<i>Calycolpus calophyllus</i> var. <i>angustifolius</i> Steyererm.; <i>Calycolpus campomanesioides</i> (O.Berg) Mattos; <i>Guajava campomanesioides</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Myrtus calophylla</i> Kunth; <i>Myrtus citrifolia</i> Willd. ex O.Berg; <i>Psidium campomanesioides</i> O.Berg.	
LC	Red List	<i>Calycolpus goetheanus</i> (Mart. ex DC.) O.Berg	<i>Calycolpus angustifolius</i> L.Riley; <i>Calycolpus cordatus</i> L.Riley; <i>Calycolpus glaber</i> (Benth.) O.Berg; <i>Calycolpus glaber</i> var. <i>angustilobus</i> L.Riley; <i>Calycolpus ovalifolius</i> O.Berg; <i>Calycolpus schomburgkianus</i> O.Berg; <i>Calycolpus schomburgkianus</i> var. <i>recurvatus</i> O.Berg; <i>Calycolpus schomburgkianus</i> var. <i>speciosus</i> O.Berg; <i>Campomanesia glabra</i> Benth.; <i>Campomanesia goetheana</i> Hemsl.; <i>Myrtus goetheana</i> Mart. ex DC.; <i>Prevostea amazonicus</i> Choisy.	
LC	Red List	<i>Calycorectes acutatus</i> (Miq.) Toledo	<i>Eugenia acutata</i> Miq.; <i>Eugenia laurifolia</i> Spring ex Mart.; <i>Eugenia springiana</i> O.Berg.	UTP
LC	CNC Flora	<i>Calyptranthes concinna</i> DC.	<i>Calyptranthes concinna</i> var. <i>concinna</i> ; <i>Calyptranthes concinna</i> var. <i>glomerata</i> ; (Cambess.) D.Legrand; <i>Calyptranthes glomerata</i> Cambess.; <i>Calyptranthes kleinii</i> D.Legrand; <i>Calyptranthes reitziana</i> D.Legrand; <i>Calyptranthes variabilis</i> var. <i>oblongata</i> O.Berg; <i>Calyptranthes variabilis</i> var. <i>pulchella</i> O.Berg; <i>Calyptranthes variabilis</i> var. <i>riparia</i> O.Berg; <i>Calyptranthes variabilis</i> var. <i>stricta</i> O.Berg; <i>Chytraculia concinna</i> (DC.) Kuntze; <i>Chytraculia glomerata</i> (Cambess.) Kuntze.	
LC	Red List	<i>Calyptranthes concinna</i> DC.	<i>Calyptranthes concinna</i> var. <i>concinna</i> ; <i>Calyptranthes concinna</i> var. <i>glomerata</i> (Cambess.) D.Legrand; <i>Calyptranthes glomerata</i> Cambess.; <i>Calyptranthes kleinii</i> D.Legrand; <i>Calyptranthes reitziana</i> D.Legrand; <i>Calyptranthes variabilis</i> var. <i>oblongata</i> O.Berg; <i>Calyptranthes variabilis</i> var. <i>pulchella</i> O.Berg; <i>Calyptranthes variabilis</i> var. <i>riparia</i> O.Berg; <i>Calyptranthes variabilis</i> var. <i>stricta</i> O.Berg; <i>Chytraculia concinna</i> (DC.) Kuntze; <i>Chytraculia glomerata</i> (Cambess.) Kuntze.	
LC	Red List	<i>Calyptranthes grandifolia</i> O.Berg	<i>Calyptranthes grandifolia</i> var. <i>grandifolia</i> ; <i>Calyptranthes grandifolia</i> var. <i>macrantha</i> D.Legrand; <i>Calyptranthes grandifolia</i> var. <i>rufa</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Calyptranthes rufa</i> O.Berg.; <i>Chytraculia grandifolia</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Chytraculia rufa</i> (O.Berg) Kuntze.	UTP
LC	Red List	<i>Calyptranthes strigipes</i> O.Berg	<i>Chytraculia strigipes</i> (O.Berg) Kuntze	
LC	Red List	<i>Calyptranthes widgreniana</i> O.Berg	<i>Chytraculia widgreniana</i> (O.Berg) Kuntze	

LC	Red List	<i>Campomanesia dichotoma</i> (O.Berg) Mattos	<i>Britoa dichotoma</i> O.Berg; <i>Britoa psidioides</i> O.Berg; <i>Britoa triflora</i> O.Berg; <i>Britoa triflora</i> var. <i>ilhensis</i> O.Berg; <i>Campomanesia psidioides</i> (O.Berg) Nied.; <i>Campomanesia triflora</i> (O.Berg) Baill.; <i>Eugenia triflora</i> Willd. ex O.Berg.	UTP, LFB, CF
LC	CNC Flora	<i>Campomanesia eugenioides</i> (Cambess.) D. Legrand	<i>Campomanesia eugenioides</i> (Cambess.) D. Legrand ex Landrum	UTP, CF
LC	Red List	<i>Campomanesia grandiflora</i> (Aubl.) Sagot	<i>Burchardia grandiflora</i> (Aubl.) Raf.; <i>Campomanesia poiteaui</i> O.Berg; <i>Psidium aromaticum</i> var. <i>grandiflorum</i> (Aubl.) Pers.; <i>Psidium grandiflorum</i> Aubl.	CF
LC	Red List	<i>Campomanesia guazumifolia</i> (Cambess.) O.Berg	<i>Abbevillea rugosa</i> O.Berg; <i>Britoa guazumifolia</i> (Cambess.) D. Legrand; <i>Britoa hassleriana</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl. <i>Britoa sellowiana</i> O.Berg; <i>Campomanesia albiflora</i> Rojas Acosta; <i>Campomanesia guazumifolia</i> var. <i>grisea</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Campomanesia guazumifolia</i> var. <i>rubiginosa</i> O.Berg; <i>Campomanesia itanarensis</i> Kiaersk.; <i>Lacerdaea luschnathiana</i> O.Berg; <i>Psidium guazumifolia</i> var. <i>grisea</i> Cambess.; <i>Psidium guazumifolium</i> Cambess.; <i>Psidium guazumifolium</i> var. <i>griseum</i> Cambess.	UTP, LFB, CF
LC	Red List	<i>Campomanesia ilhoensis</i> Mattos	<i>Abbevillea gardneriana</i> O.Berg; <i>Campomanesia schultzi</i> Mattos; <i>Campomanesia viatoris</i> Landrum.	CF
LC	Red List	<i>Campomanesia lineatifolia</i> Ruiz & Pav.	<i>Campomanesia cornifolia</i> Kunth; <i>Campomanesia rivularis</i> (Mart. ex DC.) Nied.; <i>Psidium lineatifolium</i> (Ruiz & Pav.) Pers.; <i>Psidium rivulare</i> Mart. ex DC.	UTP, LFB, CF
LC	CNC Flora	<i>Campomanesia pubescens</i> (Mart. ex DC.) O.Berg	<i>Abbevillea widgreniana</i> (O.Berg) O.Berg; <i>Britoa eriantha</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Campomanesia affinis</i> O.Berg; <i>Campomanesia apiculata</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl; <i>Campomanesia australis</i> O.Berg; <i>Campomanesia bracteolata</i> Kiaersk.; <i>Campomanesia campestris</i> O.Berg; <i>Campomanesia corymbosa</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Campomanesia cuneata</i> O.Berg; <i>Campomanesia dimorpha</i> O.Berg; <i>Campomanesia discolor</i> O.Berg; <i>Campomanesia discolor</i> var. <i>alternifolia</i> O.Berg; <i>Campomanesia discolor</i> var. <i>oppositifolia</i> O.Berg; <i>Campomanesia discolor</i> var. <i>paranensis</i> (D. Legrand) Mattos; <i>Campomanesia diversifolia</i> Barb.Rodr.; <i>Campomanesia eriantha</i> (Cambess.) Blume ex B.D.Jacks.; <i>Campomanesia eriantha</i> (Cambess.) Blume ex Mattos; <i>Campomanesia erosa</i> (Miq.) Govaerts; <i>Campomanesia fusca</i> O.Berg; <i>Campomanesia fusca</i> var. <i>erosa</i> (Miq.) O.Berg; <i>Campomanesia fusca</i> var. <i>integra</i> O.Berg; <i>Campomanesia fusca</i> var. <i>stricta</i> O.Berg; <i>Campomanesia fusca</i> var. <i>subtriflora</i> O.Berg; <i>Campomanesia gomesiana</i> Handro & Mattos; <i>Campomanesia hassleri</i> Barb.Rodr.; <i>Campomanesia heterophylla</i> O.Berg;	UTP, LFB

			<p><i>Campomanesia houlettii</i> O.Berg; <i>Campomanesia lanceolata</i> O.Berg;  <i>Campomanesia obversa</i> (Miq.) O.Berg; <i>Campomanesia obversa</i> var.  <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Campomanesia obversa</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg;  <i>Campomanesia obversa</i> var. <i>perforata</i> O.Berg; <i>Campomanesia ovalifolia</i>  O.Berg; <i>Campomanesia ovalifolia</i> var. <i>venulosa</i> O.Berg; <i>Campomanesia</i>  <i>paranensis</i> D.Legrand; <i>Campomanesia pohliana</i> O.Berg; <i>Campomanesia</i>  <i>pubescens</i> var. <i>coarctata</i> O.Berg; <i>Campomanesia pubescens</i> var. <i>effusa</i>  O.Berg; <i>Campomanesia reticulata</i> O.Berg; <i>Campomanesia rhytidophylla</i>  O.Berg; <i>Campomanesia rugosa</i> O.Berg; <i>Campomanesia salviifolia</i> O.Berg;  <i>Campomanesia salviifolia</i> var. <i>angustifolia</i> (Miq.) O.Berg; <i>Campomanesia</i>  <i>salviifolia</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Campomanesia suaveolens</i> (Cambess.)  O.Berg; <i>Campomanesia trichosepala</i> Barb.Rodr.; <i>Campomanesia virescens</i>  O.Berg; <i>Campomanesia warmingiana</i> Kiaersk.; <i>Campomanesia</i>  <i>widgreniana</i> O.Berg; <i>Campomanesia yerutiensis</i> Barb.Rodr. ex Chodat &amp;  Hassl.; <i>Guajava hians</i> (Mart. ex DC.) Kuntze; <i>Psidium corymbosum</i>  Cambess.; <i>Psidium corymbosum</i> f. <i>angustifolium</i> Miq.; <i>Psidium erianthum</i>  Cambess.; <i>Psidium erosum</i> Miq.; <i>Psidium hians</i> Mart. ex DC.; <i>Psidium</i>  <i>hians</i> var. <i>cuneatum</i> O.Berg; <i>Psidium hians</i> var. <i>truncatum</i> O.Berg;  <i>Psidium obversum</i> Miq.; <i>Psidium pubescens</i> Mart. ex DC.; <i>Psidium</i>  <i>suaveolens</i> Cambess.  <i>Abbevillea bullata</i> Barb.Rodr.; <i>Campomanesia bullata</i> (Barb.Rodr.)  Barb.Rodr. ex Chodat &amp; Hassl.; <i>Campomanesia igatimiensis</i> Barb.Rodr. ex  Chodat &amp; Hassl.; <i>Campomanesia nitidifolia</i> Barb.Rodr. ex Chodat &amp;  Hassl.</p>	UTP, LFB, CF	
LC	Red List	<i>Campomanesia sessiliflora</i> (O.Berg) Mattos	<i>Campomanesia rabeniana</i> Kiaersk.; <i>Campomanesia riedeliana</i> O.Berg; <i>Psidium velutinum</i> Cambess.	CF	
LC	Red List	<i>Campomanesia velutina</i> (Cambess.) O.Berg	<i>Campomanesia crenata</i> O.Berg; <i>Campomanesia dusenii</i> Kausel; <i>Campomanesia malifolia</i> O.Berg; <i>Campomanesia rhombea</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Campomanesia rhombea</i> var. <i>kleinii</i> D.Legrand; <i>Campomanesia</i> <i>rhombea</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Campomanesia xanthocarpa</i> var. <i>malifolia</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Campomanesia xanthocarpa</i> var. <i>xanthocarpa</i> ; <i>Eugenia xanthocarpa</i> Mart.; <i>Psidium malifolium</i> F.Muell.; <i>Psidium punctulatum</i> Miq.	UTP, LFB, CF	EFBS
LC	CNC Flora	<i>Campomanesia</i> <i>xanthocarpa</i> (Mart.) O.Berg			
LC	Red List	<i>Eugenia albicans</i> (O.Berg) Urb.	<i>Stenocalyx albicans</i> O.Berg		
LC	Red List	<i>Eugenia anastomosans</i> DC.	<i>Eugenia ptariensis</i> Steyerem.		
LC	CNC Flora	<i>Eugenia angustissima</i> O.Berg		LFB, CF	

LC	CNC Flora	<i>Eugenia anomala</i> Barb. Rodr.		CF
LC	Red List	<i>Eugenia arenaria</i> Cambess.	<i>Eugenia exechusa</i> O.Berg; <i>Eugenia exechusa</i> var. <i>uniflora</i> Kiaersk.	CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia arenosa</i> Mattos	<i>Eugenia hagelundii</i> Mattos; <i>Guajava herbacea</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Psidium herbaceum</i> O.Berg.	CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia aurata</i> O.Berg	<i>Eugenia chrysantha</i> O.Berg	CF
LC	Red List	<i>Eugenia bacopari</i> D.Legrand		CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia bahiensis</i> DC.	<i>Eugenia velutiflora</i> Kiaersk.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia batingabranca</i> Sobral		
LC	Red List	<i>Eugenia beaurepairiana</i> (Kiaersk.) D.Legrand		LFB
			<i>Caryophyllus fruticosus</i> Mill.; <i>Cumetea mini</i> (Aubl.) Raf.; <i>Eugenia acuminatissima</i> O.Berg; <i>Eugenia acutiloba</i> DC.; <i>Eugenia albida</i> Humb. & Bonpl.; <i>Eugenia alexandri</i> Krug & Urb.; <i>Eugenia alfaroana</i> Standl.; <i>Eugenia amanuensis</i> Steyerl.; <i>Eugenia australis</i> Colla; <i>Eugenia berteriana</i> (Spreng.) DC.; <i>Eugenia biflora</i> var. <i>hoffmannseggii</i> (O.Berg) Amshoff; <i>Eugenia biflora</i> var. <i>lancea</i> (Poir.) Krug & Urb.; <i>Eugenia biflora</i> var. <i>ludibunda</i> (Bertero ex DC.) Krug & Urb.; <i>Eugenia biflora</i> var. <i>mini</i> (Aubl.) Amshoff; <i>Eugenia biflora</i> var. <i>myriostigma</i> (Sagot) Amshoff; <i>Eugenia biflora</i> var. <i>pallens</i> (Vahl) Krug & Urb.; <i>Eugenia biflora</i> var. <i>virgultosa</i> (Sw.) Krug & Urb.; <i>Eugenia biflora</i> var. <i>wallenii</i> (Macfad.) Krug & Urb.; <i>Eugenia caurensis</i> Steyerl.; <i>Eugenia dysantha</i> Benth.;	
LC	Red List	<i>Eugenia biflora</i> (L.) DC.	<i>Eugenia fieldingii</i> O.Berg; <i>Eugenia freireana</i> O.Berg; <i>Eugenia freireana</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia freireana</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia hartii</i> Kiaersk.; <i>Eugenia hoffmannseggii</i> O.Berg; <i>Eugenia hoffmannseggii</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia hoffmannseggii</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia inundata</i> var. <i>acutifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia jamaicana</i> Mattos; <i>Eugenia jamaicensis</i> O.Berg; <i>Eugenia lancea</i> Poir.; <i>Eugenia leptophlebia</i> Diels; <i>Eugenia lorentensis</i> Diels; <i>Eugenia ludibunda</i> Bertero ex DC.; <i>Eugenia macarensis</i> O.Berg; <i>Eugenia meyeriana</i> O.Berg; <i>Eugenia meyeriana</i> var. <i>depauperata</i> O.Berg; <i>Eugenia meyeriana</i> var. <i>dives</i> O.Berg; <i>Eugenia microcarpos</i> Lam.; <i>Eugenia mini</i> Aubl.; <i>Eugenia mini</i> var. <i>microcarpos</i> (Lam.) Pers.; <i>Eugenia modesta</i> var. <i>jamaicensis</i> O.Berg; <i>Eugenia myriostigma</i> Sagot; <i>Eugenia nicholsii</i> Fawc. & Rendle; <i>Eugenia</i>	CF

			<i>pallens</i> (Vahl) DC.; <i>Eugenia racemosa</i> DC.; <i>Eugenia richardiana</i> O.Berg; <i>Eugenia salicifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia sericiflora</i> Benth.; <i>Eugenia virgata</i> <i>Macfad.</i> ; <i>Eugenia virgultosa</i> (Sw.) DC.; <i>Eugenia virgultosa</i> var. <i>jamaicensis</i> (O.Berg) Proctor; <i>Eugenia wallenii</i> Macfad.; <i>Eugenia</i> <i>xylopifolia</i> DC.; <i>Eugenia xylopifolia</i> var. <i>brevipes</i> O.Berg; <i>Myrcia</i> <i>erythroxydon</i> var. <i>virescens</i> O.Berg; <i>Myrcia mini</i> (Aubl.) Sweet; <i>Myrcia</i> <i>mini</i> Sw.; <i>Myrcia schomburgkiana</i> O.Berg; <i>Myrcia splendens</i> var. <i>mini</i> (Aubl.) DC.; <i>Myrtus albida</i> (Humb. & Bonpl.) Kunth; <i>Myrtus erteroana</i> <i>Spreng.</i> ; <i>Myrtus biflora</i> L.; <i>Myrtus biflora</i> f. <i>subsericea</i> Kuntze; <i>Myrtus</i> <i>biflora</i> var. <i>salicifolia</i> Kuntze; <i>Myrtus biflora</i> var. <i>yapacani</i> Kuntze; <i>Myrtus</i> <i>lancea</i> (Poir.) Spreng.; <i>Myrtus mini</i> (Aubl.) Spreng.; <i>Myrtus pallens</i> Vahl; <i>Myrtus virgultosa</i> Sw.;		
LC	Red List	<i>Eugenia bimarginata</i> O.Berg			CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia bocainensis</i> Mattos	<i>Phyllocalyx ligustrinus</i> O.Berg		
LC	CNC Flora	<i>Eugenia brasiliensis</i> Lam.	<i>Eugenia bracteolaris</i> Lam. ex DC.; <i>Eugenia brasiliensis</i> var. <i>erythrocarpa</i> <i>Cambess.</i> ; <i>Eugenia brasiliensis</i> var. <i>leucocarpa</i> Cambess.; <i>Eugenia</i> <i>dombeyi</i> Skeels; <i>Eugenia filipes</i> Baill.; <i>Eugenia filipes</i> Baillon in <i>Grandidier</i> ; <i>Eugenia ubensis</i> Cambess.; <i>Myrtus dombeyi</i> Spreng.; <i>Myrtus</i> <i>grumixama</i> Vell.; <i>Stenocalyx brasiliensis</i> (Lam.) O.Berg; <i>Stenocalyx</i> <i>brasiliensis</i> var. <i>erythrocarpa</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Stenocalyx brasiliensis</i> var. <i>iocarpa</i> O.Berg; <i>Stenocalyx brasiliensis</i> var. <i>leucocarpa</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Stenocalyx brasiliensis</i> var. <i>silvestris</i> O.Berg; <i>Stenocalyx ubensis</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Calycorectes australis</i> D.Legrand; <i>Calycorectes australis</i> var. <i>australis</i> ; <i>Calycorectes duarteanus</i> D.Legrand; <i>Calycorectes sellowianus</i> O.Berg; <i>Eugenia falkenbergiana</i> Mattos; <i>Eugenia neoaustralis</i> Sobral; <i>Eugenia neoaustralis</i> var. <i>impressovenosa</i> (D.Legrand) Mattos; <i>Eugenia</i> <i>vattimoana</i> Mattos;	PFAF, UTP, LFB, CF	PFAF, UTP
LC	CNC Flora	<i>Eugenia brevistyla</i> D.Legrand			CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia burkartiana</i> (D.Legrand) D.Legrand	<i>Pseudocaryophyllus burkartianus</i> D.Legrand		CF
LC	Red List	<i>Eugenia candolleana</i> DC.	<i>Eugenia christovana</i> Kiaersk.; <i>Eugenia friburgensis</i> Glaz.; <i>Eugenia</i> <i>glandulosissima</i> Kiaersk.; <i>Eugenia mikanioides</i> O.Berg; <i>Eugenia recurvata</i> O.Berg; <i>Myrtus nitida</i> Vell.		UTP, LFB, CF
LC	Red List	<i>Eugenia capitulifera</i> O.Berg			CF
LC	Red List	<i>Eugenia capparidifolia</i> DC.	<i>Eugenia capparidifolia</i> var. <i>capparidifolia</i> ; <i>Eugenia firma</i> DC.; <i>Eugenia</i> <i>robusta</i> O.Berg; <i>Eugenia robusta</i> var. <i>firma</i> (DC.) O.Berg;		

LC	CNC Flora	<i>Eugenia cerasiflora</i> Kurz		UTP, CF	
LC	CNC Flora	<i>Eugenia cereja</i> D.Legrand	<i>Eugenia paranaguensis</i> Mattos & D.Legrand	CF	
LC	Red List	<i>Eugenia chlorophylla</i> O.Berg	<i>Eugenia multiovulata</i> Mattos & D.Legrand		
LC	Red List	<i>Eugenia chrysophyllum</i> Poir.	<i>Eugenia chrysophylloides</i> DC.; <i>Eugenia llewelynii</i> Steyerm.		
LC	Red List	<i>Eugenia citrifolia</i> Poir.	<i>Eugenia adenocalyx</i> DC.; <i>Myrtus cayennensis</i> Spreng. <i>Epleianda sinemariensis</i> (Aubl.) Raf.; <i>Eugenia coffeifolia</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia coffeifolia</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia melinonis</i> Sagot; <i>Eugenia sinemariensis</i> Aubl.; <i>Myrciaria ramiflora</i> O.Berg; <i>Myrtus</i> <i>sinemariensis</i> (Aubl.) Spreng.;		
LC	Red List	<i>Eugenia complicata</i> O.Berg	<i>Eugenia barrerensis</i> O.Berg; <i>Eugenia brasiliae</i> Mattos & D.Legrand		
LC	CNC Flora	<i>Eugenia copacabanensis</i> Kiaersk.		UTP, LFB, CF	
LC	Red List	<i>Eugenia cupulata</i> Amshoff	<i>Eugenia cupulata</i> var. <i>cupulata</i>		
LC	Red List	<i>Eugenia cyclophylla</i> Baker			
LC	Red List	<i>Eugenia dichroma</i> O.Berg		CF	
LC	Red List	<i>Eugenia discreta</i> McVaugh			
LC	Red List	<i>Eugenia dittocrepis</i> O.Berg	<i>Eugenia congestissima</i> Diels		
LC	Red List	<i>Eugenia dodonaeifolia</i> Cambess.	<i>Eugenia curvatopetiolata</i> Kiaersk.; <i>Eugenia dodonaeifolia</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia ramiflora</i> Miq.; <i>Eugenia sphenophylla</i> O.Berg; <i>Eugenia</i> <i>sphenophylla</i> var. <i>coaetanea</i> O.Berg; <i>Eugenia sphenophylla</i> var. <i>prasina</i> O.Berg; <i>Eugenia sphenophylla</i> var. <i>tristis</i> O.Berg.	CF	
LC	Red List	<i>Eugenia dysenterica</i> DC.	<i>Myrtus dysenterica</i> Mart.; <i>Stenocalyx dysentericus</i> (DC.) O.Berg <i>Eugenia egensis</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia egensis</i> var. <i>bimarginata</i> O.Berg; <i>Eugenia egensis</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia</i> <i>egensis</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia egensis</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia erythrocarpa</i> Barb. Rodr.; <i>Eugenia maculata</i> O.Berg; <i>Eugenia</i> <i>parodiana</i> Morong; <i>Eugenia perforata</i> O.Berg; <i>Eugenia pothaplosantha</i> Barb. Rodr.; <i>Eugenia sphaerosperma</i> DC.;	UTP, EFBC, LFB, CF	UTP, EFBC
LC	Red List	<i>Eugenia ellipsoidea</i> Kiaersk.			

LC	CNC Flora	<i>Eugenia excelsa</i> O.Berg	<i>Eugenia cuspidata</i> O.Berg; <i>Eugenia obovata</i> O.Berg	CF
LC	Red List	<i>Eugenia expansa</i> Spring ex Mart.		
LC	Red List	<i>Eugenia ferreiraeana</i> O.Berg	<i>Eugenia nemoralis</i> DC.; <i>Eugenia ramiflora</i> var. <i>montana</i> Amshoff	
LC	Red List	<i>Eugenia flamingensis</i> O.Berg		
LC	Red List	<i>Eugenia flavescens</i> DC.	<i>Eugenia flavescens</i> var. <i>guianensis</i> Sagot; <i>Eugenia flavescens</i> var. <i>guyanensis</i> O.Berg; <i>Eugenia flavescens</i> var. <i>longifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia flavescens</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia atropunctata</i> Steud.; <i>Eugenia atropunctata</i> var. <i>gracilis</i> O.Berg; <i>Eugenia atropunctata</i> var. <i>robusta</i> O.Berg; <i>Eugenia coloradoensis</i> Standl.; <i>Eugenia gardneriana</i> O.Berg; <i>Eugenia gardneriana</i> var. <i>depauperata</i> O.Berg; <i>Eugenia gardneriana</i> var. <i>dives</i> O.Berg; <i>Eugenia gardneriana</i> var. <i>ovata</i> O.Berg; <i>Eugenia gardneriana</i> var. <i>rigida</i> O.Berg;	CF
LC	Red List	<i>Eugenia florida</i> DC.	<i>Eugenia melanosticta</i> Standl.; <i>Eugenia membranacea</i> O.Berg; <i>Eugenia moraviana</i> var. <i>gardneriana</i> (O.Berg) Mattos; <i>Eugenia oligoneura</i> O.Berg; <i>Eugenia patula</i> DC.; <i>Eugenia perorebi</i> Parodi ex Speg. & Girola; <i>Eugenia racemifera</i> Sagot; <i>Eugenia seriatoracemosa</i> Kiaersk.; <i>Eugenia sylvatica</i> Cambess.; <i>Eugenia tinge-lingua</i> S.Moore; <i>Eugenia umbraticola</i> Barb. Rodr.; <i>Myrcia doloresensis</i> Hieron.; <i>Myrcia racemosa</i> Barb. Rodr.; <i>Myrcia supraaxillaris</i> Barb. Rodr.	UTP, LFB, CF
LC	Red List	<i>Eugenia francavilleana</i> O.Berg	<i>Eugenia glazioviana</i> Kiaersk.; <i>Eugenia glazioviana</i> f. <i>parvifolia</i> Kiaersk.; <i>Eugenia glazioviana</i> var. <i>macrophylla</i> Kiaersk.; <i>Eugenia glazioviana</i> var. <i>pauciflora</i> Kiaersk.	UTP, CF
LC	Red List	<i>Eugenia fusca</i> O.Berg	<i>Eugenia lanceolata</i> O.Berg; <i>Eugenia neolanceolata</i> Sobral; <i>Myrtus quadriflora</i> Vell.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia gomesiana</i> O.Berg	<i>Eugenia prosoneura</i> O.Berg	
LC	CNC Flora	<i>Eugenia gracillima</i> Kiaersk.	<i>Eugenia klappenbachiana</i> Mattos & D.Legrand; <i>Eugenia leptomischa</i> Kiaersk.; <i>Eugenia neomultipunctata</i> Sobral;	CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia hamiltonii</i>	<i>Eugenia klappenbachiana</i> Mattos & D.Legrand; <i>Eugenia leptomischa</i> Kiaersk.; <i>Eugenia neomultipunctata</i> Sobral	CF
LC	Red List	<i>Eugenia handroana</i> D.Legrand	<i>Eugenia lepida</i> Mattos & D.Legrand	CF
LC	Red List	<i>Eugenia handroi</i> (Mattos) Mattos	<i>Eugenia alpestris</i> Mattos; <i>Eugenia itatiaiensis</i> (Mattos) Mattos; <i>Eugenia robertoana</i> Mattos; <i>Hexachlamys handroi</i> Mattos; <i>Hexachlamys</i>	

			<i>itatiaiensis</i> Mattos; <i>Hexachlamys itatiaiensis</i> var. <i>itatiaiensis</i> ; <i>Hexachlamys itatiaiensis</i> var. <i>kleinii</i> D.Legrand ex Mattos; <i>Hexachlamys kleinii</i> (D.Legrand ex Mattos) Mattos.	
LC	CNC Flora	<i>Eugenia hiemalis</i> Cambess	<i>Eugenia bicolor</i> O.Berg; <i>Eugenia cycliantha</i> D.Legrand; <i>Eugenia hyemalis</i> var. <i>marginata</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Eugenia lindbergiana</i> O.Berg; <i>Eugenia multiflora</i> Cambess.; <i>Eugenia multiflora</i> var. <i>glabra</i> O.Berg; <i>Eugenia multiflora</i> var. <i>lutescens</i> Cambess.; <i>Eugenia multiflora</i> var. <i>rubiginosa</i> Cambess.; <i>Eugenia polycarpa</i> O.Berg; <i>Eugenia polycarpa</i> var. <i>bimarginata</i> O.Berg; <i>Eugenia polycarpa</i> var. <i>marginata</i> O.Berg; <i>Eugenia polycarpa</i> var. <i>ovata</i> O.Berg; <i>Luma multiflora</i> Herter; <i>Myrciaria itacurubiensis</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia hirta</i> O.Berg		
LC	Red List	<i>Eugenia involucrata</i> DC.	<i>Eugenia aemilii</i> Barb. Rodr.; <i>Eugenia aggregata</i> (Vell.) Kiaersk.; <i>Eugenia bracteata</i> Vell.; <i>Eugenia involucrata</i> var. <i>minutifolia</i> Mattos & D.Legrand; <i>Eugenia laevigata</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Eugenia minutifolia</i> (Mattos & D.Legrand) Mattos; <i>Eugenia pallescens</i> Kiaersk.; <i>Eugenia paraguayensis</i> Barb. Rodr.; <i>Eugenia stricta</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Eugenia strictissima</i> Govaerts; <i>Myrtus aggregata</i> Vell.; <i>Myrtus aggregata</i> Velloso; <i>Phyllocalyx cerasiflorus</i> O.Berg; <i>Phyllocalyx involucratus</i> (DC.) O.Berg; <i>Phyllocalyx laevigatus</i> O.Berg; <i>Phyllocalyx strictus</i> O.Berg; <i>Stenocalyx involucratus</i> (DC.) Kausel.	UTP, LFB, CF
LC	Red List	<i>Eugenia itapemirimensis</i> Cambess.	<i>Eugenia tocaiana</i> O.Berg	
LC	Red List	<i>Eugenia kleinii</i> D.Legrand	<i>Eugenia kleinii</i> var. <i>kleinii</i>	CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia klotzschiana</i> O.Berg	<i>Eugenia klotzschiana</i> var. <i>glabrata</i> O.Berg	UTP, EFBC, CF
LC	Red List	<i>Eugenia lambertiana</i> DC.	<i>Eugenia correae</i> O.Berg; <i>Eugenia flavonigra</i> A.Rich. ex O.Berg; <i>Eugenia flavonigra</i> var. <i>guadalupensis</i> O.Berg; <i>Eugenia flavonigra</i> var. <i>martinicensis</i> O.Berg; <i>Eugenia lambertiana</i> var. <i>hispidula</i> McVaugh; <i>Eugenia lambertiana</i> var. <i>lambertiana</i> ; <i>Eugenia oligophylla</i> A.Rich. ex O.Berg; <i>Eugenia schomburgkii</i> Benth.; <i>Eugenia smaragdina</i> O.Berg; <i>Eugenia smaragdina</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia smaragdina</i> var. <i>brevipes</i> O.Berg; <i>Eugenia smaragdina</i> var. <i>rigida</i> O.Berg.	
LC	Red List	<i>Eugenia langsdorffii</i> O.Berg	<i>Myrtus langsdorffii</i> (O.Berg) Kuntze	CF
LC	Red List	<i>Eugenia leptoclada</i> O.Berg		
LC	Red List	<i>Eugenia limbosa</i> O.Berg		

LC	Red List	<i>Eugenia luschnathiana</i> (O.Berg) Klotzsch ex B.D.Jacks.	<i>Eugenia duckeana</i> Mattos; <i>Eugenia lucescens</i> Nied.; <i>Phyllocalyx luschnathianus</i> O.Berg.	UTP, LFB, CF, CRC
LC	Red List	<i>Eugenia macrantha</i> O.Berg	<i>Eugenia macrantha</i> var. <i>glomerata</i> O.Berg	
LC	Red List	<i>Eugenia macrosperma</i> DC.	<i>Eugenia velutina</i> O.Berg	UTP, CF
LC	Red List	<i>Eugenia magnifica</i> Spring ex Mart.	<i>Eugenia mosenii</i> (Kausel) Sobral; <i>Myrceugenia mosenii</i> Kausel	
LC	Red List	<i>Eugenia mandioccensis</i> O.Berg	<i>Eugenia magnifica</i> Spring ex Mart.	
LC	Red List	<i>Eugenia mansoi</i> O.Berg	<i>Eugenia vincifolia</i> O.Berg	CF
LC	Red List	<i>Eugenia melanogyna</i> (D.Legrand) Sobral	<i>Eugenia stictosepala</i> var. <i>melanogyna</i> D.Legrand	
LC	Red List	<i>Eugenia modesta</i> DC.	<i>Eugenia bella</i> Cambess.; <i>Eugenia modesta</i> var. <i>brasiliensis</i> O.Berg; <i>Eugenia racemulosa</i> O.Berg; <i>Eugenia racemulosa</i> var. <i>grandiflora</i> O.Berg; <i>Eugenia racemulosa</i> var. <i>parviflora</i> O.Berg.	
LC	Red List	<i>Eugenia monosperma</i> Vell.	<i>Eugenia compactiflora</i> Spring ex Mart.; <i>Eugenia linguiformis</i> O.Berg	LFB, CF
LC	Red List	<i>Eugenia mosenii</i> (Kausel) Sobral	<i>Myrceugenia mosenii</i> Kausel	CF
LC	Red List	<i>Eugenia multicostata</i> D.Legrand	<i>Eugenia multicostata</i> var. <i>multicostata</i> ; <i>Eugenia multicostata</i> var. <i>octocostata</i> D.Legrand.	UTP, LFB, CF
LC	Red List	<i>Eugenia multiramosa</i> McVaugh	<i>Calomyrtus excelsa</i> (Cambess.) Blume; <i>Campomanesia cagaiteira</i> <i>Kiaersk.</i> ; <i>Eugenia edulis</i> (O.Berg) Benth. & Hook.f. ex Griseb.; <i>Eugenia</i> <i>montevidensis</i> Mattos; <i>Hexachlamys edulis</i> (O.Berg) Kausel & D.Legrand; <i>Hexachlamys excelsa</i> (Cambess.) Mattos; <i>Luma grisebachii</i> Herter; <i>Luma</i> <i>myrcianthes</i> (Nied.) Herter; <i>Myrcia gemmiflora</i> O.Berg; <i>Myrcia sparsifolia</i> <i>Barb.Rodr.</i> ; <i>Myrcianthes edulis</i> O.Berg; <i>Myrtus excelsa</i> Cambess.; <i>Psidium</i> <i>amygdalinum</i> Hook. & Arn.; <i>Eugenia glomerata</i> Spring ex Mart.; <i>Eugenia glomerata</i> var. <i>genuina</i> O. Berg; <i>Eugenia glomerata</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia glomerata</i> var. <i>parviflora</i> O. Berg; <i>Eugenia glomerata</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Myrtus</i> <i>subglomerata</i> (Spring ex Mart.) Kuntze.	LFB, CF
LC	Red List	<i>Eugenia neoglomerata</i> Sobral	<i>Eugenia glomerata</i> Spring ex Mart.; <i>Eugenia glomerata</i> var. <i>genuina</i> O. Berg; <i>Eugenia glomerata</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia glomerata</i> var. <i>parviflora</i> O. Berg; <i>Eugenia glomerata</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Myrtus</i> <i>subglomerata</i> (Spring ex Mart.) Kuntze.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia neosilvestris</i> Sobral	<i>Eugenia silvestris</i> (O.Berg) Mattos.; <i>Stenocalyx silvestris</i> O.Berg	LFB, CF

LC	Red List	<i>Eugenia neoverrucosa</i> Sobral	<i>Eugenia verrucosa</i> D.Legrand; <i>Eugenia verrucosa</i> f. <i>glabrata</i> D.Legrand	CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia nutans</i> O.Berg	<i>Eugenia eurypetala</i> Kiaersk.; <i>Eugenia nutans</i> var. <i>pellucida</i> O.Berg; <i>Eugenia schadrackiana</i> D.Legrand.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia oblongata</i> O.Berg	<i>Eugenia oblongata</i> var. <i>velutina</i> O.Berg; <i>Eugenia striata</i> Mattos & D.Legrand.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia oeidocarpa</i> O.Berg	<i>Eugenia dimorpha</i> var. <i>australis</i> Mattos; <i>Eugenia dimorpha</i> var. <i>oeidocarpa</i> (O.Berg) Mattos; <i>Eugenia oeidocarpa</i> O.Berg W; <i>Luma</i> <i>dimorpha</i> (O.Berg) Herter.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia omissa</i> McVaugh	<i>Eugenia amazonica</i> O.Berg; <i>Eugenia calothyrsa</i> Diels; <i>Eugenia</i> <i>casaretteana</i> O.Berg; <i>Eugenia fenzliana</i> O.Berg; <i>Eugenia lugens</i> O.Berg; <i>Eugenia muricata</i> DC.; <i>Eugenia muricata</i> var. <i>guyanensis</i> O.Berg; <i>Eugenia</i> <i>racemifera</i> O.Berg; <i>Eugenia riparia</i> DC.; <i>Eugenia ripidocarpa</i> Ruiz & Pav.; <i>Eugenia rugosa</i> Ruiz & Pav. ex.DC.; <i>Eugenia rugosa</i> Ruiz ex O. Berg; <i>Eugenia rutidocarpa</i> Ruiz & Pav. ex G.Don; <i>Eugenia rypdocarpa</i> Ruiz & Pav.	
LC	Red List	<i>Eugenia patens</i> Poir.	<i>Eugenia baruensis</i> Griseb.; <i>Eugenia berlynensis</i> O.Berg; <i>Eugenia inocharpa</i> DC.; <i>Eugenia teffensis</i> O.Berg; <i>Eugenia teffensis</i> var. <i>subcordata</i> O.Berg; <i>Eugenia teffensis</i> var. <i>truncata</i> O.Berg; <i>Eugenia vellozoi</i> O.Berg; <i>Myrtus</i> <i>patrisii</i> (Vahl) Spreng.; <i>Stenocalyx patrisii</i> (Vahl) O.Berg; <i>Stenocalyx</i> <i>patrisii</i> var. <i>grandifolius</i> O.Berg; <i>Stenocalyx patrisii</i> var. <i>parvifolius</i> O.Berg.	UTP, LFB, CF
LC	Red List	<i>Eugenia piloensis</i> Cambess.	<i>Eugenia microcarpa</i> O.Berg; <i>Eugenia sericea</i> O.Berg; <i>Eugenia sericea</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia sericea</i> var. <i>robusta</i> O.Berg; <i>Eugenia</i> <i>tinguyensis</i> Cambess.; <i>Eugenia vicozensis</i> O.Berg; <i>Eugenia vicozensis</i> var. <i>glabrata</i> O.Berg; <i>Eugenia vicozensis</i> var. <i>sericea</i> O.Berg	
LC	CNC Flora	<i>Eugenia pisiformis</i> Cambess.	<i>Stenocalyx pistaciifolius</i> (DC.) O.Berg	
LC	Red List	<i>Eugenia pistaciifolia</i> DC.		
LC	Red List	<i>Eugenia platyphylla</i> O.Berg		
LC	CNC Flora	<i>Eugenia platysema</i> O.Berg	<i>Eugenia oblongata</i> Mattos & D.Legrand; <i>Eugenia pinhaesensis</i> Mattos	CF
LC	CNC Flora	<i>Eugenia pluriflora</i> DC.	<i>Eugenia bresolinii</i> D.Legrand; <i>Eugenia osoriana</i> Mattos & D.Legrand; <i>Eugenia pluriflora</i> var. <i>opaca</i> O.Berg.; <i>Eugenia pluriflora</i> var. <i>perforata</i> O.Berg	UTP, CF
LC	Red List	<i>Eugenia polystachya</i> Rich.	<i>Eugenia forsteri</i> O.Berg; <i>Eugenia schlechtendaliana</i> O.Berg; <i>Eugenia</i> <i>verruculosa</i> DC.	

LC	Red List	<i>Eugenia pruniformis</i> Cambess.	<i>Eugenia mikaniana</i> O.Berg; <i>Eugenia olivacea</i> O.Berg; <i>Myrtus quadrisperma</i> Vell. <i>Calycorectes legrandii</i> Mattos; <i>Calycorectes psidiiflorus</i> (O.Berg) Sobral; <i>Calycorectes psidiiflorus</i> var. <i>legrandii</i> (Mattos) Mattos; <i>Calycorectes psidiiflorus</i> var. <i>schultzianus</i> (Mattos) Mattos; <i>Calycorectes psidiiflorus</i> var. <i>triflorus</i> Mattos; <i>Calycorectes riedelianus</i> O.Berg; <i>Calycorectes schultzianus</i> Mattos; <i>Calycorectes striatulus</i> Mattos; <i>Eugenia psidiiflora</i> var. <i>riedelinana</i> (O.Berg) Mattos; <i>Eugenia psidiiflora</i> var. <i>schultziana</i> (Mattos) Mattos; <i>Eugenia psidiiflora</i> var. <i>triflora</i> (Mattos) Mattos; <i>Psidium pirayuense</i> Barb.Rodr.; <i>Psidium tobatyense</i> Barb.Rodr.; <i>Stenocalyx rufescens</i> Kausel.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia psidiiflora</i> O.Berg	<i>Eugenia mikaniana</i> O.Berg; <i>Eugenia olivacea</i> O.Berg; <i>Myrtus quadrisperma</i> Vell. <i>Calycorectes legrandii</i> Mattos; <i>Calycorectes psidiiflorus</i> (O.Berg) Sobral; <i>Calycorectes psidiiflorus</i> var. <i>legrandii</i> (Mattos) Mattos; <i>Calycorectes psidiiflorus</i> var. <i>schultzianus</i> (Mattos) Mattos; <i>Calycorectes psidiiflorus</i> var. <i>triflorus</i> Mattos; <i>Calycorectes riedelianus</i> O.Berg; <i>Calycorectes schultzianus</i> Mattos; <i>Calycorectes striatulus</i> Mattos; <i>Eugenia psidiiflora</i> var. <i>riedelinana</i> (O.Berg) Mattos; <i>Eugenia psidiiflora</i> var. <i>schultziana</i> (Mattos) Mattos; <i>Eugenia psidiiflora</i> var. <i>triflora</i> (Mattos) Mattos; <i>Psidium pirayuense</i> Barb.Rodr.; <i>Psidium tobatyense</i> Barb.Rodr.; <i>Stenocalyx rufescens</i> Kausel.	
LC	Red List	<i>Eugenia puberula</i> Nied.	<i>Phyllocalyx pubescens</i> O.Berg <i>Emurtia puniceifolia</i> (Kunth) Raf.; <i>Eugenia ambigua</i> O.Berg; <i>Eugenia arbutifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia arbutifolia</i> var. <i>obscura</i> O.Berg; <i>Eugenia arbutifolia</i> var. <i>pallida</i> O.Berg; <i>Eugenia arctostaphyloides</i> O.Berg; <i>Eugenia arctostaphyloides</i> var. <i>ovalis</i> O.Berg; <i>Eugenia benthamii</i> O.Berg; <i>Eugenia boliviensis</i> O.Berg; <i>Eugenia calycolpoides</i> Griseb; <i>Eugenia chlorophyta</i> Barb. Rodr.; <i>Eugenia ciarensis</i> O.Berg; <i>Eugenia clinocarpa</i> DC.; <i>Eugenia coarensis</i> DC.; <i>Eugenia dasyantha</i> O.Berg; <i>Eugenia decorticans</i> O.Berg; <i>Eugenia diantha</i> O.Berg; <i>Eugenia diantha</i> var. <i>ciliata</i> O.Berg.; <i>Eugenia diantha</i> var. <i>glabra</i> O.Berg; <i>Eugenia dipoda</i> DC.; <i>Eugenia dipoda</i> f. <i>grandifolia</i> Miq.; <i>Eugenia dipoda</i> var. <i>brachypoda</i> DC.; <i>Eugenia discolor</i> Barb. Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Eugenia diversiflora</i> O.Berg; <i>Eugenia erythrocaula</i> Barb. Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Eugenia flava</i> O.Berg; <i>Eugenia fruticulosa</i> DC.; <i>Eugenia glareosa</i> O.Berg; <i>Eugenia insipida</i> Cambess.; <i>Eugenia insipida</i> Mart.; <i>Eugenia kochiana</i> DC.; <i>Eugenia kunthiana</i> DC.; <i>Eugenia kunthiana</i> var. <i>opaca</i> O.Berg; <i>Eugenia kunthiana</i> var. <i>pellucida</i> O.Berg <i>Eugenia linearifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia linearifolia</i> var. <i>oppositifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia linearifolia</i> var. <i>ternifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia macroclada</i> O.Berg; <i>Eugenia maximiliana</i> O.Berg; <i>Eugenia mugiensis</i> O.Berg; <i>Eugenia myrtillifolia</i> DC.; <i>Eugenia nhanica</i> Cambess.; <i>Eugenia obtusifolia</i> Cambess.; <i>Eugenia obversa</i> O.Berg; <i>Eugenia oleifolia</i> (Kunth) DC.; <i>Eugenia ovalifolia</i> Cambess.; <i>Eugenia phillyraeoides</i> Willd. ex O.Berg; <i>Eugenia pichoana</i> Glaz.; <i>Eugenia platyclada</i> O.Berg; <i>Eugenia platyclada</i> var. <i>cuneata</i> O.Berg; <i>Eugenia platyclada</i> var. <i>microphylla</i> O.Berg; <i>Eugenia platyclada</i> var. <i>multiflora</i> O.Berg; <i>Eugenia platyclada</i> var. <i>ovalis</i> O.Berg; <i>Eugenia polyphylla</i> O.Berg; <i>Eugenia polyphylla</i> var. <i>obovata</i> O.Berg; <i>Eugenia prominens</i> O.Berg; <i>Eugenia psammophila</i> Diels; <i>Eugenia psychotrioides</i> Mart. ex	
LC	Red List	<i>Eugenia puniceifolia</i> (Kunth) DC.	<i>Phyllocalyx pubescens</i> O.Berg <i>Emurtia puniceifolia</i> (Kunth) Raf.; <i>Eugenia ambigua</i> O.Berg; <i>Eugenia arbutifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia arbutifolia</i> var. <i>obscura</i> O.Berg; <i>Eugenia arbutifolia</i> var. <i>pallida</i> O.Berg; <i>Eugenia arctostaphyloides</i> O.Berg; <i>Eugenia arctostaphyloides</i> var. <i>ovalis</i> O.Berg; <i>Eugenia benthamii</i> O.Berg; <i>Eugenia boliviensis</i> O.Berg; <i>Eugenia calycolpoides</i> Griseb; <i>Eugenia chlorophyta</i> Barb. Rodr.; <i>Eugenia ciarensis</i> O.Berg; <i>Eugenia clinocarpa</i> DC.; <i>Eugenia coarensis</i> DC.; <i>Eugenia dasyantha</i> O.Berg; <i>Eugenia decorticans</i> O.Berg; <i>Eugenia diantha</i> O.Berg; <i>Eugenia diantha</i> var. <i>ciliata</i> O.Berg.; <i>Eugenia diantha</i> var. <i>glabra</i> O.Berg; <i>Eugenia dipoda</i> DC.; <i>Eugenia dipoda</i> f. <i>grandifolia</i> Miq.; <i>Eugenia dipoda</i> var. <i>brachypoda</i> DC.; <i>Eugenia discolor</i> Barb. Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Eugenia diversiflora</i> O.Berg; <i>Eugenia erythrocaula</i> Barb. Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Eugenia flava</i> O.Berg; <i>Eugenia fruticulosa</i> DC.; <i>Eugenia glareosa</i> O.Berg; <i>Eugenia insipida</i> Cambess.; <i>Eugenia insipida</i> Mart.; <i>Eugenia kochiana</i> DC.; <i>Eugenia kunthiana</i> DC.; <i>Eugenia kunthiana</i> var. <i>opaca</i> O.Berg; <i>Eugenia kunthiana</i> var. <i>pellucida</i> O.Berg <i>Eugenia linearifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia linearifolia</i> var. <i>oppositifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia linearifolia</i> var. <i>ternifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia macroclada</i> O.Berg; <i>Eugenia maximiliana</i> O.Berg; <i>Eugenia mugiensis</i> O.Berg; <i>Eugenia myrtillifolia</i> DC.; <i>Eugenia nhanica</i> Cambess.; <i>Eugenia obtusifolia</i> Cambess.; <i>Eugenia obversa</i> O.Berg; <i>Eugenia oleifolia</i> (Kunth) DC.; <i>Eugenia ovalifolia</i> Cambess.; <i>Eugenia phillyraeoides</i> Willd. ex O.Berg; <i>Eugenia pichoana</i> Glaz.; <i>Eugenia platyclada</i> O.Berg; <i>Eugenia platyclada</i> var. <i>cuneata</i> O.Berg; <i>Eugenia platyclada</i> var. <i>microphylla</i> O.Berg; <i>Eugenia platyclada</i> var. <i>multiflora</i> O.Berg; <i>Eugenia platyclada</i> var. <i>ovalis</i> O.Berg; <i>Eugenia polyphylla</i> O.Berg; <i>Eugenia polyphylla</i> var. <i>obovata</i> O.Berg; <i>Eugenia prominens</i> O.Berg; <i>Eugenia psammophila</i> Diels; <i>Eugenia psychotrioides</i> Mart. ex	LFB, CF

			<p><i>O. Berg; Eugenia pungens var. subalterna (Benth.) Amshoff; Eugenia puniceifolia var. brachypoda (DC.) Krug &amp; Urb.; Eugenia puniceifolia var. dipoda (DC.) O. Berg; Eugenia puniceifolia var. subalterna (Benth.) Amshoff; Eugenia pyramidalis O. Berg; Eugenia pyramidalis var. angustifolia O. Berg; Eugenia pyrroclada O. Berg; Eugenia pyrroclada var. columbiensis O. Berg; Eugenia pyrroclada var. guianensis O. Berg; Eugenia rhombocarpa O. Berg; Eugenia romana O. Berg; Eugenia romana var. pickeli Mattos; Eugenia rubrescens Mattos &amp; D. Legrand; Eugenia rufoflavescens Mattos; Eugenia sabulosa Cambess.; Eugenia sancta DC.; Eugenia spathophylla O. Berg; Eugenia spathulata O. Berg; Eugenia stenophylla Barb. Rodr.; Eugenia subalterna Benth.; Eugenia subcorymbosa O. Berg; Eugenia suffruticosa O. Berg; Eugenia suffruticosa var. laeta O. Berg; Eugenia suffruticosa var. latifolia O. Berg; Eugenia suffruticosa var. opaca O. Berg; Eugenia surinamensis Miq.; Eugenia surinamensis Miq. ex O. Berg; Eugenia surinamensis var. impunctata O. Berg; Eugenia surinamensis var. punctata O. Berg; Eugenia triphylla O. Berg; Eugenia vaga O. Berg; Eugenia vaga var. brachypoda (DC.) O. Berg; Eugenia vaga var. brasiliensis O. Berg; Eugenia vaga var. dipoda (DC.) O. Berg; Eugenia vaga var. pumila O. Berg; Eugenia vaga var. puniceifolia (Kunth) O. Berg; Eugenia vaga var. rigida O. Berg; Eugenia valenzuelensis Barb. Rodr. ex Chodat &amp; Hassl.; Myrtus arbutifolia (O. Berg) Kuntze; Myrtus oleifolia Kunth; Myrtus psychotrioides Colla; Myrtus puniceifolia Kunth; Pseudomyrcianthes kochiana (DC.) Kausel; Psidium sylvestre Loefl.</i></p> <p><i>Eugenia albo-tomentosa var. goyazensis O. Berg; Eugenia albotomentosa Cambess.; Eugenia albotomentosa var. goyazensis Cambess.; Eugenia albotomentosa var. urussangensis O. Berg; Eugenia conceptionis (Kuntze) K. Schum.; Eugenia dumicola Barb. Rodr.; Eugenia hassleriana Barb. Rodr.; Eugenia phlebotomonides Kiaersk.; Eugenia pyriformis f. ponhi D. Legrand; Eugenia pyriformis var. argentea Mattos &amp; D. Legrand; Eugenia pyriformis var. pyriformis; Eugenia pyriformis var. uvalha (Cambess.) D. Legrand; Eugenia turbinata O. Berg; Eugenia uvalha Cambess.; Eugenia vauthiereana O. Berg; Eugenia viminalis O. Berg; Luma turbinata (O. Berg) Herter; Myrciaria dumicola (Barb. Rodr.) Chodat &amp; Hassl.; Myrtus conceptionis Kuntze; Myrtus pyriformis (Cambess.) Parodi; Pseudomyrcianthes pyriformis (Cambess.); Kausel; Stenocalyx lanceolatus O. Berg.</i></p>		
LC	Red List	<i>Eugenia pyriformis Cambess.</i>		UTP, EFBS, LFB, CF	EFBS
LC	Red List	<i>Eugenia repanda O. Berg</i>	<i>Eugenia oxyentophylla Kiaersk.; Eugenia ypanemensis O. Berg; Luma repanda (O. Berg) Herter.</i>	UTP, CF	

LC	Red List	<i>Eugenia rosea</i> DC.	<i>Eugenia apepuensis</i> Mattos; <i>Pseudomyrcianthes rosea</i> (DC.) Kausel	LFB, CF	
LC	Red List	<i>Eugenia roseiflora</i> McVaugh			
LC	Red List	<i>Eugenia rostrifolia</i> D.Legrand			
LC	Red List	<i>Eugenia schottiana</i> O.Berg			
LC	Red List	<i>Eugenia selloi</i> B.D.Jacks.	<i>Eugenia edulis</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Eugenia neonitida</i> Sobral; <i>Eugenia nitida</i> Cambess.; <i>Phyllocalyx edulis</i> O.Berg; <i>Phyllocalyx edulis</i> var. <i>depauperata</i> O.Berg; <i>Phyllocalyx edulis</i> var. <i>dives</i> O.Berg.	UTP, LFB, CF	
LC	Red List	<i>Eugenia sonderiana</i> O.Berg		UTP	
LC	Red List	<i>Eugenia speciosa</i> Cambess.	<i>Eugenia caldensis</i> Kiaersk.; <i>Eugenia retusa</i> (O.Berg) Nied.; <i>Eugenia undulatifolia</i> Nied.; <i>Phyllocalyx limbatus</i> O.Berg; <i>Phyllocalyx marginatus</i> O.Berg; <i>Phyllocalyx retusus</i> O.Berg; <i>Phyllocalyx speciosus</i> (Cambess.) O.Berg.	UTP, LFB, CF	
LC	Red List	<i>Eugenia splendens</i> O.Berg			
LC	Red List	<i>Eugenia sprengelii</i> DC.	<i>Eugenia angustifolia</i> Spreng.; <i>Myrtus linifolia</i> Spreng.; <i>Myrtus spiciflora</i> Spreng.	UTP, CF	
LC	Red List	<i>Eugenia stenosepala</i> Kiaersk.			
LC	Red List	<i>Eugenia stictopetala</i> DC.	<i>Eugenia doniana</i> O.Berg; <i>Eugenia eschholtziana</i> O.Berg; <i>Eugenia eschholtziana</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia eschholtziana</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia martiusiana</i> DC.; <i>Eugenia ochra</i> O.Berg; <i>Eugenia piauhiensis</i> O.Berg; <i>Eugenia roraimana</i> O.Berg; <i>Eugenia tapacumensis</i> O.Berg; <i>Eugenia tapacumensis</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia tapacumensis</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg	CF	
LC	Red List	<i>Eugenia stigmatica</i> DC.		CF	
LC	Red List	<i>Eugenia stipitata</i> McVaugh	<i>Eugenia stipitata</i> subsp. <i>stipitata</i>	UTP, LFB, CF	UTP
LC	Red List	<i>Eugenia subavenia</i> O.Berg		CF	
LC	CNC Flora	<i>Eugenia subterminalis</i> DC.		LFB, CF	
LC	Red List	<i>Eugenia sulcata</i> Spring ex Mart.	<i>Eugenia sulcata</i> var. <i>latifolia</i> Kiaersk.; <i>Eugenia sulcata</i> var. <i>pubescens</i> Mattos; <i>Eugenia sulcata</i> var. <i>stricta</i> (O.Berg) Mattos; <i>Stenocalyx sulcatus</i> (Spring ex Mart.) O.Berg; <i>Stenocalyx sulcatus</i> var. <i>latifolius</i> O.Berg; <i>Stenocalyx sulcatus</i> var. <i>ligustrinus</i> O.Berg; <i>Stenocalyx sulcatus</i> var. <i>longifolius</i> O.Berg; <i>Stenocalyx sulcatus</i> var. <i>strictus</i> O.Berg	UTP, LFB, CF	UTP

LC	Red List	<i>Eugenia supraaxillaris</i> Spreng.	<i>Eugenia axillaris</i> Vell.; <i>Eugenia cambucarana</i> Kiaersk.	CF
LC	Red List	<i>Eugenia ternatifolia</i> Cambess.	<i>Eugenia beaurepairiana</i> (Kiaersk.) D.Legrand; <i>Myrtus beaurepairiana</i> Kiaersk.; <i>Pilotheceum beaurepairianum</i> (Kiaersk.) Kausel; <i>Pilotheceum ternatifolium</i> (Cambess.) Kausel.	
LC	Red List	<i>Eugenia umbellata</i> DC.	<i>Eugenia bimarginata</i> DC.	
LC	Red List	<i>Eugenia umbrosa</i> O.Berg	<i>Eugenia crassiflora</i> Kiaersk.; <i>Eugenia magnifolia</i> Kiaersk.; <i>Eugenia robustovenosa</i> Kiaersk.	
LC	Red List	<i>Eugenia uruguayensis</i> Cambess.	<i>Eugenia batucaryensis</i> O.Berg; <i>Eugenia calycosema</i> O.Berg; <i>Eugenia guabiju</i> O.Berg; <i>Eugenia maschalantha</i> O.Berg; <i>Eugenia opaca</i> O.Berg; <i>Eugenia opaca</i> var. <i>brasiliensis</i> O.Berg; <i>Eugenia opaca</i> var. <i>montevideensis</i> O.Berg; <i>Eugenia uruguayensis</i> f. <i>uruguayensis</i> ; <i>Luma calycosema</i> (O.Berg) Herter; <i>Luma opaca</i> (O.Berg) Herter; <i>Luma uruguayensis</i> (Cambess.) Herter.	LFB, CF
LC	Red List	<i>Eugenia vernicosa</i> O.Berg		
LC	Red List	<i>Eugenia verticillata</i> (Vell.) Angely	<i>Eugenia pseudoverticillata</i> Kiaersk.; <i>Eugenia riedeliana</i> O.Berg; <i>Eugenia riedeliana</i> var. <i>ferruginea</i> O.Berg ; <i>Eugenia riedeliana</i> var. <i>ochracea</i> O.Berg; <i>Eugenia schuchiana</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Eugenia schuechiana</i> O.Berg; <i>Myrtus verticillata</i> Vell.	UTP, CF
LC	Red List	<i>Eugenia vetula</i> DC.		CF
LC	Red List	<i>Eugenia wentii</i> Amshoff	<i>Calycorectes macrocalyx</i> Rusby; <i>Eugenia macrocalyx</i> (Rusby) McVaugh; <i>Phyllocalyx wentii</i> Amshoff.	
LC	Red List	<i>Eugenia zuccarinii</i> O.Berg		CF
LC	Red List	<i>Marlierea clauseniana</i> (O.Berg) Kiaersk.	<i>Eugeniopsis clauseniana</i> O.Berg; <i>Eugeniopsis clauseniana</i> var. <i>glabrata</i> O.Berg; <i>Eugeniopsis clauseniana</i> var. <i>rufa</i> O.Berg	
LC	CNC Flora	<i>Marlierea regeliana</i> O.Berg	<i>Marlierea regeliana</i> var. <i>parviflora</i> Kiaersk.	
LC	CNC Flora	<i>Marlierea reitzii</i> D.Legrand		
LC	CNC Flora	<i>Marlierea suaveolens</i> Cambess.		
LC	Red List	<i>Myrceugenia acutata</i> D.Legrand	<i>Luma filipes</i> Burret; <i>Myrceugenia ovata</i> var. <i>acutata</i> (D.Legrand) Landrum	
LC	Red List	<i>Myrceugenia acutiflora</i> (Kiaersk.) D.Legrand & Kausel	<i>Eugenia acutiflora</i> Kiaersk.; <i>Luma acutiflora</i> (Kiaersk.) Burret	
LC	CNC Flora	<i>Myrceugenia alpigena</i> (DC.) Landrum	<i>Eugenia alpigena</i> DC.; <i>Eugenia fuliginea</i> O.Berg; <i>Eugenia fuliginea</i> var. <i>rufa</i> O.Berg; <i>Eugenia rupestris</i> O.Berg; <i>Eugenia seriatopedunculata</i>	

			<i>Kiaersk.; Eugenia sticheromischa</i> Kiaersk.; <i>Luma alpigena</i> (DC.) Burret; <i>Luma fuliginea</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma rupestris</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma seriatopedunculata</i> (Kiaersk.) Burret; <i>Luma sticheromischa</i> (Kiaersk.) Burret; <i>Myrceugenia alpigena</i> var. <i>alpigena</i> ; <i>Myrceugenia alpigena</i> var. <i>fuliginea</i> (O.Berg) Landrum; <i>Myrceugenia alpigena</i> var. <i>rufa</i> (O.Berg) Landrum; <i>Myrceugenia bracteosa</i> var. <i>alpigena</i> (DC.) D.Legrand; <i>Myrceugenia bracteosa</i> var. <i>fuliginea</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrceugenia bracteosa</i> var. <i>seriatopedunculata</i> (Kiaersk.) D.Legrand; <i>Myrceugenia catharinae</i> D.Legrand; <i>Myrceugenia leptorhyncha</i> D.Legrand; <i>Myrtus alpigena</i> (DC.) Mart.; <i>Psidium itatiaiae</i> Wawra.
LC	Red List	<i>Myrceugenia cucullata</i> D.Legrand	
LC	CNC Flora	<i>Myrceugenia glaucescens</i> (Cambess.) D.Legrand & Kausel	<i>Myrceugenia glaucescens</i> var. <i>latior</i> (Burret) Landrum
LC	Red List	<i>Myrceugenia mesomischa</i> (Burret) D.Legrand & Kausel	<i>Luma mesomischa</i> Burret
LC	Red List	<i>Myrceugenia ovalifolia</i> (O.Berg) Landrum	<i>Calyptanthes rostellata</i> Mattos & D.Legrand; <i>Chytraculia selloana</i> Kuntze; <i>Mitranthes maria-aemiliae</i> D.Legrand; <i>Mitranthes ovalifolia</i> O.Berg; <i>Mitropsidium ovalifolium</i> (O.Berg) Burret; <i>Neomitranthes maria-emiliae</i> (D.Legrand) Mattos; <i>Psidium ovalifolium</i> .
LC	Red List	<i>Myrceugenia ovata</i> (Hook. & Arn.) O.Berg	<i>Eugenia cumingii</i> Hook. & Arn.; <i>Eugenia ovata</i> Hook. & Arn.; <i>Eugenia trichocarpa</i> Phil.; <i>Luma cumingii</i> (Hook. & Arn.) Burret; <i>Luma ovata</i> (Hook. & Arn.) A.Gray ex F.Phil.; <i>Luma ovata</i> (Hook. & Arn.) Burret; <i>Myrceugenia cumingii</i> (Hook. & Arn.) Kausel; <i>Myrceugenia ovata</i> var. <i>ovata</i> .
LC	CNC Flora	<i>Myrceugenia oxysepala</i> (Burret) D.Legrand & Kausel	<i>Luma macrosepala</i> Burret; <i>Luma oxysepala</i> Burret; <i>Myrceugenia macrocalyx</i> var. <i>obovata</i> Mattos; <i>Myrceugenia macrosepala</i> (Burret) D.Legrand & Kausel; <i>Myrceugenia macrosepala</i> var. <i>obovata</i> Mattos.
LC	CNC Flora	<i>Myrceugenia venosa</i> D.Legrand	<i>Myrceugenia miersiana</i> var. <i>lanceolata</i> D.Legrand
LC	Red List	<i>Myrcia albidotomentosa</i> (Amshoff) McVaugh	<i>Aulomyrcia albidotomentosa</i> Amshoff; <i>Aulomyrcia amshoffiana</i> Steyerf.
LC	Red List	<i>Myrcia albotomentosa</i> DC.	<i>Aulomyrcia albotomentosa</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia albotomentosa</i> var. <i>humilis</i> (Cambess.) O. Berg; <i>Aulomyrcia albotomentosa</i> var. <i>lutescens</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia albotomentosa</i> var. <i>nivea</i> (Cambess.) O. Berg; <i>Aulomyrcia albotomentosa</i> var. <i>rubrescens</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia albotomentosa</i> var. <i>subcordata</i> O.Berg; <i>Myrcia albotomentosa</i> var. <i>humilis</i>

			<i>Cambess.</i> ; <i>Myrcia albotomentosa</i> var. <i>nivea</i> Cambess.; <i>Myrcia albotomentosa</i> var. <i>rubescens</i> O.Berg.
LC	Red List	<i>Myrcia aliena</i> McVaugh	<i>Aulomyrcia chilensis</i> O.Berg
LC	Red List	<i>Myrcia amapensis</i>	<i>Myrcia amapensis</i> McVaugh
			<i>Aulomyrcia amazonica</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia corymbosa</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia detergens</i> (Miq.) O.Berg; <i>Aulomyrcia detergens</i> var. <i>depauperata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia detergens</i> var. <i>dives</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia hostmanniana</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia hostmanniana</i> var. <i>gracilior</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia hostmanniana</i> var. <i>robustior</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia leptoclada</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia paraensis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia spruceana</i> O.Berg; <i>Gomidesia minutiflora</i> Mattos & D.Legrand; <i>Myrcia corymbosa</i> DC.; <i>Myrcia detergens</i> Miq.; <i>Myrcia gentlei</i> Lundell; <i>Myrcia hostmanniana</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia hostmanniana</i> var. <i>robustior</i> Kiaersk.; <i>Myrcia leptoclada</i> DC.; <i>Myrcia leptoclada</i> var. <i>glazioviana</i> Kiaersk.; <i>Myrcia minoriflora</i> Mattos; <i>Myrcia oitchi</i> O.Berg; <i>Myrcia paraensis</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia sagotii</i> Mattos; <i>Myrcia sprucei</i> Mattos;
LC	Red List	<i>Myrcia amazonica</i> DC.	
		<i>Myrcia areolata</i> (McVaugh) E.Lucas & C.E.Wilson	
LC	Red List		<i>Myrcia uaupensis</i> (O.Berg) Gaem & E.Lucas; <i>Marlierea spruceana</i> O.Berg; <i>Marlierea spruceana</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Marlierea spruceana</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Marlierea uaupensis</i> O.Berg. <i>Myrcia argentigemma</i> E.Lucas & C.E.Wilson.
LC	Red List	<i>Myrcia argentigemma</i> E.Lucas & C.E.Wilson.	
LC	Red List	<i>Myrcia attenuata</i>	
			<i>Myrcia florifera</i> (McVaugh) Gaem & E.Lucas <i>Calyptranthes multiflora</i> Poepp. ex O.Berg; <i>Calyptranthes poeppigiana</i> O.Berg; <i>Chytraculia multiflora</i> (Poepp. ex O.Berg) Kuntze; <i>Chytraculia poeppigiana</i> (O.Berg) Kuntze; .
LC	Red List	<i>Myrcia aulomyrcioides</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Aulomyrcia bella</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Myrcia apaensis</i> Barb. Rodr. <i>Myrcia dasyblasta</i> O.Berg ; <i>Myrcia dasyblasta</i> var. <i>cordata</i> O.Berg ; <i>Myrcia dasyblasta</i> var. <i>ovata</i> O.Berg
LC	Red List	<i>Myrcia bella</i> Cambess	
LC	Red List	<i>Myrcia bicarinata</i> (O.Berg) D.Legrand	<i>Aulomyrcia bicarinata</i> O.Berg
LC	Red List	<i>Myrcia bipennis</i> (O.Berg) McVaugh	<i>Myrciaria bipennis</i> O.Berg; <i>Marlierea bipennis</i> (O.Berg) McVaugh.
LC	Red List	<i>Myrcia blanchetiana</i> (O.Berg) Mattos	<i>Aulomyrcia blanchetiana</i> O.Berg

LC	Red List	<i>Myrcia bracteata</i> (Rich.) DC.	<i>Eugenia bracteata</i> Rich.; <i>Eugenia hirsuta</i> Ruiz & Pav.; <i>Myrcia hirtellifolia</i> Gleason; <i>Myrcia lanceolata</i> Cambess.; <i>Myrcia lanceolata</i> var. <i>angustifolia</i> Cambess.; <i>Myrcia lanceolata</i> var. <i>avenia</i> O.Berg; <i>Myrcia lanceolata</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia lanceolata</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia lanceolata</i> var. <i>racemosa</i> O.Berg.
LC	Red List	<i>Myrcia camapuanensis</i> N.Silveira	<i>Aulomyrcia capitata</i> O.Berg; <i>Myrcia capitata</i> (O.Berg) Nied.
LC	Red List	<i>Myrcia caudata</i> (McVaugh) E.Lucas & C.E.Wil	<i>Marlierea caudata</i> McVaugh.
LC	Red List	<i>Myrcia clusiifolia</i> (Kunth) DC.	<i>Myrtus clusiifolia</i> Kunth
LC	Red List	<i>Myrcia coelosepala</i> Kiaersk.	
LC	CNC Flora	<i>Myrcia cordiifolia</i> DC.	<i>Gomidesia affinis</i> var. <i>catharinensis</i> D.Legrand; <i>Gomidesia cordiifolia</i> (DC.) NicLugh.; <i>Gomidesia linkiana</i> O.Berg; <i>Myrcia linkiana</i> DC.
LC	Red List	<i>Myrcia costeira</i> M.F.Santos	
LC	Red List	<i>Myrcia coumete</i> (Aubl.) DC.	<i>Aulomyrcia coumete</i> (Aubl.) O.Berg; <i>Cumetea alba</i> Raf.; <i>Eugenia coumete</i> Aubl.; <i>Myrcia carnea</i> (G.Mey.) DC.; <i>Myrtus carnea</i> G.Mey.; <i>Myrtus coumete</i> (Aubl.) Spreng.
LC	Red List	<i>Myrcia cuprea</i> (O.Berg) Kiaersk.	<i>Aulomyrcia chrysophylla</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia cuprea</i> O.Berg.; <i>Myrcia chrysophylla</i> (O.Berg) Mattos.
LC	Red List	<i>Myrcia decorticans</i> DC.	<i>Aulomyrcia polymorpha</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia polymorpha</i> var. <i>decorticans</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia polymorpha</i> var. <i>duriuscula</i> (Mart. ex DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia polymorpha</i> var. <i>lasiopus</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia polymorpha</i> var. <i>leucophloea</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia tetramera</i> Amshoff; <i>Aulomyrcia tobagensis</i> (Krug & Urb.) Amshoff; <i>Calyptranthes tobagensis</i> Krug & Urb.; <i>Eugenia lasiopus</i> Mart. ex DC.; <i>Marlierea gleasonii</i> McVaugh; <i>Myrcia duriuscula</i> Mart. ex DC.; <i>Myrcia lasiopus</i> DC.; <i>Myrcia leucophloea</i> DC.; <i>Myrcia tetramera</i> (Amshoff) Lemée; <i>Myrcia tobagensis</i> (Krug & Urb.) Urb.
LC	Red List	<i>Myrcia densa</i> (DC.) Sobral	<i>Aulomyrcia densa</i> (DC.) O.Berg; <i>Calyptranthes densa</i> DC.
LC	Red List	<i>Myrcia egensis</i> (O.Berg) McVaugh	<i>Aulomyrcia egensis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia macrophylla</i> O.Berg.
LC	CNC Flora	<i>Myrcia eriopus</i> DC.	<i>Myrcia eriopus</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia eriopus</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia hirsuta</i> O.Berg

LC	Red List	<i>Myrcia excoriata</i> (Mart.) E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea excoriata</i> Mart.; <i>Marlierea parviflora</i> O.Berg.
LC	Red List	<i>Myrcia eximia</i> DC.	<i>Myrcia regeliana</i> O.Berg <i>Eugenia ferruginea</i> Poir.; <i>Eugeniopsis richardiana</i> O.Berg; <i>Krugia elliptica</i> (Griseb.) Urb; <i>Krugia ferruginea</i> (Poir.) Urb.; <i>Marlierea acuminata</i> O.Berg; <i>Marlierea elliptica</i> Griseb.; <i>Marlierea guyanensis</i> D.Legrand; <i>Marlierea richardiana</i> (O.Berg) Nied.; <i>Myrcia ferruginea</i> (Poir.) DC.; <i>Myrtus ferruginea</i> (Poir.) Spreng.
LC	Red List	<i>Myrcia ferruginea</i> (Poir.) DC	
LC	Red List	<i>Myrcia gigas</i> McVaugh	
LC	Red List	<i>Myrcia graciliflora</i> Sagot	<i>Aulomyrcia ramulosa</i> var. <i>triflora</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia schaueriana</i> (Miq.) Amshoff; <i>Aulomyrcia triflora</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Eugenia schaueriana</i> Miq.; <i>Myrcia triflora</i> Cambess.; <i>Myrciaria schaueriana</i> (Miq.) O.Berg; <i>Myrtus grammica</i> Spreng.; <i>Calyptranthes grammica</i> var. <i>triflora</i> O.Berg) Mattos; <i>Calyptranthes musciflora</i> O.Berg; <i>Calyptranthes musciflora</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Calyptranthes musciflora</i> var. <i>glauca</i> O.Berg; <i>Calyptranthes musciflora</i> var. <i>obscura</i> O.Berg; <i>Calyptranthes musciflora</i> var. <i>spathulata</i> O.Berg; <i>Calyptranthes musciflora</i> var. <i>triflora</i> O.Berg; <i>Calyptranthes musciflora</i> var. <i>venosa</i> O.Berg; <i>Calyptranthes uniflora</i> Spreng.; <i>Calyptranthes grammica</i> (Spreng.) D.Legrand; <i>Chytraculia grammica</i> (Spreng.) Kuntze.
LC	Red List	<i>Myrcia grammica</i> (Spreng.) A.R.Lourenço & E.Lucas	
LC	Red List	<i>Myrcia grandis</i> McVaugh	<i>Aguava guianensis</i> (Aubl.) Raf.; <i>Aulomyrcia alternifolia</i> (Miq.) O.Berg; <i>Aulomyrcia androsaemoides</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia botrys</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia buxifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia buxifolia</i> var. <i>elliptica</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia buxifolia</i> var. <i>ovalis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia buxizans</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia campestris</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia campestris</i> var. <i>brunnea</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia campestris</i> var. <i>rufa</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia cassinioides</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia cassinioides</i> var. <i>glabrata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia cassinioides</i> var. <i>velutina</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia conduplicata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia crassicaulis</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia cuneata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia daphnoides</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia daphnoides</i> var. <i>ochracea</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia decrescens</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia dichroma</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia dictyophylla</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia dictyophylla</i> var. <i>robustior</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia dictyophylla</i> var. <i>subcordata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia elaeodendra</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia emarginata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia exsucca</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia fragilis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia gardneriana</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia gardneriana</i> var.
LC	Red List	<i>Myrcia guianensis</i> (Aubl.) DC.	

*caerulescens* O.Berg; *Aulomyrcia gardneriana* var. *virescens* O.Berg;  
*Aulomyrcia glandulosa* O.Berg; *Aulomyrcia glandulosa* var. *elliptica*  
*O.Berg*; *Aulomyrcia glandulosa* var. *longifolia* O.Berg; *Aulomyrcia*  
*glandulosa* var. *obovata* O.Berg; *Aulomyrcia hepatica* O.Berg; *Aulomyrcia*  
*intermedia* O.Berg; *Aulomyrcia jequitinhonhensis* O.Berg; *Aulomyrcia*  
*jequitinhonhensis* var. *glauca* O.Berg; *Aulomyrcia jequitinhonhensis* var.  
*grandifolia* O.Berg; *Aulomyrcia jequitinhonhensis* var. *parvifolia* O.Berg;  
*Aulomyrcia lauriflora* (DC.) O.Berg; *Aulomyrcia lingua* O.Berg;  
*Aulomyrcia lingua* var. *glabrata* O.Berg; *Aulomyrcia lingua* var. *rufa*  
*O.Berg*; *Aulomyrcia maritima* O.Berg; *Aulomyrcia martiana* O.Berg;  
*Aulomyrcia microcarpa* (Cambess.) O.Berg; *Aulomyrcia myrtilifolia* (DC.)  
*O.Berg*; *Aulomyrcia obscura* O.Berg; *Aulomyrcia obscura* var. *longipes*  
*O.Berg*; *Aulomyrcia obtecta* O.Berg; *Aulomyrcia obtusa* (Schauer) O.Berg;  
*Aulomyrcia obtusa* var. *grandifolia* O.Berg; *Aulomyrcia obtusa* var.  
*longipes* O.Berg; *Aulomyrcia obtusa* var. *panicularis* O.Berg; *Aulomyrcia*  
*obtusa* var. *pauciflora* O.Berg; *Aulomyrcia obtusa* var. *schomburgkiana*  
(O.Berg) Amshoff; *Aulomyrcia obtusa* var. *surinamensis* (Miq.) Amshoff;  
*Aulomyrcia obtusa* var. *tenuifolia* O.Berg; *Aulomyrcia pallens* (DC.)  
*O.Berg*; *Aulomyrcia pallens* var. *ovalis* O.Berg; *Aulomyrcia pallens* var.  
*ovata* O.Berg; *Aulomyrcia pallens* var. *petiolaris* O.Berg; *Aulomyrcia*  
*pallens* var. *subcordata* O.Berg; *Aulomyrcia pallida* O.Berg; *Aulomyrcia*  
*poepigiana* O.Berg; *Aulomyrcia pruinosa* O.Berg; *Aulomyrcia retusa*  
*O.Berg*; *Aulomyrcia roraimae* (Oliv.) Steyerl.; *Aulomyrcia roraimensis*  
*O.Berg*; *Aulomyrcia rorida* O.Berg; *Aulomyrcia schomburgkiana* O.Berg;  
*Aulomyrcia schrankiana* (DC.) O.Berg; *Aulomyrcia scrobiculata* O.Berg;  
*Aulomyrcia suaveolens* (Cambess.) O.Berg; *Aulomyrcia surinamensis*  
(Miq.) O.Berg; *Aulomyrcia torta* (DC.) O.Berg; *Aulomyrcia uaupensis*  
*O.Berg*; *Aulomyrcia vacciniifolia* O.Berg; *Aulomyrcia velhensis* O.Berg;  
*Calyptromyrcia elegans* (DC.) O.Berg; *Calyptromyrcia spixiana* (DC.)  
*O.Berg*; *Eugenia guianensis* Aubl.; *Myrcia adpressepilosa* Kiaersk.;  
*Myrcia alternifolia* Miq.; *Myrcia andromedoides* var. *parvifolia* Krug &  
Urb.; *Myrcia androsaemoides* (O.Berg) Krug & Urb.; *Myrcia*  
*androsaemoides* var. *parvifolia* Krug & Urb.; *Myrcia arimensis* Britton;  
*Myrcia botrys* (O.Berg) N.Silveira; *Myrcia campestris* DC.; *Myrcia*  
*cassinioides* DC.; *Myrcia collina* S.Moore; *Myrcia crassicaulis* Cambess.;  
*Myrcia cuneata* (O.Berg) Nied.; *Myrcia cymosopaniculata* Kiaersk.;  
*Myrcia daphnoides* DC.; *Myrcia daphnoides* var. *nervosa* Kiaersk.; *Myrcia*  
*decrescens* (O.Berg) Mattos; *Myrcia diaphanosticta* Kiaersk.; *Myrcia*  
*dictyophylla* (O.Berg) Mattos & D.Legrand; *Myrcia dictyophylla* var.

*robustior* (O.Berg) Mattos; *Myrcia dictyophylla* var. *subcordata* (O.Berg) N.Silveira; *Myrcia elaeodendra* DC.; *Myrcia elegans* DC.; *Myrcia emarginata* (O.Berg) Nied.; *Myrcia exsucca* DC.; *Myrcia fastigiata* Kiaersk.; *Myrcia fastigiata* var. *coriacea* Kiaersk.; *Myrcia glandulosa* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrcia glandulosa* var. *obovata* (O.Berg) N.Silveira; *Myrcia guianensis* var. *cuneata* (O.Berg) McVaugh; *Myrcia guianensis* var. *guianensis* WFO descriptions; *Myrcia hepatica* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrcia hiemalis* Cambess.; *Myrcia incisa* D.Legrand; *Myrcia intermedia* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrcia lauriflora* DC.; *Myrcia lingua* (O. Berg) Mattos & D. Legrand; *Myrcia lingua* (O.Berg) Mattos; *Myrcia lingua* var. *rufa* (O.Berg) Mattos; *Myrcia microcarpa* Cambess.; *Myrcia myrtillifolia* DC.; *Myrcia myrtillifolia* sensu McVaugh non DC.; *Myrcia obcordata* Mattos; *Myrcia obscura* (O.Berg) N.Silveira; *Myrcia obscura* var. *longipes* (O.Berg) N.Silveira; *Myrcia obtecta* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrcia obtecta* var. *alternifolia* (Miq.) D.Legrand; *Myrcia obtusa* Schauer; *Myrcia pallens* DC.; *Myrcia pallens* var. *ovalis* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrcia pallens* var. *subcordata* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrcia pallida* (O.Berg) N.Silveira; *Myrcia poeppigiana* (O. Berg) Hieron.; *Myrcia poeppigiana* (O.Berg) Mattos; *Myrcia queimadensis* Mattos; *Myrcia renatoana* Mattos; *Myrcia retusa* (O.Berg) NieD.; *Myrcia rhabdoides* Kiaersk.; *Myrcia roraimae* Oliv.; *Myrcia rorida* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrcia rorida* var. *microphylla* Glaz. ex Mattos; *Myrcia schrankiana* DC.; *Myrcia scrobiculata* (O.Berg) O.Berg; *Myrcia spixiana* DC.; *Myrcia stemmeriana* D.Legrand; *Myrcia suaveolens* Cambess.; *Myrcia surinamensis* Miq.; *Myrcia taubatensis* Kiaersk.; *Myrcia taubatensis* var. *ovalis* (O.Berg) Kiaersk.; *Myrcia terebinthacea* Poepp. ex O.Berg; *Myrcia torta* DC.; *Myrcia torta* f. *glauca* Kiaersk.; *Myrcia torta* f. *grandifolia* Kiaersk.; *Myrcia torta* f. *parvifolia* Kiaersk.; *Myrcia torta* var. *grandifolia* (O. Berg) Kiaersk.; *Myrcia torta* var. *parvifolia* (O. Berg) Kiaersk.; *Myrcia vacciniifolia* (O.Berg) Nied.; *Myrcia velhensis* (O.Berg) N.Silveira; *Myrcia yungasensis* Rusby; *Myrcianthes elegans* (DC.) Mattos; *Myrcianthes spixiana* (DC.) Mattos; *Myrcianthes terminalis* Mattos & D.Legrand; *Myrtus exsucca* Mart. ex DC.; *Myrtus guianensis* (Aubl.) Ham.; *Myrtus pyrifolia* J.-St. Hil. in Dunham.; *Myrtus pyrifolia* J.St.-Hil.

LC

CNC  
Flora*Myrcia heringii*  
D.Legrand

LC

Red List

*Myrcia inaequiloba* (DC.)  
Lemée

*Aulomyrcia inaequiloba* (DC.) Amshoff; *Aulomyrcia inaequiloba* var. *nitida* (Benth.) Amshoff; *Aulomyrcia inaequiloba* var. *paniculata* (O.Berg) Amshoff; *Aulomyrcia lancifolia* O.Berg; *Aulomyrcia paniculata* O.Berg; *Aulomyrcia pirarensis* O.Berg; *Eugenia inaequiloba* DC.; *Eugenia nitida*

			<i>Benth.</i> ; <i>Eugenia polyantha</i> Miq.; <i>Myrcia inaequiloba</i> (DC.) D. Legrand; <i>Myrciaria nitida</i> (Benth.) O.Berg; <i>Myrciaria nitida</i> var. <i>chartacea</i> O.Berg; <i>Myrciaria nitida</i> var. <i>coriacea</i> O.Berg; <i>Myrciaria nitida</i> var. <i>dives</i> O.Berg; <i>Myrciaria polyantha</i> (Miq.) O.Berg.
LC	Red List	<i>Myrcia laricina</i> (O.Berg) <i>Burret ex Luetzelb.</i>	<i>Aulomyrcia laricina</i> O.Berg
			<i>Aulomyrcia acutifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia acutifolia</i> var. <i>pubescens</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia acutifolia</i> var. <i>villosa</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia laruooteana</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia laruooteana</i> var. <i>glabriuscula</i> (Cambess.) O. Berg; <i>Aulomyrcia laruooteana</i> var. <i>impunctata</i> (Cambess.) O. Berg; <i>Aulomyrcia laruooteana</i> var. <i>membranacea</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia laruooteana</i> var. <i>opaca</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia laruooteana</i> var. <i>punctata</i> O.Berg; <i>Myrcia dealbata</i> Barb. Rodr.; <i>Myrcia laruooteana</i> var. <i>australis</i> D.Legrand; <i>Myrcia laruooteana</i> var. <i>glabriuscula</i> Cambess.; <i>Myrcia laruooteana</i> var. <i>impunctata</i> Cambess.; <i>Myrcia laruooteana</i> var. <i>laruooteana</i> ; <i>Myrcia laruooteana</i> var. <i>macrophylla</i> Kiaersk.; <i>Myrcia ochracea</i> O.Berg .
LC	Red List	<i>Myrcia laruooteana</i> Cambess.	
LC	Red List	<i>Myrcia lenheirensis</i> Kiaersk.	<i>Eugeniopsis angustifolia</i> O.Berg; <i>Marlierea angustifolia</i> (O.Berg) Mattos.
LC	Red List	<i>Myrcia linearifolia</i> Cambess.	<i>Aulomyrcia linearifolia</i> (Cambess.) O.Berg
LC	Red List	<i>Myrcia littoralis</i> DC.	
LC	Red List	<i>Myrcia lituatinervia</i> (O.Berg) E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea lituatinervia</i> (O.Berg) McVaugh; <i>Myrciaria lituatinervia</i> O.Berg.
			<i>Calyptranthes lanceolata</i> O.Berg; <i>Calyptranthes anceps</i> O.Berg; <i>Calyptranthes anceolata</i> var. <i>catharinensis</i> O.Berg; <i>Calyptranthes lanceolata</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Calyptranthes ubatubana</i> Sobral & Rochelle; <i>Chytraculia anceps</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Chytraculia lanceolata</i> (O.Berg) Kuntze.
LC	Red List	<i>Myrcia lonchophylla</i> A.R.Lourenço & E.Lucas	
LC	Red List	<i>Myrcia magna</i> D.Legrand	<i>Aulomyrcia grandifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia bathysiifolia</i> Mattos.
		<i>Myrcia mcvaughii</i> (B.Holst) E.Lucas & C.E.Wils	<i>Marlierea mcvaughii</i> B.Holst
LC	Red List	<i>Myrcia minutiflora</i> Sagot	
LC	Red List	<i>Myrcia multiflora</i> (Lam.) DC.	<i>Aulomyrcia caerulescens</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia caesia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia camareana</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia glaucescens</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia glaucescens</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia glaucescens</i> var.

			<p><i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia laruotteana</i> var. <i>peruviana</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia multiflora</i> (Lam.) O.Berg; <i>Aulomyrcia multiflora</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia ovalifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia perforata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sphaerocarpa</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia sphaerocarpa</i> var. <i>arborescens</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sphaerocarpa</i> var. <i>complicata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sphaerocarpa</i> var. <i>gracilis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sphaerocarpa</i> var. <i>intermedia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sphaerocarpa</i> var. <i>obtusata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sphaerocarpa</i> var. <i>ovata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sphaerocarpa</i> var. <i>pauciflora</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia vinacea</i> Steyererm.; <i>Cumetea multiflora</i> (Lam.) Raf.; <i>Eugenia multiflora</i> Lam.; <i>Eugenia multiflora</i> Rich.; <i>Myrcia caerulea</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia camaraeana</i> DC.; <i>Myrcia ellipticifolia</i> Cambess.; <i>Myrcia glaberrima</i> Barb.Rodr. ex Chodat &amp; Hassl.; <i>Myrcia glaucescens</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia multiflora</i> f. <i>glaucescens</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrcia multiflora</i> f. <i>ovalifolia</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrcia multiflora</i> var. <i>glaucescens</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrcia multiflora</i> var. <i>multiflora</i>; <i>Myrcia multiflora</i> var. <i>ramulosa</i> D.Legrand; <i>Myrcia ovalifolia</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia sphaerocarpa</i> DC.; <i>Myrtus multiflora</i> (Lam.) Spreng.</p>	
LC	Red List	<i>Myrcia mutabilis</i> (O.Berg) N.Silveira	<i>Aulomyrcia mutabilis</i> O.Berg; <i>Marlierea pilodes</i> (Kiaersk.) M.L.Kawas.; <i>Myrcia pilodes</i> Kiaersk.	
LC	Red List	<i>Myrcia myrtillifolia</i> DC.	<i>Aulomyrcia parnahibensis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia parnahibensis</i> var. <i>acutifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia parnahibensis</i> var. <i>imbricata</i> O.Berg.	
LC	Red List	<i>Myrcia neobrasiliensis</i> A.R.Lourenço & E.Lucas	<i>Calyptranthes loranthifolia</i> DC.; <i>Calyptranthes brasiliensis</i> Spreng.; <i>Calyptranthes brasiliensis</i> var. <i>densa</i> O.Berg; <i>Calyptranthes brasiliensis</i> var. <i>laxa</i> O.Berg.; <i>Calyptranthes brasiliensis</i> var. <i>mutabilis</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Calyptranthes cephalantha</i> O.Berg; <i>Calyptranthes dardanoi</i> Mattos; <i>Myrcia loranthifolia</i> (DC.) G.P.Burton & E.Lucas.	
LC	Red List	<i>Myrcia neoclusiifolia</i> A.R.Lourenço & E.Lucas	<i>Calyptranthes clusiifolia</i> O.Berg; <i>Calyptranthes clusiifolia</i> var. <i>cordifolia</i> D.Legrand; <i>Calyptranthes clusiaefolia</i> O.Berg; <i>Chytraculia clusiifolia</i> (O.Berg) Kuntze.	CF
LC	Red List	<i>Myrcia neoforsteri</i> A.R.Lourenço & E.Lucas	<i>Calyptranthes forsteri</i> O.Berg; <i>Chytraculiaforsteri</i> (O.Berg) Kuntze	
LC	Red List	<i>Myrcia neoobscura</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea warmingiana</i> Kiaersk.; <i>Marliereaobscura</i> O.Berg	
LC	Red List	<i>Myrcia neoregeliana</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea regeliana</i> O.Berg.	
LC	Red List	<i>Myrcia neoriedeliana</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Eugeniopsis riedeliana</i> O.Berg; <i>Marlierea riedeliana</i> (O.Berg) D.Legrand	

LC	Red List	<i>Myrcia neosuaveolens</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea suaveolens</i> Cambess.	CF
LC	Red List	<i>Myrcia neovelutina</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea velutina</i> McVaugh	
LC	Red List	<i>Myrcia neuwiedeana</i> (O.Berg) E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea neuwiediana</i> (O.Berg) Nied; <i>Rubachia neuwiedeana</i> O.Berg	
LC	Red List	<i>Myrcia nitida</i> Cambess.	<i>Eugenia rubiginosa</i> Cambess.; <i>Eugeniopsis paniculata</i> O.Berg; <i>Eugeniopsis rubiginosa</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Marlierea paniculata</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Marlierea rubiginosa</i> (Cambess.) D.Legrand; <i>Myrciaria rubiginosa</i> (Cambess.) O.Berg.	
LC	Red List	<i>Myrcia nivea</i> Cambess.	<i>Aulomyrcia nivea</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia nivea</i> var. <i>andromedifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia nivea</i> var. <i>rosmarinifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia nivea</i> var. <i>rosmarinifolia</i> (O.Berg) Mattos.	
LC	CNC Flora	<i>Myrcia oblongata</i> DC.	<i>Aulomyrcia bombycina</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia oblongata</i> (DC.) O.Berg; <i>Myrcia bombycina</i> (O.Berg) Nied.	
LC	Red List	<i>Myrcia obovata</i> (O.Berg) Nied.	<i>Aulomyrcia atrovirens</i> O.Berg.; <i>Aulomyrcia obovata</i> O.Berg; <i>Eugenia</i> <i>crassifolia</i> Miq.; <i>Myrcia crassifolia</i> Kiaersk.;	
LC	Red List	<i>Myrcia obumbrans</i> (O.Berg) McVaugh	<i>Marlierea obumbrans</i> (O.Berg) Nied.; <i>Rubachia obumbrans</i> O.Berg	CF
LC	CNC Flora	<i>Myrcia ovata</i> Cambess.	<i>Myrcia atropunctata</i> Kiaersk.; <i>Myrcia ovata</i> var. <i>subcordata</i> O.Berg	
LC	Red List	<i>Myrcia paivae</i> O.Berg	<i>Myrcia frontinensis</i> Hieron.; <i>Myrcia frontinensis</i> var. <i>gamaeana</i> Glaz.; <i>Myrcia paivae</i> var. <i>gracilis</i> Lingelsh. <i>Aulomyrcia garopabensis</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Gomidesia banisteriifolia</i> (DC.) O.Berg; <i>Gomidesia bergiana</i> D. Legrand; <i>Gomidesia gardneriana</i> O.Berg; <i>Gomidesia garopabensis</i> (Cambess.) D.Legrand; <i>Gomidesia</i> <i>palustris</i> (DC.) D. Legrand; <i>Gomidesia palustris</i> (DC.) Kausel; <i>Gomidesia</i> <i>palustris</i> var. <i>angustifolia</i> (O.Berg) Mattos; <i>Myrcia anomala</i> var. <i>multiceps</i> O.Berg; <i>Myrcia banisteriifolia</i> DC.; <i>Myrcia cinnamomea</i> Barb. Rodr.; <i>Myrcia garopabensis</i> Cambess.; <i>Myrcia hartwegiana</i> D.Legrand; <i>Myrcia</i> <i>palustris</i> var. <i>acutata</i> O.Berg; <i>Myrcia palustris</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia palustris</i> var. <i>bracteata</i> O.Berg; <i>Myrcia palustris</i> var. <i>stictophylla</i> O.Berg; <i>Myrcia rufescens</i> Barb. Rodr.	CF
LC	Red List	<i>Myrcia pentagona</i> McVaugh		
LC	Red List	<i>Myrcia piauihensis</i> O.Berg.		

LC	Red List	<i>Myrcia pistrinalis</i> McVaugh	
LC	Red List	<i>Myrcia platyclada</i> DC.	<i>Aulomyrcia dumosa</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia edulis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia platyclada</i> (DC.) Amshoff; <i>Aulomyrcia platyclada</i> var. <i>kaieteurensis</i> Amshoff; <i>Myrcia dumosa</i> (O.Berg) Krug & Urb.; <i>Myrcia dussii</i> Krug & Urb.; <i>Myrcia edulis</i> (O.Berg) Krug & Urb.
LC	Red List	<i>Myrcia plusiantha</i> Kiaersk.	
LC	Red List	<i>Myrcia pseudopauciflora</i> A.R.Lourenço & E.Lucas	<i>Chytraculia pauciflora</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Calyptanthes pauciflora</i> O.Berg
LC	Red List	<i>Myrcia pubiflora</i> DC.	<i>Aulomyrcia collina</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia pohliana</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pubiflora</i> (DC.) O.Berg; <i>Eugenia collina</i> DC.; <i>Myrcia calumbaensis</i> Kiaersk.; <i>Myrcia collina</i> (DC.) J.F.Macbr.; <i>Myrcia pubiflora</i> var. <i>glazioviana</i> Kiaersk.
LC	CNC Flora	<i>Myrcia pubipetala</i> Miq.	<i>Aulomyrcia grandiflora</i> O.Berg; <i>Myrcia grandiflora</i> (O.Berg) Nied.; <i>Myrcia pubipetala</i> var. <i>magnifolia</i> D.Legrand; <i>Myrcia pubipetala</i> var. <i>pubipetala</i> .
LC	Red List	<i>Myrcia pulchella</i> (DC.) A.R.Lourenço & E.Lucas	<i>Chytraculia pulchella</i> (DC.) Kuntze; <i>Calyptanthes pulchella</i> var. <i>cuneata</i> O.Berg; <i>Chytraculia pulchella</i> DC.; <i>Calyptanthes pulchella</i> var. <i>parviflora</i> O.Berg; <i>Calyptanthes pulchella</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Calyptanthes pulchella</i> var. <i>grandiflora</i> O.Berg; <i>Calyptanthes pulchella</i> DC.
LC	CNC Flora	<i>Myrcia pulchra</i> (O.Berg) Kiaersk.	<i>Aulomyrcia breviramis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pulchra</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia rufa</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia widgreniana</i> O.Berg; <i>Myrcia breviramis</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrcia jaguariaivensis</i> Mattos & D.Legrand; <i>Myrcia pilotantha</i> Kiaersk.; <i>Myrcia rufa</i> (O.Berg) N.Silveira; <i>Myrcia widgreniana</i> (O.Berg) Mattos.
LC	Red List	<i>Myrcia pyrifolia</i> (Desv.) Nied.	<i>Aulomyrcia ovata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pyrifolia</i> (Desv.) O.Berg; <i>Aulomyrcia pyrifolia</i> var. <i>gracilis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pyrifolia</i> var. <i>robusta</i> O.Berg; <i>Eugenia pyrifolia</i> Desv. ex Ham.; <i>Myrcia divergens</i> DC.
LC	Red List	<i>Myrcia racemosa</i> (O.Berg) Kiaersk.	<i>Aulomyrcia gaudichaudiana</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia racemosa</i> O.Berg; <i>Myrcia acuminatissima</i> O.Berg; <i>Myrcia racemosa</i> var. <i>gaudichaudiana</i> (O.Berg) D. Legrand
LC	Red List	<i>Myrcia racemulosa</i> DC.	<i>Aulomyrcia imbricata</i> (Gardner) O.Berg; <i>Aulomyrcia imbricata</i> var. <i>intermedia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia imbricata</i> var. <i>microphylla</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia imbricata</i> var. <i>rotundifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia imbricata</i> var. <i>scutulifera</i> (DC.) O.Berg; <i>Myrcia imbricata</i> Gardner; <i>Myrcia scutulifera</i> DC.
LC	Red List	<i>Myrcia retorta</i> Cambess.	<i>Myrcia arborescens</i> O.Berg; <i>Myrcia itambensis</i> O.Berg

LC	Red List	<i>Myrcia revolutifolia</i> McVaugh	<i>Myrcia planifolia</i> McVaugh <i>Aulomyrcia crassifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pilantha</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pilantha</i> var. <i>grandiflora</i> O. Berg; <i>Aulomyrcia pilantha</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pilantha</i> var. <i>longifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pilantha</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia rufipes</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia rufipes</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia rufipes</i> var. <i>dives</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia rufipes</i> var. <i>grandiflora</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia rufipes</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia irwinii</i> Mattos & D.Legrand; <i>Myrcia rufipes</i> var. <i>dives</i> (O.Berg) N.Silveira; <i>Myrcia rufipes</i> var. <i>grandiflora</i> Kiaersk.; <i>Myrcia rufipes</i> var. <i>pilantha</i> (O.Berg) Kiaersk. <i>Aulomyrcia divaricata</i> O.Berg; <i>Myrcia divaricata</i> (O.Berg) Lemée; <i>Myrcia rufipila</i> var. <i>piresiana</i> Mattos.	
LC	Red List	<i>Myrcia rufipes</i> DC.		
LC	Red List	<i>Myrcia rufipila</i> McVaugh		
LC	Red List	<i>Myrcia ruiziana</i> (O.Berg) A.R.Lourenço & Parra-Os	<i>Calyptranthes ruiziana</i> O.Berg; <i>Chytraculia ruiziana</i> (O.Berg) Kuntze	
LC	Red List	<i>Myrcia rupta</i> M.L.Kawas. & B.K.Holst		
LC	Red List	<i>Myrcia salicifolia</i> DC.	<i>Aulomyrcia salicifolia</i> (DC.) O.Berg	
LC	Red List	<i>Myrcia saxatilis</i> (Amshoff) McVaugh	<i>Aulomyrcia saxatilis</i> Amshoff	
LC	Red List	<i>Myrcia scytophylla</i> (Diels) E.Lucas & C.E.Wils	<i>Marlierea scytophylla</i> Diels	
LC	Red List	<i>Myrcia servata</i> McVaugh	<i>Aulomyrcia costata</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia wulschlaegeliana</i> O.Berg; <i>Cumetea divaricata</i> (Lam.) Raf.; <i>Eugenia divaricata</i> Lam.; <i>Eugenia fallax</i> Rich.; <i>Eugenia laxiflora</i> Poir.; <i>Eugenia mikaniana</i> DC.; <i>Eugenia mollis</i> Willd. ex O.Berg; <i>Eugenia paniculiflora</i> Steud.; <i>Eugenia periplocifolia</i> Jacq.; <i>Myrcia acuminata</i> (Kunth) DC.; <i>Myrcia acuminata</i> var. <i>bullata</i> O.Berg; <i>Myrcia acuminata</i> var. <i>meridensis</i> O.Berg; <i>Myrcia acuminata</i> var. <i>peruviana</i> O.Berg; <i>Myrcia acuminata</i> var. <i>tovarensis</i> O.Berg; <i>Myrcia acutata</i> O.Berg; <i>Myrcia acutiloba</i> O.Berg; <i>Myrcia aguitensis</i> Gleason; <i>Myrcia alagoensis</i> O.Berg; <i>Myrcia alagoensis</i> var. <i>intermedia</i> O.Berg; <i>Myrcia alagoensis</i> var. <i>oblongata</i> O.Berg; <i>Myrcia alagoensis</i> var. <i>ovata</i> O.Berg; <i>Myrcia augustana</i> Kiaersk.; <i>Myrcia ayresiana</i> O.Berg; <i>Myrcia barrensis</i> O.Berg; <i>Myrcia belizensis</i> Lundell; <i>Myrcia berberis</i> DC.; <i>Myrcia berberis</i> Schauer; <i>Myrcia berberis</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia berberis</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia brachylopadia</i> Diels; <i>Myrcia bracteolaris</i> (Poir.) DC.; <i>Myrcia brandamii</i> O.Berg; <i>Myrcia catharinae</i>	
LC	Red List	<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.		CF

*O. Berg*; *Myrcia chilensis* *O. Berg*; *Myrcia ciarensis* *O. Berg*; *Myrcia communis* *O. Berg*; *Myrcia communis* var. *glabrata* *O. Berg*; *Myrcia communis* var. *latifolia* *O. Berg*; *Myrcia complicata* (Kunth) DC.; *Myrcia compressa* Gleason; *Myrcia corcovadensis* *O. Berg*; *Myrcia coroicensis* Rusby; *Myrcia costa-ricensis* *O. Berg*; *Myrcia costata* DC.; *Myrcia costata* var. *bahiensis* *O. Berg*; *Myrcia costata* var. *minensis* *O. Berg*; *Myrcia coumetoides* *O. Berg*; *Myrcia cucullata* *O. Berg*; *Myrcia dictyoneura* Diels; *Myrcia discolor* *O. Berg*; *Myrcia divaricata* (Lam.) DC.; *Myrcia elongata* *O. Berg*; *Myrcia elongata* var. *brunnea* *O. Berg*; *Myrcia elongata* var. *grandifolia* *O. Berg*; *Myrcia elongata* var. *ochracea* *O. Berg*; *Myrcia erythroxyton* *O. Berg*; *Myrcia erythroxyton* var. *caerulescens* *O. Berg*; *Myrcia fallax* (Rich.) DC.; *Myrcia formosiana* DC.; *Myrcia friburgensis* *O. Berg*; *Myrcia gardneriana* *O. Berg*; *Myrcia gracilis* *O. Berg*; *Myrcia gracilis* var. *opaca* *O. Berg*; *Myrcia gracilis* var. *prasina* *O. Berg*; *Myrcia gracilis* var. *sessiliflora* *O. Berg*; *Myrcia guajavifolia* *O. Berg*; *Myrcia guajavifolia* f. *grandifolia* Kiaersk.; *Myrcia guajavifolia* var. *bullata* *O. Berg*; *Myrcia guajavifolia* var. *impunctata* *O. Berg*; *Myrcia guajavifolia* var. *perforata* *O. Berg*; *Myrcia hayneana* DC.; *Myrcia hayneana* var. *paraensis* *O. Berg*; *Myrcia humboldtiana* DC.; *Myrcia humboldtiana* var. *caribaea* *O. Berg*; *Myrcia humboldtiana* var. *orinocensis* *O. Berg*; *Myrcia impressa* *O. Berg*; *Myrcia kegeliana* *O. Berg*; *Myrcia kegeliana* var. *angustifolia* *O. Berg*; *Myrcia kegeliana* var. *latifolia* *O. Berg*; *Myrcia kegeliana* var. *longifolia* *O. Berg*; *Myrcia kegeliana* var. *pendula* *O. Berg*; *Myrcia kegeliana* var. *vulgaris* *O. Berg*; *Myrcia klotzschiana* *O. Berg*; *Myrcia klotzschiana* var. *impellucida* *O. Berg*; *Myrcia kunthiana* Steud.; *Myrcia laevigata* *O. Berg*; *Myrcia laevigata* var. *brunnea* *O. Berg*; *Myrcia laevigata* var. *canescens* *O. Berg*; *Myrcia lamprosericea* Diels; *Myrcia langsdorffii* *O. Berg*; *Myrcia latifolia* *O. Berg*; *Myrcia lindeniana* *O. Berg*; *Myrcia longicaudata* Lundell; *Myrcia luetzelburgii* Burret ex Luetzelb.; *Myrcia macrophylla* DC.; *Myrcia magnoliifolia* DC.; *Myrcia magnoliifolia* var. *angustifolia* *O. Berg*; *Myrcia magnoliifolia* var. *latifolia* *O. Berg*; *Myrcia magnoliifolia* var. *parvifolia* *O. Berg*; *Myrcia martiana* *O. Berg*; *Myrcia martinicensis* Krug & Urb.; *Myrcia melanoclada* *O. Berg*; *Myrcia melanosticta* Kiaersk.; *Myrcia micrantha* *O. Berg*; *Myrcia mikaniana* (DC.) *O. Berg*; *Myrcia mikaniana* var. *angustifolia* *O. Berg*; *Myrcia mikaniana* var. *latifolia* *O. Berg*; *Myrcia negrensis* *O. Berg*; *Myrcia nitens* *O. Berg*; *Myrcia oerstediana* *O. Berg*; *Myrcia oocarpa* Cambess.; *Myrcia opaca* *O. Berg*; *Myrcia opaca* var. *angustifolia* *O. Berg*; *Myrcia opaca* var. *latifolia* *O. Berg*; *Myrcia oxyoentophylla* Kiaersk.; *Myrcia pellucida*

			<p><i>O.Berg; Myrcia phaeoclada O.Berg; Myrcia phaeoclada var. alagoensis O.Berg; Myrcia phaeoclada var. guyanensis O.Berg; Myrcia plicatocostata O.Berg; Myrcia pohliana O.Berg; Myrcia pseudomini DC.; Myrcia reticulata O.Berg; Myrcia riedeliana O.Berg; Myrcia riparia O.Berg; Myrcia rostrata DC.; Myrcia rostrata f. communis (O.Berg) D.Legrand; Myrcia rostrata f. flexuosa Soares-Silva; Myrcia rostrata f. gracilis (O.Berg) D.Legrand; Myrcia rostrata f. pseudomini (DC.) D.Legrand; Myrcia rostrata f. sericiflora (O.Berg) D.Legrand; Myrcia rostrata var. brunea Cambess.; Myrcia rufidula Schldl.; Myrcia rufula Miq.; Myrcia rufula var. martiana (O.Berg) Kiaersk.; Myrcia sartoriana O.Berg; Myrcia saxicola O.Berg; Myrcia saxicola var. grandifolia O.Berg; Myrcia schippii Lundell; Myrcia schuechiana O.Berg; Myrcia sellowiana O.Berg; Myrcia sellowiana var. bullata O.Berg; Myrcia sellowiana var. costata O.Berg; Myrcia sepiaria DC.; Myrcia sericea O.Berg; Myrcia sericiflora O.Berg; Myrcia sororia DC.; Myrcia splendens var. chrysocoma McVaugh; Myrcia splendens var. guantanamana Borhidi &amp; O.Muñiz; Myrcia splendens var. micropora O.Berg; Myrcia splendens var. obscura O.Berg; Myrcia splendens var. robustior Kuntze; Myrcia splendens var. splendens; Myrcia spruceana Kiaersk.; Myrcia spruceana O.Berg; Myrcia superba O.Berg; Myrcia tingens O.Berg; Myrcia velutina O.Berg; Myrcia velutina var. canescens O.Berg; Myrcia velutina var. ochracea O.Berg; Myrcia venezuelensis O.Berg; Myrcia ypanemensis O.Berg; Myrtus acuminata Kunth; Myrtus bracteolaris Poir.; Myrtus complicata Kunth; Myrtus deflexa Kunth; Myrtus polyantha Kunth; Myrtus splendens Sw.; Myrtus stoupii Spreng.</i></p>	
LC	Red List	<i>Myrcia strigipes Mart.</i>	<p><i>Marlierea spathulata O.Berg; Marlierea strigipes (Mart.); Marlierea tomentosa Cambess; Myrcia neotomentosa E.Lucas &amp; C.E.Wilson.</i></p>	UTP, CF
LC	Red List	<i>Myrcia subalpestris DC.</i>	<i>Aulomyrcia subalpestris (DC.) O.Berg</i>	
LC	Red List	<i>Myrcia subcordata DC.</i>	<i>Aulomyrcia subcordata (DC.) O.Berg; Calyptranthes cordata O.Berg; Chytraculia cordata (O.Berg) Kuntze</i>	
LC	Red List	<i>Myrcia subobliqua (O.Berg) Nied.</i>	<i>Aulomyrcia subobliqua O.Berg</i>	
LC	Red List	<i>Myrcia suborbicularis</i>		
LC	Red List	<i>Myrcia subsessilis O.Berg</i>	<i>Myrcia subsessilis var. ovalis O.Berg; Myrcia subsessilis var. subcordata O.Berg; Myrcia subsessilis var. subsessilis</i>	

LC	Red List	<i>Myrcia subulata</i> (McVaugh) E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea subulata</i> McVaugh	
LC	Red List	<i>Myrcia summa</i>		
LC	Red List	<i>Myrcia sylvatica</i> (G.Mey.) DC.	<i>Myrcia ambigua</i> DC.; <i>Myrcia ambigua</i> var. <i>dives</i> O.Berg; <i>Myrcia ambigua</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia ambigua</i> var. <i>multiflora</i> O.Berg; <i>Myrcia ambigua</i> var. <i>pauciflora</i> DC.; <i>Myrcia ambigua</i> var. <i>rostrata</i> O.Berg; <i>Myrcia ambigua</i> var. <i>sylvatica</i> (G.Mey.) O.Berg; <i>Myrtus lucida</i> L.; <i>Myrtus sylvatica</i> G.Mey.	
LC	CNC Flora	<i>Myrcia tijuensis</i> Kiaersk.	<i>Gomidesia tijuensis</i> (Kiaersk.) D.Legrand; <i>Gomidesia tijuensis</i> var. <i>flexuosa</i> Mattos & D.Legrand	
LC	Red List	<i>Myrcia tomentosa</i> (Aubl.) DC.	<i>Aguava tomentosa</i> (Aubl.) Raf.; <i>Aulomyrcia alloiota</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia alloiota</i> var. <i>cuneata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia alloiota</i> var. <i>obovata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia alloiota</i> var. <i>ovalis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia alloiota</i> var. <i>pyramidalis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia alloiota</i> var. <i>subcordata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia aureolanata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia capivarhyensis</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia confusa</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia curatellifolia</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia curatellifolia</i> var. <i>australis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia curatellifolia</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia curatellifolia</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia hirtiflora</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia lancea</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia lanuginosa</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia lanuginosa</i> var. <i>pyramidata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia leucantha</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia longipes</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia longipes</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia longipes</i> var. <i>obovata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia longipes</i> var. <i>spathulata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia prunifolia</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia prunifolia</i> var. <i>brevipes</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia prunifolia</i> var. <i>longipes</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia puberula</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia rosulans</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia spathulata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia tomentosa</i> (Aubl.) Amshoff; <i>Calyptromyrcia puberula</i> O.Berg; <i>Calyptromyrcia venosa</i> O.Berg; <i>Cumetea tomentosa</i> (Aubl.) Raf.; <i>Eugenia tomentosa</i> Aubl.; <i>Eugenia vallis</i> Standl.; <i>Myrcia alloiota</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia alloiota</i> var. <i>obovata</i> Kiaersk.; <i>Myrcia alloiota</i> var. <i>subcordata</i> (O. Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia alloiota</i> var. <i>subcordata</i> (O.Berg) N.Silveira; <i>Myrcia capivarhyensis</i> Cambess.; <i>Myrcia curatellifolia</i> DC.; <i>Myrcia curatellifolia</i> var. <i>grandifolia</i> Kiaersk.; <i>Myrcia curatellifolia</i> var. <i>parvifolia</i> Kiaersk.; <i>Myrcia floribunda</i> Miq.; <i>Myrcia hirtiflora</i> DC.; <i>Myrcia lancea</i> (O.Berg) Mattos; <i>Myrcia lanuginosa</i> (O.Berg) Nied.; <i>Myrcia leucantha</i> (O.Berg) N.Silveira; <i>Myrcia longipes</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia longipes</i> f. <i>obovata</i> Kiaersk.; <i>Myrcia marahanensis</i> Kiaersk.; <i>Myrcia</i>	CF

			<i>membranacea</i> Kiaersk.; <i>Myrcia piauiensis</i> O.Berg; <i>Myrcia pilosa</i> DC.; <i>Myrcia prunifolia</i> DC.; <i>Myrcia prunifolia</i> var. <i>angustior</i> DC.; <i>Myrcia prunifolia</i> var. <i>obovata</i> DC.; <i>Myrcia prunifolia</i> var. <i>ovata</i> DC.; <i>Myrcia puberula</i> Cambess.; <i>Myrcia rhodosepala</i> Kiaersk.; <i>Myrcia rosulans</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia spathulata</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia venosa</i> (O.Berg) Mattos; <i>Myrcia verruculata</i> S.Moore; <i>Myrcianthes puberula</i> (O.Berg) (O.Berg); <i>Myrtus aubletii</i> Spreng.
LC	Red List	<i>Myrcia tortuosa</i> (O.Berg) N.Silveira	<i>Aulomyrcia tortuosa</i> O.Berg
LC	Red List	<i>Myrcia uberavensis</i> O.Berg	<i>Myrcia uberavensis</i> var. <i>ovata</i> O.Berg; <i>Myrcia uberavensis</i> var. <i>rotundifolia</i> O.Berg
LC	Red List	<i>Myrcia umbraticola</i>	
LC	Red List	<i>Myrcia uniflora</i> Barb. Rodr.	
LC	Red List	<i>Myrcia variabilis</i> Mart. ex DC.	<i>Aulomyrcia variabilis</i> (Mart. ex DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia variabilis</i> var. <i>intermedia</i> Mart. ex O.Berg; <i>Aulomyrcia variabilis</i> var. <i>nummulaira</i> Mart. ex O.Berg; <i>Aulomyrcia variabilis</i> var. <i>ovatifolia</i> Mart. ex O.Berg; <i>Aulomyrcia variabilis</i> var. <i>suffruticosa</i> O.Berg; <i>Myrcia cordata</i> Cambess.; <i>Myrcia variabilis</i> var. <i>intermedia</i> Mart. ex DC.; <i>Myrcia variabilis</i> var. <i>nummularia</i> Mart. ex DC.; <i>Myrcia variabilis</i> var. <i>ovatilofia</i> Mart. ex DC. <i>Aulomyrcia andromedoides</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia castrensis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia dictyophleba</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia laureola</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia reticulata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia reticulata</i> var. <i>dives</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia reticulata</i> var. <i>pauciflora</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia riedeliana</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia rugosa</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sonderiana</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia venulosa</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia venulosa</i> var. <i>capoeirensis</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia venulosa</i> var. <i>ochracea</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia venulosa</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia venulosa</i> var. <i>rufa</i> O.Berg; <i>Myrcia andromedoides</i> Cambess.; <i>Myrcia carassana</i> Glaz.; <i>Myrcia castrensis</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrcia dictyophleba</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrcia laureola</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia melanosepala</i> Kiaersk.; <i>Myrcia oleifolia</i> Cambess.; <i>Myrcia pyrrhopilodes</i> Kiaersk.; <i>Myrcia rabeniana</i> Kiaersk.; <i>Myrcia rugosa</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia shirleyana</i> Mattos; <i>Myrcia sonderiana</i> (O.Berg) Mattos; <i>Myrcia venulosa</i> var. <i>capoeirensis</i> DC.; <i>Myrcia venulosa</i> var. <i>dives</i> (O.Berg) Soares-Silva; <i>Myrcia venulosa</i> var. <i>rufa</i> (O. Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia venulosa</i> var. <i>rufa</i> (O.Berg) N.Silveira <i>Aulomyrcia corymbiflora</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia linguaeformis</i> O. Berg;
LC	CNC Flora	<i>Myrcia venulosa</i> DC.	<i>Aulomyrcia linguiformis</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pachyclada</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pachyclada</i> var. <i>elliptica</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pachyclada</i> var.
LC	Red List	<i>Myrcia vestita</i> DC.	

			<i>prolifera</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia pachyclada</i> var. <i>spathulata</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia thyrsoflora</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia thyrsoflora</i> var. <i>lateriflora</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia thyrsoflora</i> var. <i>obtusifolia</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia thyrsoflora</i> var. <i>petiolaris</i> O.Berg		
			<i>Aulomyrcia vestita</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia vestita</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia vestita</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg; <i>Myrcia linguiformis</i> (O.Berg) N.Silveira; <i>Myrcia pachyclada</i> (O.Berg) N.Silveira; <i>Myrcia pachyclada</i> var. <i>prolifera</i> (O.Berg) N.Silveira; <i>Myrcia pachyclada</i> var. <i>spathulata</i> (O.Berg) N.Silveira; <i>Myrcia thyrsoflora</i> (O.Berg) Mattos; <i>Myrcia vestita</i> var. <i>grandifolia</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Myrcia vestita</i> var. <i>obtusifolia</i> DC.; <i>Myrcia vestita</i> var. <i>parvifolia</i> (O.Berg) Kiaersk.		
LC	CNC Flora	<i>Myrcianthes cisplatensis</i> (Cambess.) O.Berg	<i>Blepharocalyx ellipticus</i> (Hook. & Arn.) O.Berg; <i>Eugenia apiculata</i> (O.Berg) Nied.; <i>Eugenia cisplatensis</i> Cambess.; <i>Eugenia cisplatensis</i> var. <i>angustifolia</i> Lillo; <i>Eugenia cisplatensis</i> Arechav.; <i>Eugenia elliptica</i> Hook. & Arn.; <i>Luma cisplatensis</i> (Cambess.) Herter; <i>Myrcianthes apiculata</i> O.Berg; <i>Myrcianthes cisplatensis</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Myrtus elliptica</i> Arechav.		
LC	CNC Flora	<i>Myrciaria alagoana</i>			
LC	CNC Flora	<i>Myrciaria disticha</i> O.Berg	<i>Eugenia biseriata</i> Kiaersk.; <i>Myrciaria disticha</i> var. <i>disticha</i> ; <i>Myrciaria disticha</i> var. <i>fluminensis</i> O.Berg; <i>Eugenia divaricata</i> Benth.; <i>Eugenia grandiglandulosa</i> Kiaersk.; <i>Marlierea macedoi</i> D.Legrand; <i>Myrciaria caurensis</i> Steyerem.; <i>Myrciaria divaricata</i> (Benth.) O.Berg	UTP,CF	
LC	Red List	<i>Myrciaria dubia</i> (Kunth) McVaugh	<i>Myrciaria lanceolata</i> O.Berg; <i>Myrciaria lanceolata</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Myrciaria lanceolata</i> var. <i>glomerata</i> O.Berg; <i>Myrciaria lanceolata</i> var. <i>laxa</i> O.Berg; <i>Myrciaria obscura</i> O.Berg; <i>Myrciaria paraensis</i> O.Berg; <i>Myrciaria phillyraeoides</i> O.Berg; <i>Myrciaria riedeliana</i> O.Berg; <i>Myrciaria spruceana</i> O.Berg; <i>Myrtus phillyraeoides</i> (O.Berg) Willd. ex O.Berg; <i>Psidium dubium</i> Kunth	UTP, LFB, CF	
LC	Red List	<i>Myrciaria ferruginea</i> O.Berg			
LC	Red List	<i>Myrciaria floribunda</i> (H. West ex Willd.) O.Berg	<i>Acinodendron sellowianum</i> (O. Berg) Kuntze; <i>Calyptanthes floribunda</i> (H. West ex Willd.) Blume; <i>Caryophyllus floribundus</i> (H. West ex Willd.) Blume; <i>Eugenia asa-grayi</i> Krug & Urb.; <i>Eugenia ciliolata</i> Cambess.; <i>Eugenia floribunda</i> H. West ex Willd.; <i>Eugenia leucophloea</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Eugenia leucophloea</i> var. <i>warmingiana</i> Kiaersk.; <i>Eugenia maranhensis</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Eugenia maximiliana</i> DC.; <i>Eugenia oneillii</i> Lundell; <i>Eugenia polyneura</i> Urb.; <i>Eugenia protracta</i> Steud.; <i>Eugenia pycnoneura</i> Urb.; <i>Eugenia salzmännii</i> Benth.; <i>Marlierea</i>	UTP, EFBN, LFB, CF	UTP

*brachymischa* Kiaersk.; *Myrciaria amazonica* O.Berg; *Myrciaria arborea* D.Legrand; *Myrciaria arborea* var. *rostrata* Mattos; *Myrciaria axillaris* O.Berg; *Myrciaria ciliolata* (Cambess.) O.Berg; *Myrciaria ciliolata* var. *warmingiana* (Kiaersk.) Mattos; *Myrciaria ferruginea* O.Berg; *Myrciaria leucadendron* O.Berg; *Myrciaria leucophloea* O.Berg; *Myrciaria leucophloea* var. *conferta* O.Berg; *Myrciaria leucophloea* var. *laxa* O.Berg; *Myrciaria leucophloea* var. *warmingiana* (Kiaersk.) Mattos; *Myrciaria longicaudata* Lundell; *Myrciaria longipes* O.Berg; *Myrciaria longipes* var. *opaca* O.Berg; *Myrciaria longipes* var. *pellucida* O.Berg; *Myrciaria maragnanensis* O.Berg; *Myrciaria maranhensis* O.Berg; *Myrciaria maximiliana* (DC.) O.Berg; *Myrciaria mexicana* Lundell; *Myrciaria oneillii* (Lundell) I.M.Johnst.; *Myrciaria prasina* O.Berg; *Myrciaria protracta* (Steud.) O.Berg; *Myrciaria salzmännii* (Benth.) O.Berg; *Myrciaria schuechiana* O.Berg; *Myrciaria schuechiana* var. *deflexa* O.Berg; *Myrciaria schuechiana* var. *latifolia* O.Berg; *Myrciaria sellowiana* O.Berg; *Myrciaria splendens* O.Berg; *Myrciaria tenuiramis* O.Berg; *Myrciaria tolypantha* O.Berg; *Myrciaria tolypantha* var. *angustifolia* O.Berg; *Myrciaria tolypantha* var. *latifolia* O.Berg; *Myrciaria uliginosa* O.Berg; *Myrciaria verticillata* O.Berg; *Myrtus floribunda* (H.West ex Willd.) Spreng.; *Myrtus micrantha* Nees & Mart.; *Myrtus verticillata* Salzm. ex O.Berg; *Paramyrciaria ciliolata* (Cambess.) Rotman; *Plinia acutissima* Urb.; *Plinia asa-grayi* (Krug & Urb.) Urb.; *Plinia formosa* Urb.; *Siphoneugena cantareirae* Mattos; *Siphoneugena micrantha* Kausel

LC	Red List	<i>Myrciaria glanduliflora</i> (Kiaersk.) Mattos & D.Legrand	<i>Eugenia glanduliflora</i> Kiaersk.		
LC	Red List	<i>Myrciaria glazioviana</i> (Kiaersk.) G.M.Barroso ex Sobral	<i>Eugenia cabelludo</i> var. <i>glazioviana</i> Kiaersk.; <i>Paramyrciaria glazioviana</i> (Kiaersk.) Sobral	UTP, LFB, CF	UTP
LC	CNC Flora	<i>Myrciaria glomerata</i> O.Berg	<i>Eugenia cabelludo</i> Kiaersk.; <i>Marlierea antrocola</i> Kiaersk.; <i>Paramyrciaria glomerata</i> (O.Berg) Sobral; <i>Plinia glomerata</i> (O.Berg) Amshoff	UTP, LFB	
LC	Red List	<i>Myrciaria guaquiea</i> (Kiaersk.) Mattos & D.Legrand	<i>Eugenia guaquiea</i> Kiaersk.; <i>Paramyrciaria guaquiea</i> (Kiaersk.) Sobral	UTP,LFB,CF	
LC	Red List	<i>Myrciaria leucadendron</i> O.Berg			
LC	Red List	<i>Myrciaria pilosa</i> Sobral & Couto		LFB, CF	

LC	Red List	<i>Myrciaria strigipes</i> O.Berg	<i>Myrciaria strigipes</i> var. <i>longifolia</i> O.Berg; <i>Paramyrciaria strigipes</i> (O.Berg) Sobral; <i>Plinia strigipes</i> (O.Berg) Sobral	UTP,LFB,CF
LC	Red List	<i>Myrciaria vismifolia</i>		
LC	Red List	<i>Myrrhinium atropurpureum</i> Schott	<i>Felicianea rubriflora</i> Cambess.; <i>Myrrhinium atropurpureum</i> var. <i>atropurpureum</i>	
LC	Red List	<i>Myrteola nummularia</i> (Lam.) O.Berg	<i>Cluacena vaccinioides</i> (Kunth) Raf.; <i>Eugenia humifusa</i> Phil.; <i>Eugenia leucomyrtillus</i> (Griseb.) Phil.; <i>Myrteola barneoudii</i> (O.Berg) O.Berg; <i>Myrteola barneoudii</i> var. <i>humifusa</i> (Phil.) Reiche; <i>Myrteola bullata</i> O.Berg; <i>Myrteola bullata</i> var. <i>pentamera</i> O.Berg; <i>Myrteola bullata</i> var. <i>tetramera</i> O.Berg; <i>Myrteola humifusa</i> (Phil.) O.Berg; <i>Myrteola leucomyrtillus</i> (Griseb.) Reiche; <i>Myrteola nannophylla</i> Burret; <i>Myrteola nummularia</i> var. <i>barneoudii</i> (O.Berg) Kausel; <i>Myrteola nummularia</i> var. <i>nummularia</i> ; <i>Myrteola nummularia</i> var. <i>repens</i> (Phil.) Reiche; <i>Myrteola oxycoccoides</i> (Benth.) O.Berg; <i>Myrteola philippii</i> O.Berg; <i>Myrteola repens</i> (Phil.) O.Berg; <i>Myrteola vaccinioides</i> (Kunth) O.Berg; <i>Myrteola vaccinioides</i> var. <i>carabaya</i> McVaugh; <i>Myrteola vaccinioides</i> var. <i>vaccinioides</i> ; <i>Myrtus barneoudii</i> O.Berg; <i>Myrtus humifusa</i> (Phil.) Reiche; <i>Myrtus leucomyrtillus</i> Griseb.; <i>Myrtus leucomyrtus</i> Griseb. ex Phil.; <i>Myrtus nummularia</i> Barnéoud; <i>Myrtus nummularia</i> Lam.; <i>Myrtus nummularia</i> var. <i>major</i> Hook.f.; <i>Myrtus oxycoccoides</i> Benth.; <i>Myrtus repens</i> Phil.; <i>Myrtus vaccinioides</i> Kunth; <i>Orestion vaccinioides</i> Kunze ex O.Berg	PFAF
LC	CNC Flora	<i>Neomitranthes gemballae</i> (D.Legrand) D.Legrand	<i>Mitranthes gemballae</i> D.Legrand	UTP
LC	CNC Flora		<i>Neomitranthes glomerata</i> (D. Legrand) D. Legrand	CF
LC	Red List	<i>Neomitranthes obscura</i> (DC.) N.Silveira	<i>Calyptranthes axillaris</i> O.Berg; <i>Calyptranthes maschalantha</i> O.Berg; <i>Calyptranthes maschalantha</i> var. <i>rotundifolia</i> O.Berg; <i>Calyptranthes obscura</i> DC.; <i>Calyptranthes obscura</i> Mart.; <i>Calyptranthes obscura</i> var. <i>fluminensis</i> O.Berg; <i>Calyptranthes tuberculata</i> O.Berg; <i>Chytraculia axillaris</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Chytraculia maschalantha</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Chytraculia obscura</i> (DC.) Kuntze; <i>Chytraculia tuberculata</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Mitranthes obscura</i> (DC.) D.Legrand; <i>Myrciaria perforata</i> O.Berg; <i>Myrciaria tolypantha</i> var. <i>pubescens</i> O.Berg; <i>Neomitranthes nitida</i> Mattos; <i>Neomitranthes wilsoniana</i> Mattos	UTP,LFB,CF
LC	Red List	<i>Neomitranthes warmingiana</i> (Kiaersk.) Mattos	<i>Calyptranthes warmingiana</i> Kiaersk.; <i>Mitranthes dusenii</i> Kausel; <i>Mitranthes hoehnei</i> Burret; <i>Mitranthes warmingiana</i> (Kiaersk.) Burret; <i>Neomitranthes hoehnei</i> (Burret) Mattos	

LC	Red List	<i>Plinia cauliflora</i> (Mart.) Kausel	<i>Eugenia cauliflora</i> (Mart.) DC.; <i>Eugenia jaboticaba</i> (Vell.) Kiaersk.; <i>Myrcia jaboticaba</i> (Vell.) Baill.; <i>Myrciaria cauliflora</i> (Mart.) O.Berg; <i>Myrciaria jaboticaba</i> (Vell.) O.Berg; <i>Myrtus cauliflora</i> Mart.; <i>Myrtus jaboticaba</i> Vell.; <i>Plinia jaboticaba</i> (Vell.) Kausel	PFAF, UTP, LFB, CF	
LC	Red List	<i>Plinia rivularis</i> (Cambess.) Rotman	<i>Eugenia hagendorffii</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Eugenia rivularis</i> Cambess.; <i>Eugenia variifolia</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Myrcia granulata</i> R.O.Williams; <i>Myrcia silvatica</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Myrciaria baporeti</i> D.Legrand; <i>Myrciaria hagendorffii</i> O.Berg; <i>Myrciaria rivularis</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Myrciaria rivularis</i> var. <i>baporeti</i> (D.Legrand) D.Legrand; <i>Myrciariopsis baporeti</i> (D.Legrand) Kausel; <i>Plinia baporeti</i> (D.Legrand) Rotman; <i>Siphoneugena baporeti</i> (D.Legrand) Kausel; <i>Siphoneugena legrandii</i> Mattos & N.Silveira	UTP, CF	
LC	Red List	<i>Psidium acutangulum</i> Mart. ex DC.	<i>Britoa acida</i> (DC.) O.Berg; <i>Guajava acutangula</i> (Mart. ex DC.) Kuntze; <i>Psidium acidum</i> Mart. ex O.Berg; <i>Psidium acutangulum</i> var. <i>acidum</i> DC.; <i>Psidium acutangulum</i> var. <i>crassirame</i> O.Berg; <i>Psidium acutangulum</i> var. <i>oblongatum</i> Mattos; <i>Psidium acutangulum</i> var. <i>tenuirame</i> O.Berg; <i>Psidium grandiflorum</i> Ruiz & Pav.; <i>Psidium persoonii</i> McVaugh	UTP, LFB, CF	
LC	Red List	<i>Psidium amplexicaule</i> Pers.	<i>Guajava amplexicaulis</i> (Pers.) Kuntze; <i>Psidium cordatum</i> Sims		
LC	Red List	<i>Psidium appendiculatum</i> Kiaersk.			
LC	Red List	<i>Psidium australe</i> Cambess.	<i>Guajava anceps</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Guajava australis</i> (Cambess.) Kuntze; <i>Psidium anceps</i> O.Berg; <i>Psidium australe</i> var. <i>australe</i> ; <i>Psidium emilhasslerianum</i> Barb. Rodr.; <i>Psidium mucronatum</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Psidium piribebuiense</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Psidium submetrale</i> McVaugh; <i>Psidium triphyllum</i> Barb.Rodr.	LFB, CF	EFBC
LC	Red List	<i>Psidium brownianum</i> Mart. ex DC.	<i>Chytraculia browniana</i> (Mart. ex DC.) Kuntze; <i>Guajava macahensis</i> (O. Berg) Kuntze; <i>Guajava moritziana</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Mitranthes browniana</i> (Mart. ex DC.) O.Berg; <i>Mitranthes brownianum</i> (DC.) O. Berg; <i>Mitropsidium brownianum</i> (Mart. ex DC.) Burret; <i>Psidium macahense</i> O.Berg; <i>Psidium moritzianum</i> O.Berg	CF	
LC	Red List	<i>Psidium densicomum</i> Mart. ex DC.	<i>Guajava densicoma</i> (Mart. ex DC.) Kuntze; <i>Guajava ovatifolia</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Psidium densicomum</i> Mart.; <i>Psidium ovatifolium</i> O.Berg; <i>Psidium ovatifolium</i> var. <i>glabrum</i> Amshoff		
LC	CNC Flora	<i>Psidium firmum</i> O.Berg	<i>Guajava firma</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Myrtus grandifolia</i> O.Berg; <i>Psidium firmum</i> var. <i>subcordatum</i> O.Berg; <i>Psidium grandifolium</i> (O.Berg) Burret; <i>Psidium macedoi</i> Kausel; <i>Psidium minense</i> Mattos	UTP, LFB, CF, EFBC	EFBC
LC	CNC Flora	<i>Psidium grandifolium</i> Mart. ex DC.	<i>Guajava cinerea</i> (Mart. ex DC.) Kuntze; <i>Guajava grandifolia</i> (Mart. ex DC.) Kuntze; <i>Guajava incanescens</i> (Mart. ex DC.) Kuntze; <i>Guajava lactea</i>	LFB, CF	

			( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava microcarpa</i> (Cambess.) Kuntze; <i>Guajava radicans</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava riedeliana</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava rubescens</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava sericea</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Psidium albidum</i> Miq.; <i>Psidium apaense</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Psidium cinereum</i> Mart. ex DC.; <i>Psidium cinereum</i> var. <i>angustifolium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium cinereum</i> var. <i>brevipes</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium cinereum</i> var. <i>grandifolium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium cinereum</i> var. <i>incanescens</i> (Mart. ex DC.) D.Legrand; <i>Psidium cinereum</i> var. <i>intermedium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium cinereum</i> var. <i>paraguariae</i> D.Legrand; <i>Psidium eriophyllum</i> Barb.Rodr.; <i>Psidium grandifolium</i> var. <i>albidum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium grandifolium</i> var. <i>heterophyllum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium grandifolium</i> var. <i>incanescens</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium grandifolium</i> var. <i>intermedium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium grandifolium</i> var. <i>parvifolium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium grandifolium</i> var. <i>tenuinerve</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium grandifolium</i> var. <i>ternatifolium</i> (Cambess.) <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium incanescens</i> Mart. ex DC.; <i>Psidium incanescens</i> var. <i>cuneatum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium incanescens</i> var. <i>parvifolium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium incanescens</i> var. <i>rotundifolium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium lacteum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium lanatum</i> Barb.Rodr.; <i>Psidium microcarpum</i> Cambess.; <i>Psidium paraguayense</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Psidium psychrophyllum</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Psidium radicans</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium riedelianum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium rubescens</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium sericeum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium spodophyllum</i> Barb.Rodr.; <i>Psidium ternatifolium</i> Cambess.; <i>Psidium yacaense</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.		
LC	Red List	<i>Psidium guajava</i> L.	<i>Guajava pumila</i> (Vahl) Kuntze; <i>Guajava pyrifer</i> (L.) Kuntze; <i>Myrtus guajava</i> (L.) Kuntze; <i>Myrtus guajava</i> var. <i>pyrifer</i> (L.) Kuntze; <i>Psidium angustifolium</i> Lam.; <i>Psidium aromaticum</i> Blanco; <i>Psidium cujavillus</i> Burm.f.; <i>Psidium cujavus</i> L.; <i>Psidium fragrans</i> Macfad.; <i>Psidium guajava</i> var. <i>cujavillum</i> (Burm.f.) Krug & Urb.; <i>Psidium guajava</i> var. <i>guajava</i> ; <i>Psidium guajava</i> var. <i>minor</i> Mattos; <i>Psidium guava</i> Griseb.; <i>Psidium igatemyense</i> Barb.Rodr.; <i>Psidium igatemyensis</i> Barb. Rodr.; <i>Psidium intermedium</i> Zipp. ex Blume; <i>Psidium pomiferum</i> L.; <i>Psidium pomiferum</i> var. <i>sapidissimum</i> (Jacq.) DC.; <i>Psidium prostratum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium pumilum</i> Vahl; <i>Psidium pumilum</i> var. <i>guadalupense</i> DC.; <i>Psidium pyriferum</i> L.; <i>Psidium pyriferum</i> var. <i>glabrum</i> Benth.; <i>Psidium sapidissimum</i> Jacq.; <i>Psidium vulgare</i> Rich.; <i>Syzygium ellipticum</i> K.Schum. & Lauterb.	PFAF, UTP,LFB,CF, CRC	PFAF, UTP
LC	Red List	<i>Psidium guineense</i> Sw.	<i>Campomanesia multiflora</i> (Cambess.) <i>O.Berg</i> ; <i>Campomanesia tomentosa</i> Kunth; <i>Eugenia hauthalii</i> (Kuntze) K. Sch.; <i>Eugenia hauthalii</i> (Kuntze) K.Schum.; <i>Guajava albida</i> (Cambess.) Kuntze; <i>Guajava benthamiana</i>	LFB, CF, UTP, EFBC	UTP, EFBC

			( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava costa-ricensis</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava guineensis</i> ( <i>Sw.</i> ) Kuntze; <i>Guajava laurifolia</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava mollis</i> ( <i>Bertol.</i> ) Kuntze; <i>Guajava multiflora</i> ( <i>Cambess.</i> ) Kuntze; <i>Guajava ooidea</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava polycarpa</i> ( <i>Lamb.</i> ) Kuntze; <i>Guajava schiedeana</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava ypanemense</i> ( <i>O. Berg</i> ) Kuntze; <i>Guajava ypanemensis</i> ( <i>O.Berg</i> ) Kuntze; <i>Mosiera guineensis</i> ( <i>Sw.</i> ) Bisse; <i>Myrtus guineensis</i> ( <i>Sw.</i> ) Kuntze; <i>Myrtus hauthalii</i> Kuntze; <i>Psidium albidum</i> <i>Cambess.</i> ; <i>Psidium araca</i> <i>Raddi</i> ; <i>Psidium araca</i> var. <i>sampaionis</i> <i>Herter</i> ; <i>Psidium benthamianum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium campicolum</i> <i>Barb.Rodr.</i> ; <i>Psidium chrysobalanoides</i> <i>Standl.</i> ; <i>Psidium costa-ricense</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium dichotomum</i> <i>Weinm.</i> ; <i>Psidium jollyanum</i> <i>A.Chev.</i> ; <i>Psidium laurifolium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium lehmannii</i> <i>Diels</i> ; <i>Psidium minus</i> <i>Mart. ex DC.</i> ; <i>Psidium molle</i> <i>Bertol.</i> ; <i>Psidium molle</i> var. <i>gracile</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium molle</i> var. <i>robustum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium monticola</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium monticola</i> var. <i>gracile</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium monticola</i> var. <i>robustum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium multiflorum</i> <i>Cambess.</i> ; <i>Psidium ooideum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium ooideum</i> var. <i>grandifolium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium ooideum</i> var. <i>intermedium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium ooideum</i> var. <i>longipedunculatum</i> <i>Rusby</i> ; <i>Psidium ooideum</i> var. <i>parvifolium</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium polycarpon</i> <i>Lamb.</i> ; <i>Psidium popenoei</i> <i>Standl.</i> ; <i>Psidium rotundifolium</i> <i>Standl.</i> ; <i>Psidium rufinervum</i> <i>Barb.Rodr.</i> ; <i>Psidium schiedeana</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium schippii</i> <i>Standl.</i> ; <i>Psidium sericiflorum</i> <i>Benth.</i> ; <i>Psidium ypanemense</i> <i>O.Berg</i> <i>Guajava fluviatilis</i> <i>Kuntze</i> ; <i>Guajava richardiana</i> ( <i>O.Berg</i> ) <i>Kuntze</i> ; <i>Guajava sprucei</i> ( <i>O.Berg</i> ) <i>Kuntze</i> ; <i>Guajava umbrosa</i> ( <i>O.Berg</i> ) <i>Kuntze</i> ; <i>Psidium fluviatile</i> <i>Rich. ex DC.</i> ; <i>Psidium guyanense</i> var. <i>amplexicaule</i> <i>Pers.</i> ; <i>Psidium richardianum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium sprucei</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium umbrosum</i> <i>O.Berg</i>		
LC	Red List	<i>Psidium guyanense</i> <i>Pers.</i>		EFBC, CF	
LC	CNC Flora	<i>Psidium longipetiolatum</i> <i>D.Legrand</i>		LFB, CF	
LC	Red List	<i>Psidium myrsinites</i> <i>DC.</i>	<i>Guajava gardneriana</i> ( <i>O.Berg</i> ) <i>Kuntze</i> ; <i>Guajava myrsinites</i> ( <i>DC.</i> ) <i>Kuntze</i> ; <i>Psidium gardnerianum</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Psidium malmei</i> <i>Kausel</i> <i>Calyptranthes eugenioides</i> <i>Cambess.</i> ; <i>Chytraculia eugenioides</i> ( <i>Cambess.</i> ) <i>Kuntze</i> ; <i>Guajava oligosperma</i> ( <i>Mart. ex DC.</i> ) <i>Kuntze</i> ; <i>Mitranthes eugenioides</i> ( <i>Cambess.</i> ) <i>O.Berg</i> ; <i>Mitranthes eugenioides</i> var. <i>oblongifolia</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Mitranthes eugenioides</i> var. <i>ovata</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Mitropsidium eugenioides</i> ( <i>Cambess.</i> ) <i>Burret</i> ; <i>Mitropsidium oligospermum</i> ( <i>Mart. ex DC.</i> ) <i>Burret</i>	EFBC	EFBC
LC	Red List	<i>Psidium oligospermum</i> <i>Mart. ex DC.</i>		LFB, CF	
LC	CNC Flora	<i>Psidium ovale</i> ( <i>Spreng.</i> ) <i>Burret</i>	<i>Eugenia brunnea</i> <i>Nied.</i> ; <i>Myrcianthes brunnea</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Myrcianthes brunnea</i> var. <i>grandifolia</i> <i>O.Berg</i> ; <i>Myrtus ovalis</i> <i>Spreng.</i> ; <i>Psidium</i>	CF	

LC	Red List	<i>Psidium robustum</i> O.Berg	<i>hagelundianum</i> Mattos; <i>Psidium hatschbachii</i> D.Legrand; <i>Psidium imaruinense</i> Mattos; <i>Psidium spathulatum</i> Mattos <i>Guajava robusta</i> (O.Berg) Kuntze	CF	
LC	Red List	<i>Psidium salutare</i> (Kunth) O.Berg	<i>Calycolpus parviflorus</i> Sagot; <i>Eugenia guayavillo</i> Benth.; <i>Guajava ciliata</i> (Benth.) Kuntze; <i>Guajava guajabita</i> (A.Rich.) Kuntze; <i>Guajava lanceolata</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Guajava oerstediana</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Guajava salutaris</i> (Kunth) Kuntze; <i>Mosiera sagrae</i> (O.Berg) Bisse; <i>Myrtus arayan</i> Kunth; <i>Myrtus blanchetiana</i> O.Berg; <i>Myrtus hassleriana</i> Barb.Rodr.; <i>Myrtus rigida</i> O.Berg; <i>Myrtus sagrae</i> O.Berg; <i>Myrtus salutaris</i> Kunth; <i>Pseudocaryophyllus seemannii</i> Triana ex Hemsl.; <i>Psidium arayan</i> (Kunth) Burret; <i>Psidium barbosanum</i> Burret; <i>Psidium blanchetianum</i> (O.Berg) Burret; <i>Psidium chiapasense</i> Lundell; <i>Psidium ciliatum</i> Benth.; <i>Psidium deltosepalum</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Psidium gentlei</i> Lundell; <i>Psidium guayabita</i> A.Rich.; <i>Psidium guayabita</i> var. <i>angustifolium</i> Griseb.; <i>Psidium guayabita</i> var. <i>oblongatum</i> Griseb.; <i>Psidium lanceolatum</i> O.Berg; <i>Psidium lanceolatum</i> var. <i>grandifolium</i> O.Berg; <i>Psidium oerstedianum</i> O.Berg; <i>Psidium rigidum</i> Burret; <i>Psidium salutare</i> var. <i>laxum</i> O.Berg; <i>Psidium salutare</i> var. <i>salutare</i> ; <i>Psidium salutare</i> var. <i>subalternum</i> O.Berg; <i>Psidium valenzuelense</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl. <i>Calycorectes protractus</i> Griseb.; <i>Calyptranthes sartoriana</i> (O. Berg) Kuntze; <i>Calyptranthes tonduzii</i> Donn.Sm.; <i>Calyptropsidium sartorianum</i> (O.Berg) Krug & Urb.; <i>Chytraculia sartoriana</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Mitranthes sartoriana</i> O.Berg; <i>Mitropsidium oblanceolatum</i> Burret; <i>Mitropsidium pittieri</i> Burret; <i>Mitropsidium sartorianum</i> (O.Berg) Burret; <i>Psidium ciliatum</i> O.Berg; <i>Psidium microphyllum</i> Britton; <i>Psidium minutiflorum</i> Amshoff; <i>Psidium molinae</i> Amshoff; <i>Psidium protractum</i> (Griseb.) Lundell; <i>Psidium sartorianum</i> var. <i>yucatanense</i> McVaugh; <i>Psidium socorrense</i> I.M.Johnst.; <i>Psidium solisii</i> Standl.; <i>Psidium yucatanense</i> Lundell	UTP, LFB, CF	
LC	CNC Flora	<i>Psidium sartorianum</i> (O.Berg) Nied.		UTP, CF, CRC	UTP
LC	Red List	<i>Psidium schenckianum</i> Kiaersk.	<i>Guajava aquatica</i> (Benth.) Kuntze; <i>Guajava leptoclada</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Guajava parviflora</i> (Benth.) Kuntze; <i>Guajava persicifolia</i> (O.Berg) Kuntze; <i>Guajava striatula</i> (DC.) Kuntze; <i>Guajava turbiniflora</i> (Mart. ex DC.) Kuntze; <i>Myrtus striatula</i> (DC.) Kuntze; <i>Psidium aquaticum</i> Benth.; <i>Psidium aquaticum</i> var. <i>triflorum</i> O.Berg; <i>Psidium aquaticum</i> var. <i>uniflorum</i> O.Berg; <i>Psidium leptocladum</i> O.Berg; <i>Psidium parviflorum</i> Benth.; <i>Psidium parviflorum</i> var. <i>coppenamense</i> Amshoff; <i>Psidium parviflorum</i> var. <i>planifolium</i> Krug & Urb.; <i>Psidium parviflorum</i> var. <i>saramaccense</i>		
LC	Red List	<i>Psidium striatulum</i> DC.		LFB, CF	

LC	Red List	<i>Siphoneugena crassifolia</i> (DC.) Proença & Sobral	<i>Amshoff</i> ; <i>Psidium parvifolium</i> var. <i>planifolium</i> Krug & Urb.; <i>Psidium persicifolium</i> O.Berg; <i>Psidium striatulum</i> var. <i>australe</i> O.Berg; <i>Psidium striatulum</i> var. <i>paranense</i> O.Berg; <i>Psidium turbiniflorum</i> Mart. ex DC. <i>Calycorectes widgrenianus</i> (O.Berg) Nied.; <i>Eugenia crassifolia</i> DC.; <i>Eugenia widgreniana</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Mitranthes pubescens</i> Burret; <i>Mitranthes widgreniana</i> (O.Berg) Burret; <i>Siphoneugena widgreniana</i> O.Berg	UTP
LC	CNC Flora	<i>Siphoneugena reitzii</i> D.Legrand	<i>Siphoneugena boraceiensis</i> Mattos & N.Silveira; <i>Siphoneugena dusenii</i> Kausel; <i>Siphoneugena gomesiana</i> Mattos <i>Eugenia friedrichsthalii</i> (O.Berg) Hemsl.; <i>Eugenia warscewiczii</i> (O. Berg) Hemsl.; <i>Eugenia warszewiczii</i> (O.Berg) Hemsl.; <i>Myrtus friedrichsthalii</i> (O. Berg) Donn. Sm.; <i>Myrtus friedrichsthalii</i> (O.Berg) Donn.Sm. & Standl.; <i>Myrtus friedrichsthalii</i> var. <i>brevipes</i> Donn.Sm.; <i>Myrtus matudae</i> Lundell; <i>Myrtus montana</i> Benth.; <i>Myrtus myricoides</i> Kunth; <i>Myrtus myricoides</i> var. <i>roraimensis</i> (N.E.Br.) Steyerl.; <i>Myrtus myricoides</i> var. <i>stenophylla</i> (Oliv. ex Thurn) Steyerl.; <i>Myrtus myricoides</i> var. <i>turumiquirensis</i> Steyerl.; <i>Myrtus oerstedii</i> (O.Berg) Hemsl.; <i>Myrtus roraimensis</i> N.E.Br.; <i>Myrtus stenophylla</i> Oliv. ex Thurn; <i>Ugni angustifolia</i> Burret; <i>Ugni disterigmoides</i> Ant.Molina; <i>Ugni friedrichsthalii</i> O.Berg; <i>Ugni friedrichsthalii</i> var. <i>brevipes</i> O.Berg; <i>Ugni friedrichsthalii</i> var. <i>friedrichsthalii</i> ; <i>Ugni friedrichsthalii</i> var. <i>longipes</i> O.Berg; <i>Ugni montana</i> (Benth.) O.Berg; <i>Ugni myricoides</i> f. <i>bifaria</i> McVaugh; <i>Ugni myricoides</i> f. <i>grossa</i> McVaugh; <i>Ugni myricoides</i> f. <i>oligandra</i> McVaugh; <i>Ugni myricoides</i> f. <i>stenophylla</i> (Oliv. ex Thurn) McVaugh; <i>Ugni myricoides</i> var. <i>longipes</i> (O.Berg) McVaugh; <i>Ugni myricoides</i> var. <i>oerstedii</i> (O.Berg) McVaugh; <i>Ugni myricoides</i> var. <i>roraimensis</i> (N.E.Br.) McVaugh; <i>Ugni oerstedii</i> O.Berg; <i>Ugni roraimensis</i> (N.E.Br.) Burret; <i>Ugni stenophylla</i> (Oliv. ex Thurn) Burret; <i>Ugni vaccinioides</i> Burret; <i>Ugni warscewiczii</i> O.Berg	
LC	Red List	<i>Ugni myricoides</i> (Kunth) O.Berg		
NT	CNC Flora	<i>Calypttranthes rubella</i> (O.Berg) D.Legrand	<i>Calypttranthes variabilis</i> var. <i>rubella</i> O.Berg	SC
NT	Red List	<i>Campomanesia reitziana</i> D.Legrand		CF, SC
NT	Red List	<i>Campomanesia simulans</i> M.L.Kawas.		CF
NT	CNC Flora	<i>Eugenia dimorpha</i> O.Berg	<i>Eugenia dimorpha</i> var. <i>australis</i> Mattos; <i>Eugenia dimorpha</i> var. <i>oeidocarpa</i> (O.Berg) Mattos; <i>Eugenia oeidocarpa</i> O.Berg; <i>Luma dimorpha</i> (O.Berg) Herter	SC
NT	Red List	<i>Eugenia excoriata</i> O.Berg		

NT	Red List	<i>Eugenia pauciflora</i> DC.			
NT	Red List	<i>Eugenia plicatocostata</i> O.Berg		CF	
NT	CNC Flora	<i>Marlierea sucrei</i> G.M.Barroso & Peixoto			
NT	Red List	<i>Myrceugenia miersiana</i> (Gardner) D.Legrand & Kausel	<i>Eugenia miersiana</i> Gardner; <i>Eugenia miersiana</i> var. <i>costata</i> O.Berg; <i>Eugenia miersiana</i> var. <i>glomerata</i> O.Berg; <i>Eugenia miersiana</i> var. <i>membranacea</i> O.Berg; <i>Eugenia miersiana</i> var. <i>venosa</i> O.Berg; <i>Luma</i> <i>brevipes</i> Burret; <i>Luma filibracteata</i> Burret; <i>Luma fuscovelutina</i> Burret; <i>Luma miersiana</i> (Gardner) Burret; <i>Myrceugenia brevipes</i> (Burret) D.Legrand & Kausel; <i>Myrceugenia filibracteata</i> (Burret) D.Legrand; <i>Myrceugenia fuscovelutina</i> (Burret) D.Legrand & Kausel; <i>Myrceugenia</i> <i>miersiana</i> var. <i>venosa</i> (O. Berg) Legrand & Klein; <i>Myrceugenia nothorufa</i> var. <i>venosa</i> D.Legrand <i>Eugenia acrophylla</i> O.Berg; <i>Eugenia complanata</i> Gardner; <i>Eugenia</i> <i>estrellensis</i> O.Berg; <i>Eugenia humilis</i> Vell.; <i>Eugenia hypericifolia</i> Gardner; <i>Eugenia myrcioides</i> Cambess.; <i>Eugenia obtusiflora</i> Kiaersk.; <i>Luma</i> <i>acrophylla</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma estrellensis</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma</i> <i>myrcioides</i> (Cambess.) Burret; <i>Luma obtusiflora</i> (Kiaersk.) Burret; <i>Luma</i> <i>ulei</i> Burret; <i>Myrceugenia acrophylla</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrceugenia</i> <i>acrophylla</i> var. <i>ulei</i> (Burret) D.Legrand; <i>Myrceugenia estrellensis</i> (O.Berg) D.Legrand & Kausel; <i>Myrceugenia ferreira-limana</i> R.M.Klein & D.Legrand; <i>Myrceugenia myrcioides</i> var. <i>acrophylla</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrceugenia myrcioides</i> var. <i>hypericifolia</i> (Gardner) D.Legrand; <i>Myrceugenia myrcioides</i> var. <i>loefgreniana</i> Mattos; <i>Myrceugenia</i> <i>myrcioides</i> var. <i>myrcioides</i> ; <i>Myrceugenia myrcioides</i> var. <i>paranensis</i> D.Legrand; <i>Myrceugenia myrcioides</i> var. <i>ulei</i> (Burret) D.Legrand; <i>Myrceugenia paranaguensis</i> Mattos	UTP, CF	SC
NT	Red List	<i>Myrceugenia</i> <i>myrcioides</i> (Cambess.) O.Berg			SC
NT	CNC Flora	<i>Myrceugenia reitzii</i> D.Legrand & Kausel			
NT	Red List	<i>Myrcia cardiaca</i> O.Berg			
NT	Red List	<i>Myrcia ehrenbergiana</i> (O.Berg) McVaugh	<i>Aulomyrcia ehrenbergiana</i> (O.Berg) Amshoff; <i>Myrciaria ehrenbergiana</i> O.Berg		
NT	CNC Flora	<i>Myrcia flagellaris</i> (D.Legrand) Mattos	<i>Gomidesia flagellaris</i> D.Legrand		
NT	Red List	<i>Myrcia glabra</i> (O.Berg) D.Legrand	<i>Aulomyrcia glabra</i> O.Berg; <i>Myrcia citrifolia</i> D.Legrand		SC
NT	Red List	<i>Myrcia lanuginosa</i> O.Berg			

NT	CNC Flora	<i>Myrcia polyantha</i> DC.	<i>Aulomyrcia polyantha</i> (DC.) O.Berg; <i>Aulomyrcia polyantha</i> var. <i>coriacea</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia polyantha</i> var. <i>membranacea</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia polyantha</i> var. <i>parviflora</i> O.Berg; <i>Myrcia polyantha</i> var. <i>brasiliensis</i> O.Berg; <i>Myrcia polyantha</i> var. <i>orinocensis</i> O.Berg		
NT	Red List	<i>Myrcia ramuliflora</i> (O.Berg) N.Silveira	<i>Aulomyrcia ramuliflora</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia sphenoides</i> O.Berg; <i>Myrcia sphenoides</i> (O.Berg) Mattos		
NT	CNC Flora	<i>Plinia cordifolia</i> (D.Legrand) Sobral	<i>Myrciaria cordifolia</i> D.Legrand		SC
NT	Red List	<i>Plinia grandifolia</i> (Mattos) Sobral	<i>Myrciaria grandifolia</i> Mattos	UTP, LFB, CF	
NT	Red List	<i>Plinia phitrantha</i> (Kiaersk.) Sobral	<i>Eugenia phitrantha</i> Kiaersk.; <i>Myrciaria aureana</i> Mattos; <i>Myrciaria phitrantha</i> (Kiaersk.) Mattos; <i>Plinia aureana</i> (Mattos) Mattos	LFB, CF, SC	
NT	Red List	<i>Psidium cinereum</i> Mart. ex DC.	<i>Psidium grandifolium</i> Mart.	CRC, SC	
NT	Red List	<i>Siphoneugena kiaerskoviana</i> (Burret) Kausel	<i>Eugenia chnoosepala</i> var. <i>angustifolia</i> Kiaersk.; <i>Eugenia chnoosepala</i> var. <i>elliptica</i> Kiaersk.; <i>Mitranthes pilosa</i> Burret; <i>Paramitranthes kiaerskoviana</i> Burret; <i>Siphoneugena angustifolia</i> (Kiaersk.) Mattos & N.Silveira; <i>Siphoneugena angustifolia</i> var. <i>elliptica</i> (Kiaersk.) Mattos & N.Silveira		
VU	CNC Flora	<i>Calycolpus legrandii</i> Mattos			
VU	CNC Flora	<i>Calypttranthes fusiformis</i> M.L.Kawas.			
VU	CNC Flora	<i>Calypttranthes pileata</i> D.Legrand	<i>Calypttranthes dusenii</i> Kausel; <i>Calypttranthes pileata</i> var. <i>pileata</i>		
VU	CNC Flora	<i>Calypttranthes restingae</i> Sobral			
VU	Red List	<i>Campomanesia anemonea</i> Landrum			
VU	Red List	<i>Campomanesia aromatica</i> (Aubl.) Griseb.	<i>Abbevillea martiana</i> (DC.) O.Berg; <i>Burchardia aromatica</i> (Aubl.) Raf.; <i>Campomanesia beaurepairiana</i> Kiaersk.; <i>Campomanesia ciliata</i> O.Berg; <i>Campomanesia coetanea</i> O.Berg; <i>Campomanesia glazioviana</i> Kiaersk.; <i>Campomanesia sparsiflora</i> (DC.) J.F.Macbr.; <i>Campomanesia synchrona</i> O.Berg; <i>Campomanesia tenuifolia</i> (Mart. ex DC.) O.Berg; <i>Eugenia desvauxiana</i> O.Berg; <i>Eugenia sparsiflora</i> DC.; <i>Myrtus fascicularis</i> DC.; <i>Myrtus psidioides</i> Desv. ex Ham.; <i>Psidium aromaticum</i> Aubl.; <i>Psidium tenuifolium</i> Mart. ex DC.	UTP	UTP
VU	Red List	<i>Campomanesia espiritosantensis</i> Landrum			

VU	CNC Flora	<i>Campomanesia macrobracteolata</i> Landrum		CF	
VU	Red List	<i>Campomanesia neriiflora</i> (O.Berg) Nied.	<i>Abbevillea neriiflora</i> O.Berg; <i>Acrandra verrucosa</i> O.Berg; <i>Campomanesia verrucosa</i> (O.Berg) Mattos	UTP, LFB, CF	
VU	Red List	<i>Campomanesia phaea</i> (O.Berg) Landrum	<i>Abbevillea phaea</i> O.Berg; <i>Campomanesia phaea</i> var. <i>lauroana</i> (Mattos) Mattos; <i>Paivaea langsdorffii</i> O.Berg; <i>Paivaea phaea</i> (O.Berg) Mattos; <i>Paivaea phaea</i> var. <i>lauroana</i> (Mattos) Mattos	UTP, LFB, CF, SC	UTP, SC
VU	Red List	<i>Campomanesia schlechtendaliana</i> var. <i>schlechtendaliana</i> Curitiba <i>prismatica</i>	<i>Campomanesia schlechtendaliana</i> (O.Berg) Nied.	LFB, CF	
VU	Red List	(D.Legrand) <i>Salywon</i> & Landrum	<i>Eugenia prismatica</i> D.Legrand; <i>Mosiera prismatica</i> (D.Legrand) Landrum	CF	
VU	CNC Flora	<i>Eugenia bunchosiiifolia</i> Nied.	<i>Eugenia santensis</i> Kiaersk.; <i>Phyllocalyx grandifolius</i> O.Berg; <i>Phyllocalyx grandifolius</i> var. <i>pyriformis</i> O.Berg		
VU	Red List	<i>Eugenia cymatodes</i> O.Berg			
VU	CNC Flora	<i>Eugenia disperma</i> Vell.	<i>Eugenia phaea</i> O.Berg		
VU	Red List	<i>Eugenia microcarpa</i> O.Berg	<i>Eugenia pisiformis</i> Cambess.		
VU	Red List	<i>Eugenia pantagensis</i> O.Berg	<i>Eugenia pantagensis</i> var. <i>elliptica</i> O.Berg	CF	
VU	Red List	<i>Eugenia prasina</i> O.Berg	<i>Eugenia jurujubensis</i> Kiaersk.; <i>Eugenia prasina</i> var. <i>grandifolia</i> Huber; <i>Eugenia stictosepala</i> Kiaersk.		
VU	Red List	<i>Eugenia pulcherrima</i> Kiaersk.			
VU	CNC Flora	<i>Eugenia sclerocalyx</i> D.Legrand	<i>Eugenia sclerocalyx</i> var. <i>cambajuvenensis</i> D.Legrand; <i>Eugenia sclerocalyx</i> var. <i>sclerocalyx</i>	CF	
VU	Red List	<i>Eugenia tenuipedunculata</i> Kiaersk.			
VU	CNC Flora	<i>Eugenia vattimoana</i> Mattos	<i>Eugenia brevistyla</i> D.Legrand	CF	
VU	Red List	<i>Eugenia xanthoxyloides</i> Cambess.	<i>Stenocalyx xanthoxyloides</i> (Cambess.) O.Berg		
VU	Red List	<i>Myrceugenia bracteosa</i> (DC.) D.Legrand & Kausel	<i>Eugenia anceps</i> O.Berg; <i>Eugenia brachymischa</i> Kiaersk.; <i>Eugenia brachymischa</i> f. <i>pedunculata</i> Kiaersk.; <i>Eugenia bracteosa</i> DC.; <i>Eugenia expallens</i> O.Berg; <i>Eugenia ibitipocensis</i> Cambess.; <i>Eugenia montana</i>		

			<i>Cambess.</i> ; <i>Luma anceps</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma brachymischa</i> (Kiaersk.) Burret; <i>Luma bracteosa</i> (DC.) Burret; <i>Luma expallens</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma montana</i> Burret; <i>Myrceugenia bracteosa</i> var. <i>australis</i> D.Legrand; <i>Myrceugenia bracteosa</i> var. <i>expallens</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrceugenia bracteosa</i> var. <i>ibitipocensis</i> (Cambess.) D.Legrand; <i>Myrceugenia cambessedeana</i> D.Legrand & Kausel; <i>Myrceugenia monticola</i> D.Legrand & Kausel	
VU	Red List	<i>Myrceugenia brevipedicellata</i> (Burret) D.Legrand & Kausel	<i>Luma brevipedicellata</i> Burret	
VU	Red List	<i>Myrceugenia campestris</i> (DC.) D.Legrand & Kausel	<i>Eugenia campestris</i> DC.; <i>Eugenia campestris</i> var. <i>nervulosa</i> Spring; <i>Eugenia distans</i> O.Berg; <i>Luma campestris</i> (DC.) Burret; <i>Luma distans</i> (O.Berg) Burret; <i>Myrceugenia campestris</i> var. <i>distans</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrceugenia distans</i> (O.Berg) D.Legrand & Kausel; <i>Psidium paraibicum</i> Wawra	SC
VU	Red List	<i>Myrceugenia franciscensis</i> (O.Berg) Landrum	<i>Eugenia franciscensis</i> O.Berg; <i>Luma franciscensis</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma mucronata</i> Burret; <i>Myrceugenia bracteosa</i> var. <i>franciscensis</i> (O.Berg) D.Legrand; <i>Myrceugenia longipedunculata</i> Mattos & D.Legrand	
VU	CNC Flora	<i>Myrceugenia hatschbachii</i> Landrum	<i>Myrceugenia mucronata</i> (Burret) D.Legrand & Kausel	
VU	CNC Flora	<i>Myrceugenia hoehnei</i> (Burret) D.Legrand & Kausel	<i>Luma hoehnei</i> Burret	
VU	Red List	<i>Myrceugenia kleinii</i> D.Legrand & Kausel		
VU	Red List	<i>Myrceugenia pilotantha</i> (Kiaersk.) Landrum	<i>Eugenia pilotantha</i> Kiaersk.; <i>Luma macahensis</i> Burret; <i>Luma pilotantha</i> (Kiaersk.) Burret; <i>Myrceugenia miersiana</i> var. <i>macahensis</i> (Burret) D.Legrand; <i>Myrceugenia pilotantha</i> var. <i>pilotantha</i>	SC
VU	Red List	<i>Myrceugenia rufescens</i> (DC.) D.Legrand & Kausel	<i>Eugenia planiramea</i> O.Berg; <i>Eugenia poeppigiana</i> O.Berg; <i>Eugenia rufescens</i> DC.; <i>Luma planiramea</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma poeppigiana</i> (O.Berg) Burret; <i>Luma rufescens</i> (DC.) Burret; <i>Myrceugenia jonssonii</i> Kausel; <i>Myrceugenia rufescens</i> var. <i>alegrensis</i> D.Legrand; <i>Myrtus rufescens</i> (DC.) Spreng.; <i>Myrtus ugni</i> var. <i>poeppigii</i> Kuntze	
VU	Red List	<i>Myrceugenia scutellata</i> C.D.Legrand		
VU	Red List	<i>Myrcia aethusa</i> (O.Berg) N.Silveira	<i>Aulomyrcia aethusa</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia lucida</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia lucida</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia lucida</i> var. <i>parvifolia</i> O.Berg;	SC

			<i>Aulomyrcia richardiana</i> O.Berg; <i>Myrcia dilucida</i> G.M.Barroso; <i>Myrcia grandiglandulosa</i> Kiaersk.; <i>Myrcia richardiana</i> (O.Berg) Kiaersk.
VU	Red List	<i>Myrcia almasensis</i> NicLugh.	
VU	Red List	<i>Myrcia bicolor</i> Kiaersk.	
VU	Red List	<i>Myrcia diaphana</i> (O.Berg) N.Silveira	<i>Aulomyrcia diaphana</i> O.Berg
VU	Red List	<i>Myrcia dichrophylla</i> D.Legrand	
VU	Red List	<i>Myrcia dryadica</i> (M.L.Kawas.)	<i>Calyptranthes dryadica</i> M.L.Kawas.
VU	Red List	<i>Myrcia eumecephylla</i> (O.Berg) Nied.	<i>Aulomyrcia eumecephylla</i> O.Berg
VU	Red List	<i>Myrcia grandiflora</i> Cambess.	<i>Gomidesia grandiflora</i> (Cambess.) Mattos & D. Legrand
VU	Red List	<i>Myrcia hexasticha</i> Kiaersk.	
VU	Red List	<i>Myrcia insigniflora</i> M.F.Santos	<i>Marlierea glazioviana</i> Kiaersk.
VU	Red List	<i>Myrcia insularis</i> Gardner	<i>Aulomyrcia insularis</i> (Gardner) O.Berg; <i>Aulomyrcia insularis</i> var. <i>opaca</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia insularis</i> var. <i>punctata</i> O.Berg
VU	Red List	<i>Myrcia lineata</i> (O.Berg) Nied.	<i>Aulomyrcia lineata</i> O.Berg
VU	Red List	<i>Myrcia micropetala</i> (Mart.) Nied.	<i>Aulomyrcia micropetala</i> (Mart.) O.Berg; <i>Eugenia micropetala</i> Mart.; <i>Myrcia micropetala</i> (Mart.) O. Berg
VU	Red List	<i>Myrcia neodimorpha</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea dimorpha</i> O.Berg
VU	Red List	<i>Myrcia neoglabra</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea schottiana</i> O.Berg; <i>Marlierea grandifolia</i> O.Berg; <i>Marlierea glabra</i> Cambess; <i>Marlierea grandifolia</i> var. <i>minor</i> O.Berg; <i>Marlierea glabravar. Gracilis</i> O.Berg.
VU	Red List	<i>Myrcia obversa</i> (D.Legrand) E.Lucas & C.E. Wilson	<i>Rubachia spathulata</i> O.Berg; <i>Marlierea obversa</i> D.Legrand.
VU	Red List	<i>Myrcia ochroides</i> O.Berg	
VU	Red List	<i>Myrcia perforata</i> O.Berg	
VU	Red List	<i>Myrcia salzmannii</i> O.Berg	

VU	Red List	<i>Myrcia spathulifolia</i> Proença.		
VU	Red List	<i>Myrcia stricta</i> (O.Berg) Kiaersk.	<i>Aulomyrcia stricta</i> O.Berg	
VU	Red List	<i>Myrcia subavenia</i> (O.Berg) N.Silveira	<i>Aulomyrcia ferruginea</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia subavenia</i> O.Berg; <i>Myrcia lapensis</i> N.Silveira	
VU	Red List	<i>Myrcia subterminalis</i> M.F.Santos		
VU	Red List	<i>Myrcia sucrei</i> (G.M.Barroso & Peixoto) E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea sucrei</i> G.M.Barroso & Peixoto	
VU	Red List	<i>Myrcia tenuifolia</i> (O.Berg) Sobral	<i>Aulomyrcia tenuifolia</i> O.Berg	
VU	Red List	<i>Myrcia tetraphylla</i> Sobral		
VU	Red List	<i>Myrcia thyrsoides</i> O.Berg		
VU	Red List	<i>Myrcia trimera</i> E.Lucas & Sobral		
VU	Red List	<i>Myrcia uncinata</i> A.R.Lourenço & E.Lucas		
VU	Red List	<i>Myrcia undulata</i> O.Berg		CF
VU	Red List	<i>Myrciaria delicatula</i> (DC.) O.Berg	<i>Eugenia delicatula</i> DC.; <i>Eugenia delicatula</i> var. <i>conferta</i> Kiaersk.; <i>Eugenia maschalantha</i> Kiaersk.; <i>Luma maschalantha</i> Herter; <i>Myrciaria delicatula</i> var. <i>acutifolia</i> O.Berg; <i>Myrciaria delicatula</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Myrciaria delicatula</i> var. <i>conferta</i> O.Berg; <i>Myrciaria delicatula</i> var. <i>delicatula</i> ; <i>Myrciaria delicatula</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Myrciaria linearifolia</i> O.Berg; <i>Myrciaria macrocarpa</i> Usteri; <i>Myrciaria maschalantha</i> (Herter) Mattos & D.Legrand; <i>Myrciaria micrantha</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Paramyrciaria delicatula</i> (DC.) Kausel; <i>Paramyrciaria delicatula</i> var. <i>argentinensis</i> Kausel; <i>Paramyrciaria delicatula</i> var. <i>linearifolia</i> (O.Berg) O.Berg	UTP, LFB, CF
VU	Red List	<i>Myrciaria silveirana</i> D.Legrand		
VU	CNC Flora	<i>Neomitranthes amblymitra</i> (Burret) Mattos	<i>Mitranthes amblymitra</i> Burret; <i>Mitranthes apiculata</i> Burret; <i>Neomitranthes apiculata</i> (Burret) Mattos	
VU	Red List	<i>Neomitranthes langsdorffii</i> (O.Berg) Mattos	<i>Chytraculia bergiana</i> Kuntze	

VU	Red List	<i>Neomitranthes pereireana</i> (Mattos & D.Legrand) M.C.Souza & Sobral	<i>Calyptranthes pereireana</i> Mattos & D.Legrand		
VU	Red List	<i>Pimenta pseudocaryophyllus</i> var. <i>hoehnei</i> (Burret) Landrum	<i>Pseudocaryophyllus emarginatus</i> Burret; <i>Pseudocaryophyllus hoehnei</i> Burret; <i>Pseudocaryophyllus theifer</i> Toledo	UTP, SC	UTP, SC
VU	CNC Flora	<i>Plinia edulis</i> (Vell.) Sobral	<i>Eugenia edulis</i> Vell.; <i>Eugenia plicato-costata</i> (O. Berg) Glaz.; <i>Marlierea edulis</i> Nied.; <i>Myrciaria edulis</i> (Vell.) Skeels; <i>Myrciaria plicatocostata</i> O.Berg; <i>Plinia plicatocostata</i> (O.Berg) Amshoff; <i>Rubachia glomerata</i> O.Berg	UTP, LFB, CF, SC	SC
VU	CNC Flora	<i>Plinia nana</i> Sobral		LFB, CF	
VU	Red List	<i>Psidium rufum</i> var. <i>widgrenianum</i>		LFB, CF, SC	
VU	Red List	<i>Siphoneugena delicata</i> Sobral & Proença			
VU	CNC Flora	<i>Siphoneugena kuhlmannii</i> Mattos	<i>Siphoneugena rubensiana</i> Mattos & N.Silveira		
VU	Red List	<i>Siphoneugenia densiflora</i>		UTP, CF	
VU	Red List	<i>Siphoneugenia</i> <i>widgreniana</i>			
EN	CNC Flora	<i>Accara elegans</i> (DC.) Landrum	<i>Guajava elegans</i> (DC.) Kuntze; <i>Myrtus elegans</i> DC.; <i>Myrtus stictophylla</i> Kiaersk.; <i>Psidium elegans</i> (DC.) Mart. ex O.Berg; <i>Psidium elegans</i> var. <i>angustifolium</i> O.Berg; <i>Psidium elegans</i> var. <i>latifolium</i> O.Berg; <i>Psidium</i> <i>stictophyllum</i> (Kiaersk.) Mattos		
EN	CNC Flora	<i>Calycolpus australis</i> Landrum			SC
EN	Red List	<i>Calycorectes australis</i> D.Legrand	<i>Eugenia brevistyla</i> D.Legrand		SC
EN	Red List	<i>Calycorectes duarceanus</i> D.Legrand			SC
EN	Red List	<i>Calycorectes sellowianus</i> O.Berg			SC
EN	CNC Flora	<i>Calyptranthes</i> <i>hatschbachii</i> D.Legrand			
EN	Red List	<i>Campomanesia hirsuta</i> Gardner		UTP, LFB, CF, SC	

EN	Red List	<i>Campomanesia laurifolia</i> Gardner	<i>Acrandra laurifolia</i> (Gardner) O.Berg; <i>Acrandra sellowiana</i> O.Berg; <i>Campomanesia acrandroides</i> Mattos; <i>Campomanesia sellowiana</i> (O.Berg) Mattos	UTP, LFB, CF	
EN	Red List	<i>Campomanesia viatoris</i> Landrum	<i>Campomanesia ilhoensis</i> Mattos		SC
EN	Red List	<i>Eugenia blanchetiana</i> O.Berg			
EN	CNC Flora	<i>Eugenia blanda</i> Sobral			
EN	CNC Flora	<i>Eugenia brunoi</i> Mattos	<i>Eugenia littoralis</i> Mattos		
EN	Red List	<i>Eugenia glabrescens</i> Mazine			
EN	CNC Flora	<i>Eugenia imaruensis</i> D.Legrand			
EN	Red List	<i>Eugenia inversa</i> Sobral			
EN	CNC Flora	<i>Eugenia itacarensis</i> Mattos			
EN	Red List	<i>Eugenia itajurensis</i> Cambess.	<i>Pilotheceum itajurensis</i> (Cambess.) Kausel; <i>Pilotheceum itajurensis</i> (Cambess.) Kausel		
EN	Red List	<i>Eugenia janeirensis</i> O.Berg		CF	
EN	Red List	<i>Eugenia joenssonii</i> Kausel	<i>Eugenia lanosa</i> Mattos & D.Legrand		SC
EN	Red List	<i>Eugenia lagoensis</i> Kiaersk.	<i>Calycorectes ambivalens</i> Sobral		
EN	CNC Flora	<i>Eugenia leonora</i> Mattos	<i>Calycorectes schottianus</i> O.Berg		
EN	Red List	<i>Eugenia longipetiolata</i> Mattos	<i>Eugenia mutabilis</i> (O.Berg) Nied.; <i>Eugenia tinguana</i> Mattos; <i>Stenocalyx</i> <i>mutabilis</i> O.Berg		
EN	Red List	<i>Eugenia longohypanthiata</i>			
EN	Red List	<i>Eugenia macahensis</i> O.Berg			
EN	Red List	<i>Eugenia macrobracteolata</i> Mattos		CF	
EN	CNC Flora	<i>Eugenia malacantha</i> D.Legrand	<i>Calycorectes lourteigiae</i> Mattos & D.Legrand; <i>Eugenia lourteigiae</i> (Mattos & D.Legrand) Mattos	CF	
EN	Red List	<i>Eugenia mattosii</i> D.Legrand		LFB, CF, SC	SC

EN	Red List	<i>Eugenia moonioides</i> O.Berg			
EN	CNC Flora	<i>Eugenia myrciariifolia</i> Soares-Silva & Sobral			CF
EN	Red List	<i>Eugenia neolaurifolia</i> Sobral	<i>Eugenia laurifolia</i> Cambess.		
EN	CNC Flora	<i>Eugenia neosericea</i> Morais & Sobral	<i>Myrciaria sericea</i> O.Berg		
EN	Red List	<i>Eugenia neotristis</i> Sobral	<i>Eugenia tristis</i> D.Legrand		CF
EN	CNC Flora	<i>Eugenia oxyoentophylla</i> Kiaersk.	<i>Eugenia repanda</i> O.Berg		SC
EN	Red List	<i>Eugenia pachyclada</i> D.Legrand			CF
EN	CNC Flora	<i>Eugenia pruinosa</i> D.Legrand			CF
EN	Red List	<i>Eugenia pseudomalacantha</i> D.Legrand			
EN	CNC Flora	<i>Eugenia reitziana</i> D.Legrand			
EN	CNC Flora	<i>Eugenia villaenovae</i> Kiaersk.			CF
EN	Red List	<i>Gomidesia magnifolia</i> O.Berg	<i>Myrcia magnifolia</i> (O.Berg)		
EN	CNC Flora	<i>Marlierea krapovickae</i> D.Legrand			
EN	CNC Flora	<i>Myrceugenia foveolata</i> (O.Berg) Sobral	<i>Eugenia foveolata</i> O.Berg; <i>Luma foveolata</i> (O.Berg) Burret; <i>Myrceugenia leptocalyx</i> D.Legrand; <i>Myrceugenia leptocalyx</i> var. <i>coriacea</i> Mattos		SC
EN	Red List	<i>Myrceugenia gertii</i> Landrum	<i>Calyptrogenia hatschbachii</i> D.Legrand; <i>Neomitranthes hatschbachii</i> (D.Legrand) Mattos		
EN	CNC Flora	<i>Myrceugenia smithii</i> Landrum	<i>Myrceugenia hamoniana</i> (Mattos) Sobral		
EN	Red List	<i>Myrcia cataphyllata</i> M.F.Santos			
EN	Red List	<i>Myrcia clavata</i> Sobral			
EN	Red List	<i>Myrcia cordiformis</i> Mattos	<i>Calyptromyrcia cordata</i> O.Berg; <i>Myrcia neocordata</i> E.Lucas & Sobral		

EN	Red List	<i>Myrcia ferruginosa</i> Mazine	<i>Marlierea silvatica</i> (O.Berg) Kiaersk. <i>Eugeniopsis silvatica</i> O. Berg; <i>Eugeniopsis sylvatica</i> O. Berg; <i>Eugenia sylvatica</i> Gardner	CF
EN	Red List	<i>Myrcia fria</i> Sobral		
EN	Red List	<i>Myrcia gigantea</i> (O.Berg) Nied.	<i>Aulomyrcia gigantea</i> O.Berg	
EN	CNC Flora	<i>Myrcia isaiana</i> G.M.Barroso & Peixoto		
EN	Red List	<i>Myrcia laxiflora</i> Cambess.	<i>Aulomyrcia laxiflora</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia laxiflora</i> var. <i>angustifolia</i> O.Berg; <i>Aulomyrcia laxiflora</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Calyptromyrcia paniculata</i> O.Berg; <i>Calyptromyrcia paniculata</i> var. <i>opaca</i> O.Berg; <i>Myrcia lateriflora</i> Kiaersk.; <i>Myrcia paniculata</i> (O.Berg) Mattos	
EN	CNC Flora	<i>Myrcia limae</i> G.M.Barroso & Peixoto		
EN	Red List	<i>Myrcia macaca</i> Sobral & M.A.D.Souza		
EN	Red List	<i>Myrcia neoverticillaris</i> E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea verticillaris</i> O.Berg	
EN	Red List	<i>Myrcia retusa</i> (O.Berg) Nied.	<i>Myrcia guianensis</i> (Aubl.) DC.	
EN	Red List	<i>Myrcia riocensis</i> G.M.Barroso & Peixoto		
EN	Red List	<i>Myrcia rupestris</i> M.F.Santos		
EN	CNC Flora	<i>Myrcia rupicola</i> D.Legrand		
EN	Red List	<i>Myrcia skortzoviana</i> (Mattos) E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea skortzoviana</i> Mattos; <i>Marlierea subulata</i> Mattos	
EN	Red List	<i>Myrcia stictophylla</i> (O.Berg) N.Silveira	<i>Aulomyrcia stictophylla</i> O.Berg	
EN	Red List	<i>Myrcia truncata</i> Sobral	.	
EN	Red List	<i>Myrcianthes pungens</i> (O.Berg) D.Legrand	<i>Acreugenia pungens</i> (O.Berg) Kausel; <i>Eugenia pungens</i> O.Berg; <i>Eugenia</i> <i>ybaviyu</i> Parodi; <i>Luma pungens</i> (O.Berg) Herter	PFAF, UTP, LFB, SC
EN	Red List	<i>Myrciaria cuspidata</i> O.Berg	<i>Eugenia alegrensis</i> Kiaersk.; <i>Eugenia minensis</i> (O.Berg) Kiaersk.; <i>Eugenia</i> <i>tenella</i> Miq.; <i>Myrciaria apiculata</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.; <i>Myrciaria cuspidata</i> var. <i>acuminatissima</i> O.Berg; <i>Myrciaria cuspidata</i> var.	UTP, LFB, CF

			<i>diffusa</i> O.Berg; <i>Myrciaria cuspidata</i> var. <i>humilis</i> O.Berg; <i>Myrciaria cuspidata</i> var. <i>latifolia</i> O.Berg; <i>Myrciaria cuspidata</i> var. <i>stricta</i> O.Berg; <i>Myrciaria herbacea</i> O.Berg; <i>Myrciaria minensis</i> O.Berg; <i>Myrciaria recurvipetala</i> Barb.Rodr. ex Chodat & Hassl.		
EN	Red List	<i>Myrciaria plinioides</i> D.Legrand		LFB, CF	SC
EN	Red List	<i>Neomitranthes cordifolia</i> (D.Legrand) D.Legrand	<i>Mitranthes cordifolia</i> D.Legrand; <i>Neomitranthes cordifolia</i> (D. Legrand) Legr.		SC
EN	CNC Flora	<i>Neomitranthes gracilis</i> (Burret) N.Silveira	<i>Mitranthes gracilis</i> Burret		
EN	CNC Flora	<i>Neomitranthes obtusa</i> Sobral & Zambom			
EN	CNC Flora	<i>Neomitranthes pedicellata</i> (Burret) Mattos	<i>Mitranthes pedicellata</i> Burret		
EN	CNC Flora	<i>Plinia callosa</i> Sobral			
EN	CNC Flora	<i>Plinia complanata</i> M.L.Kawas. & B.Holst			
EN	Red List	<i>Plinia hatschbachii</i> (Mattos) Sobral	<i>Myrciaria hatschbachii</i> Mattos	CF	
EN	CNC Flora	<i>Plinia ilhensis</i> G.M.Barroso			
EN	CNC Flora	<i>Plinia muricata</i> Sobral			
EN	CNC Flora	<i>Plinia rara</i> Sobral			
EN	CNC Flora	<i>Plinia renatiana</i> G.M.Barroso & Peixoto		CF	
EN	Red List	<i>Plinia silvestris</i> (Vellozo) Mazine & Sobral	<i>Myrtus silvestris</i> Vell.; <i>Plinia complanata</i> M.L.Kawas. & B.Holst; <i>Marlierea silvestris</i> (Vell.) Mattos.		
EN	Red List	<i>Plinia spiciflora</i> (Nees & Mart.) Sobral	<i>Calyptanthes lateriflora</i> DC.; <i>Eugenia spiciflora</i> Nees & Mart.; <i>Marlierea lateriflora</i> (DC.) D.Legrand; <i>Marlierea spiciflora</i> (Nees & Mart.) Nied.; <i>Rubachia lateriflora</i> (DC.) O.Berg; <i>Rubachia spiciflora</i> (Nees & Mart.) O.Berg; <i>Rubachia spiciflora</i> var. <i>grandifolia</i> O.Berg		
EN	Red List	<i>Plinia spirito-santensis</i> (Mattos) Mattos	<i>Myrciaria spirito-santensis</i> Mattos	UTP, LFB	
EN	CNC Flora	<i>Plinia stictophylla</i> G.M.Barroso & Peixoto	<i>Neomitranthes stictophylla</i> (G.M.Barroso & Peixoto) M.C.Souza		

EN	CNC Flora	<i>Psidium giganteum</i> Mattos	
EN	CNC Flora	<i>Psidium reptans</i> (D.Legrand) Soares-Silva & Proença	CF
		<i>Myrcianthes reptans</i> D.Legrand	
CR	Red List	<i>Calycorectes schottianus</i> O.Berg	
CR	Red List	<i>Campomanesia sepalifolia</i> Luber & M.Ibrahim	
CR	Red List	<i>Eugenia arianae</i>	
CR	Red List	<i>Eugenia cinerascens</i> Gardner	
CR	Red List	<i>Eugenia circumdata</i> Mazine & Sobral	
CR	Red List	<i>Eugenia hermesiana</i> Mattos	CF
CR	Red List	<i>Eugenia ischnosceles</i> O.Berg	
CR	Red List	<i>Eugenia mollicoma</i> Mart. ex O.Berg	<i>Stenocalyx mollicoma</i> O.Berg
CR	Red List	<i>Eugenia peruibensis</i> Mattos	
CR	Red List	<i>Eugenia pithecocephala</i> Sobral & Mazine	
CR	CNC Flora	<i>Eugenia rotundicosta</i> D.Legrand	CF
CR	Red List	<i>Eugenia rugosissima</i> Sobral	
CR	Red List	<i>Eugenia ruschiana</i> Büniger & Mazine	
CR	Red List	<i>Eugenia sessilifolia</i> DC.	<i>Eugenia amplexens</i> Nied.; <i>Stenocalyx sessilifolius</i> (DC.) O.Berg
CR	Red List	<i>Eugenia theodora</i> Kiaersk.	<i>Eugenia theodora</i> var. <i>brevipedunculata</i> Kiaersk.
CR	CNC Flora	<i>Marlierea lealcostae</i> G.M.Barroso & Peixoto	
CR	CNC Flora	<i>Marlierea skortzoviana</i> Mattos	<i>Marlierea subulata</i> Mattos

CR	Red List	<i>Myrcia ascendens</i> M.F.Santos		
CR	Red List	<i>Myrcia boanova</i> (Sobral) A.R.Lourenço & E.Lucas	<i>Calyptanthes boanova</i> Sobral	
CR	Red List	<i>Myrcia clavija</i> Sobral		
CR	Red List	<i>Myrcia colpodes</i> Kiaersk.		
CR	CNC Flora	<i>Myrcia follii</i> G.M.Barroso & Peixoto		
CR	Red List	<i>Myrcia gilsoniana</i> G.M.Barroso & Peixoto		
CR	Red List	<i>Myrcia hypericoides</i> Cambess.	<i>Aulomyrcia hypericoides</i> (Cambess.) O.Berg; <i>Aulomyrcia orthophylla</i> O.Berg; <i>Myrcia orthophylla</i> (O.Berg) Kiaersk.	
CR	CNC Flora	<i>Myrcia magnifolia</i> (O.Berg) Kiaersk.	<i>Gomidesia magnifolia</i> O.Berg	CF
CR	Red List	<i>Myrcia monoclada</i> Sobral		
CR	Red List	<i>Myrcia</i> <i>morroqueimadensis</i> Kiaersk.		
CR	Red List	<i>Myrcia mucugensis</i> Sobral		
CR	Red List	<i>Myrcia neoestrellensis</i> E.Lucas & C.E.Wilson		
CR	Red List	<i>Myrcia occulta</i> Faria & E.Lucas		
CR	Red List	<i>Myrcia ovina</i> Proença & Landim		
CR	Red List	<i>Myrcia pseudosplendens</i> Sobral & Mazine		
CR	Red List	<i>Myrcia santateresana</i> Sobral		
CR	Red List	<i>Myrcia speciosa</i> (Amshoff) McVaugh	<i>Aulomyrcia speciosa</i> Amshoff	SC
CR	Red List	<i>Myrcia teimosa</i> Sobral		
CR	Red List	<i>Plinia longiacuminata</i> Sobral		
CR	Red List	<i>Plinia rogersiana</i> Mattos		
DD	Red List	<i>Calycolpus andersonii</i> Landrum		

DD	CNC Flora	<i>Calyptranthes dryadica</i> M.L.Kawas.		
DD	CNC Flora	<i>Calyptranthes pereireana</i> Mattos & D.Legrand		
DD	Red List	<i>Campomanesia</i> <i>prosthecesepala</i> Kiaersk.		
DD	Red List	<i>Campomanesia rufa</i> (O.Berg) Nied.	<i>Abbevillea rufa</i> O.Berg	
DD	Red List	<i>Eugenia badia</i> O.Berg	<i>Myrtus glabra</i> Vell.	
DD	Red List	<i>Eugenia bahiana</i> Mattos	<i>Stenocalyx bahiensis</i> O.Berg	
DD	Red List	<i>Eugenia breviracemosa</i> Mazine		
DD	Red List	<i>Eugenia capixaba</i> Mazine		
DD	Red List	<i>Eugenia elongata</i> Nied.	<i>Phyllocalyx racemosus</i> O.Berg	
DD	Red List	<i>Eugenia fluminensis</i> O.Berg		
DD	Red List	<i>Eugenia squamiflora</i> Mattos	<i>Eugenia stipularis</i> (O.Berg) Mattos; <i>Stenocalyx stipularis</i> O.Berg	CF
DD	Red List	<i>Myrcia badia</i> (O.Berg) N.Silveira	<i>Aulomyrcia badia</i> O.Berg	
DD	Red List	<i>Myrcia caesariata</i> <i>Myrcia ensiformis</i> (McVaugh) E.Lucas & C.E.Wilson	<i>Marlierea ensiformis</i> McVaugh	
DD	Red List	<i>Myrcia macrocarpa</i> DC.	<i>Aulomyrcia macrocarpa</i> (DC.) O.Berg	
DD	Red List	<i>Myrcia mathewsiana</i> (O.Berg) McVaugh	<i>Aulomyrcia mathewsiana</i> O.Berg	
DD	Red List	<i>Myrcia neorostrata</i> Sobral	<i>Aulomyrcia rostrata</i> O.Berg	
DD	Red List	<i>Myrcia rubiginosa</i> Cambess.	<i>Myrcia pyramidata</i> O.Berg <i>Eugenia tenella</i> DC.; <i>Eugenia tenella</i> var. <i>elliptica</i> Kiaersk.; <i>Eugenia tenella</i> var. <i>glazioviana</i> Kiaersk.; <i>Eugenia tenella</i> var. <i>macrocarpa</i> Kiaersk.; <i>Eugenia tenella</i> var. <i>minor</i> Cambess.; <i>Eugenia tenella</i> var. <i>spathulata</i> Kiaersk.; <i>Myrciaria tenella</i> var. <i>elliptica</i> O.Berg; <i>Myrciaria tenella</i> var. <i>glazioviana</i> Kiaersk.; <i>Myrciaria tenella</i> var. <i>macrocalyx</i> Kiaersk.; <i>Myrciaria tenella</i> var. <i>minor</i> (Cambess.) O. Berg; <i>Myrciaria</i>	
DD	CNC Flora	<i>Myrciaria tenella</i> (DC.) O.Berg		UTP, LFB, CF

			<i>tenella</i> var. <i>spathulata</i> O.Berg; <i>Myrciaria undulata</i> O.Berg; <i>Plinia haitiensis</i> Urb. & Ekman; <i>Plinia montecristina</i> Urb. & Ekman
<b>DD</b>	CNC Flora	<i>Neomitranthes capivariensis</i> (Mattos) Mattos	<i>Mitranthes capivariensis</i> Mattos
<b>DD</b>	Red List	<i>Neomitranthes regeliana</i> (O.Berg) M.C.Souza	<i>Calyptanthes regeliana</i> O.Berg; <i>Chytraculia regeliana</i> (O.Berg) Kuntze
<b>EX</b>	Red List	<i>Campomanesia lundiana</i> (Kiaersk.) Mattos	<i>Britoa lundiana</i> Kiaersk.
<b>EX</b>	Red List	<i>Gomidesia cambessedeanana</i> O.Berg	<i>Myrcia neocambessedeanana</i> E.Lucas & Sobral

\*Onde, SC= Scopus, FB= Frutas do Brasil, EFBS, C, N= Espécies Nativas da Flora Brasileira-região Sul, Centro-oeste, Nordeste, CRC= CRC Ethnobotany Desk Reference, PFAF= Plants for a future, UTP= Useful Tropical Plants, CF= Colecionador de Frutas.

**APÊNDICE B – Resultado da busca na base de dados Scopus para os nomes aceitos e sinônimos das Myrtaceae brasileiras ameaçadas**

<b>Categoria de risco</b>	<b>Espécie</b>	<b>Parte da planta</b>	<b>Categoria de uso</b>	<b>Ref</b>
NT	<i>Calypttranthes rubella</i>	Folhas	Medicinal	(LIMBERGER et al., 2002c)
NT	<i>Campomanesia reitziana</i>	Frutos	Medicinal	(CABRAL et al., 2017; NESELLO et al., 2016)
NT	<i>Eugenia dimorpha</i>	Folhas	Medicinal	(APEL et al., 2002a)
NT	<i>Myrceugenia miersiana</i>	Folhas	Medicinal	(LIMBERGER et al., 2002b)
NT	<i>Myrceugenia myrcioides</i>	Folhas	Medicinal	(DE SOUZA et al., 2010; LIMBERGER et al., 2002b)
NT	<i>Myrcia glabra</i>	Folhas	Medicinal	(HENRIQUES et al., 1997)
NT	<i>Plinia cordifolia</i>	Folhas	Medicinal	(APEL et al., 2006a)
NT	<i>Plinia phitrantha</i>	Frutos	Alimentícia	(FREITAS et al., 2020; NEVES et al., 2018)
NT	<i>Psidium cinereum</i>	Folhas	Alimentícia	(TAKAO; IMATOMI; GUALTIERI, 2015)
	<i>Campomanesia phaea</i>	Folhas e frutos	Alimentícia e Medicinal	(ADATI; FERRO, 2006; AZEVEDO et al., 2017; BIANCHINI et al., 2016; DIAS et al., 2018; DONADO-PESTANA et al., 2015, 2021; LORENÇONI et al., 2020; PAES; PESSOA FILHO; TADINI, 2021; SOARES et al., 2020; TOKAIRIN et al., 2018; WCZASSEK; PONTES; GAMBERINI, 2020)
VU				
VU	<i>Myrceugenia campestris</i>	Folhas	Medicinal	(LIMBERGER et al., 2002b)
VU	<i>Myrceugenia pilotantha</i>	Folhas	Medicinal	(LIMBERGER et al., 2002a)
VU	<i>Myrcia aethusa</i> <sup>a</sup>	Folhas	Medicinal	(LIMBERGER et al., 2004)
VU	<i>Myrcia salzmannii</i>	Folhas e flores	Medicinal	(CERQUEIRA et al., 2009)
	<i>Pimenta pseudocaryophyllus var. hoehnei</i>	Folhas	Alimentícia e Medicinal	(ASSAL et al., 2014; BARATA et al., 2011; CAMPANINI et al., 2013, 2014; CUSTÓDIO et al., 2010; D'ANGELIS; NEGRELLE, 2014; DE PAULA et al., 2009; DOS SANTOS et al., 2009; FAJEMIROYE et al., 2012, 2013; FERRARI et al., 2016; MARQUES et al., 2010; NICULAU et al., 2018; OLIVEIRA et al., 2019b, 2019a; PAULA et al., 2011; PRÍNCIPE; SPIRA, 2009; SUZUKI et al., 2014; ZILLO et al., 2018)
VU				
VU	<i>Plinia edulis</i>	Folhas e frutas	Alimentícia e Medicinal	(APEL et al., 2006a; AZEVEDO et al., 2016; CARVALHO; ISHIKAWA; GOUVÊA, 2012; DA SILVA et al., 2019; DE SOUZA et

				al., 2018; DONADIO, 1997; HENRIQUES et al., 1993; ISHIKAWA et al., 2014, 2008b, 2008a; LIMA et al., 2020; NESELLO et al., 2018; ROCHA et al., 2011; ROSA et al., 2018)
VU	<i>Psidium rufum</i> var. <i>widgrenianum</i>	Frutos	Alimentícia	(BARCIA et al., 2010; SOARES et al., 2017)
EN	<i>Calycolpus australis</i>	Folhas	Medicinal	(TUCKER et al., 2000)
EN	<i>Calycorectes australis</i>	Folhas	Medicinal	(APEL et al., 2006b)
EN	<i>Calycorectes duarteanus</i> <sup>b</sup>	Folhas	Medicinal	(SOUZA et al., 2018)
EN	<i>Calycorectes sellowianus</i>	Folhas	Medicinal	(APEL et al., 2010)
EN	<i>Campomanesia hirsuta</i>	Frutos	Alimentícia	(DE SOUZA et al., 2018)
EN	<i>Campomanesia viatoris</i>	Folhas	Medicinal	(MATOS et al., 2015)
EN	<i>Eugenia joenssonii</i>	Folhas	Medicinal	(APEL et al., 2002a)
EN	<i>Eugenia mattsosii</i>	Leaves, fruits, and stems	Alimentícia e Medicinal	(APEL et al., 2005; SANTOS et al., 2018; TENFEN et al., 2021; VECHI et al., 2019b, 2019a, 2019c, 2020)
EN	<i>Eugenia oxyentophylla</i> <sup>c</sup>	Leaves	Medicinal	(APEL et al., 2002b; BERTUCCI et al., 2009)
EN	<i>Myrceugenia foveolata</i>	Leaves	Medicinal	(LIMBERGER et al., 2002a)
EN	<i>Myrcianthes pungens</i>	Leaves, fruits, and seeds	Alimentícia e Medical	(ANDRADE et al., 2011, 2012; CARDOSO et al., 2020; FEIPPE et al., 2011; FERREIRA et al., 2021; JESUS et al., 2021; MARIN et al., 2008; NESELLO et al., 2017; NORA et al., 2014a, 2014b, 2014c; SCHULZ et al., 2020; SERAGLIO et al., 2018; VEIT; SCHWARZ; GUERRA, 2019; ZYGADLO et al., 1997)
EN	<i>Myrciaria plinioides</i>	Leaves	Medicinal	(FALEIRO et al., 2017; KAUFFMANN et al., 2019; MARMITT et al., 2020)
EN	<i>Neomitranthes cordifolia</i>	Leaves	Medicinal	(APEL et al., 2001)
CR	<i>Myrcia speciosa</i>	Leaves	Medicinal	(FIGUEIREDO-GONZÁLEZ et al., 2016; MIURA; MIZUTANI; ISHIDA, 2006; ZUCCHI et al., 2005)

a *Myrcia aethusa*=*M. richardiana*

b *Calycorectes duarteanus*= *Eugenia brevistyla* D.Legrand

c *Eugenia oxyentophylla*= *Eugenia repanda*

## REFERÊNCIAS

- ADATI, Roberto Tsuyoshi; FERRO, Vicente De Oliveira. Volatile Oil Constituents of *Campomanesia phaea* (O. Berg) Landrum. (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 18, n. 6, p. 691–692, 2006. DOI: 10.1080/10412905.2006.9699207.
- ANDRADE, Juliana M. M.; ABOY, Ana Lúcia; APEL, Miriam A.; RASEIRA, Maria C. B.; PEREIRA, José F. M.; HENRIQUES, Amélia T. Phenolic Composition in Different Genotypes of Guabiju Fruits (*Myrcianthes pungens*) and Their Potential as Antioxidant and Antichemotactic Agents. **Journal of Food Science**, [S. l.], v. 76, n. 8, 2011. DOI: 10.1111/j.1750-3841.2011.02375.x.
- ANDRADE, Juliana Maria De Mello; MARIN, Rafaela; APEL, Miriam Anders; RASEIRA, Maria Do Carmo Bassols; HENRIQUES, Amélia Teresinha. Comparison of the fatty acid profiles of edible native fruit seeds from Southern Brazil. **International Journal of Food Properties**, [S. l.], v. 15, n. 4, p. 815–822, 2012. DOI: 10.1080/10942912.2010.503355.
- APEL, Miriam A.; LIMA, Marcos E. L.; SOBRAL, Marcos; YOUNG, Maria Cláudia M.; CORDEIRO, Inês; SCHAPOVAL, Elfrides E. S.; HENRIQUES, Amélia T.; MORENO, Paulo Roberto H. Anti-inflammatory activity of essential oil from leaves of *Myrciaria tenella* and *Calycorectes sellowianus*. **Pharmaceutical Biology**, [S. l.], v. 48, n. 4, p. 433–438, 2010. DOI: 10.3109/13880200903164386.
- APEL, Miriam A.; LIMBERGER, Renata P.; SOBRAL, Marcos; HENRIQUES, Amélia; NTALANI, Hermeline; MENUT, Chantal; BASSIERE, Jean Marie. Chemical composition of the essential oils from southern brazilian eugenia species part II. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 14, n. 3, p. 163–166, 2002. a. DOI: 10.1080/10412905.2002.9699811.
- APEL, Miriam A.; LIMBERGER, Renata P.; SOBRAL, Marcos; MENUT, Chantal; HENRIQUES, Amélia T. Chemical composition of the essential oil of *Neomitranthes cordifolia* (D. Legr.) D. Legr. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 13, n. 4, p. 250–251, 2001. DOI: 10.1080/10412905.2001.9699685.
- APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; HENRIQUES, Amélia T.; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean Marie. Chemical composition of the essential oils from Southern Brazilian eugenia species. Part IV: Section Racemulosae. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 14, n. 4, p. 290–292, 2002. b. DOI: 10.1080/10412905.2002.9699858.
- APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; SCHAPOVAL, Elfrides E. S.; HENRIQUES, Amélia T.; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean Marie. Volatile Constituents of *Eugenia mattosii* Legr (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 17, n. 3, p. 284–285, 2005. DOI: 10.1080/10412905.2005.9698904.
- APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; ZUANAZZI, José Ângelo; HENRIQUES, Amélia T. Essential oil composition of four *Plinia* species (Myrtaceae). **Flavour and Fragrance Journal**, [S. l.], v. 21, n. 3, p. 565–567, 2006. a. DOI: 10.1002/ffj.1638.
- APEL, Miriam A.; SOBRAL, Marcos; ZUANAZZI, José Ângelo S.; HENRIQUES, Amélia T. Essential oil composition of *Calycorectes australis* and *Calycorectes psidiiflorus* (Myrtaceae). **Flavour and Fragrance Journal**, [S. l.], v. 21, n. 4, p. 656–658, 2006. b. DOI: 10.1002/ffj.1640.
- ASSAL, Flávio Ezeddinne El et al. *Pimenta pseudocaryophyllus* inhibits virulence factors and promotes metabolic changes in candida yeast. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, [S. l.], v. 47, n. 5, p. 618–623, 2014. DOI: 10.1590/0037-8682-0135-2014.
- AZEVEDO, Lara F.; SILVA, Simone Maria Da; NAVARRO, Lucas B.; YAMAGUCHI, Lydia F.;

NASCIMENTO, Carlos Giovanni O.; SONCINI, Roseli; ISHIKAWA, Tati. Evidence of anti-inflammatory and antinociceptive activities of *Plinia edulis* leaf infusion. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 192, p. 178–182, 2016. DOI: 10.1016/j.jep.2016.07.001.

AZEVEDO, Maria Cecília Sanches; SILVA, Rafaela Rossi E.; JACOMINO, Angelo Pedro; GENOVESE, Maria Inés. Physicochemical variability of cambuci fruit (*Campomanesia phaea*) from the same orchard, from different locations and at different ripening stages. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, [S. l.], v. 97, n. 2, p. 526–535, 2017. DOI: 10.1002/jsfa.7756.

BARATA, Lauro E. S.; SANTOS, Bruna C. B. Do.; MARQUES, Francisco A.; BARONI, Adriano C. M.; OLIVEIRA, Paulo R. D.; EINLOFT, Priscilla; RIBEIRO, Jane C. L.; GUERRERO, Palimécio G. Seasonal variation of the volatile constituents from leaves of *Pimenta pseudocaryophyllus* (Gomes). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 23, n. 4, p. 54–57, 2011. DOI: 10.1080/10412905.2011.9700469.

BARCIA, Milene Teixeira; JACQUES, Andressa Carolina; PERTUZATTI, Paula Becker; ZAMBIASI, Rui Carlos. Determination by HPLC of ascorbic acid and tocopherols in fruits. **Semina: Ciências Agrárias**, [S. l.], v. 31, n. 2, p. 381–390, 2010. DOI: 10.5433/1679-0359.2010v31n2p381.

BERTUCCI, Ana; OLIVARO, Cristina; DA SILVA, Pedro Almeida; RAMOS, Daniela; CERDEIRAS, Maria Pia; VÁZQUEZ, Alvaro. Initial antimicrobial activity studies of plants of the riverside forests of the southern Uruguay River. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, [S. l.], v. 19, n. 1 A, p. 20–25, 2009. DOI: 10.1590/S0102-695X2009000100005.

BIANCHINI, Flávio Gabriel; BALBI, Rodrigo Vieira; PIO, Rafael; FERNANDES, Daniel; PASQUAL, Moacir; VALÉRIO, Eduardo; VILAS, De Barros. Morphological and chemical characterization of the fruits of cambuci fruit tree. **Bragantia**, [S. l.], v. 75, n. 1, p. 10–18, 2016. DOI: DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1678-4499.096>.

CABRAL, Carolina de Oliveira; CAMPOS, Adriana; DA SILVA, Luisa Mota; BOEING, Thaise; DE ANDRADE, Sérgio Faloni; FILHO, Valdir Cechinel; NESELLO, Luciane Ângela Nottar. Gastroprotective potential of methanolic extract and dimethyl cardamomin from *Campomanesia reitziana* fruits in mice. **Naunyn-Schmiedeberg's Archives of Pharmacology**, [S. l.], v. 390, n. 6, p. 661–666, 2017. DOI: 10.1007/s00210-017-1369-0.

CAMPANINI, Marcela Z. et al. Efficacy of topical formulations containing *Pimenta pseudocaryophyllus* extract against UVB-induced oxidative stress and inflammation in hairless mice. **Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology**, [S. l.], v. 127, p. 153–160, 2013. DOI: 10.1016/j.jphotobiol.2013.08.007.

CAMPANINI, Marcela Z. et al. Topical formulations containing pimenta pseudocaryophyllus extract: In vitro antioxidant activity and in vivo efficacy against UV-B-induced oxidative stress. **AAPS PharmSciTech**, [S. l.], v. 15, n. 1, p. 86–95, 2014. DOI: 10.1208/s12249-013-0049-8.

CARDOSO, Bruna Karen et al. Antioxidant activity of  $\alpha$  and  $\beta$ -amyrin isolated from *Myrcianthes pungens* leaves. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 34, n. 12, p. 1777–1781, 2020. DOI: 10.1080/14786419.2018.1525715. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/14786419.2018.1525715>.

CARVALHO, A. J. S.; ISHIKAWA, T.; GOUVÊA, C. M. C. P. Aqueous extract of *Plinia edulis* leaves: Antioxidant activity and cytotoxicity to human breast cancer MCF-7 cell line. **South African Journal of Botany**, [S. l.], v. 81, p. 1–7, 2012. DOI: 10.1016/j.sajb.2012.03.010.

CERQUEIRA, Martins Dias De; MARQUES, Edson de Jesus; MARTINS, Dirceu; ROQUE, Nídia F.; CRUZ, Frederico Guaré; GUEDES, Maria Lenise da Silva. SEASONAL VARIATION OF THE

COMPOSITION OF ESSENTIAL OIL FROM *Myrcia salzmannii* Berg. (Myrtaceae). **Química Nova**, [S. l.], v. 32, n. 6, p. 1544–1548, 2009.

CUSTÓDIO, Dayana Lacerda; BURGO, Rafaela Pinheiro; MORIEL, Bárbara; BARBOSA, Aneli de Melo; REZENDE, Maria Ines; DANIEL, Juliana Feijó de Souza; PINTO, Jurandir Pereira; BIANCHINI, Edmilson; FARIA, Terezinha de Jesus. Antimicrobial activity of essential oils from *Pimenta pseudocaryophyllus* and *Tynanthus micranthus*. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, [S. l.], v. 53, n. 6, p. 1363–1369, 2010. DOI: 10.1590/S1516-89132010000600013.

D'ANGELIS, A. S. R.; NEGRELLE, R. R. B. *Pimenta pseudocaryophyllus* (Gomes) Landrum: Aspectos botânicos, ecológicos, etnobotânicos e farmacológicos. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, [S. l.], v. 16, n. 3, p. 607–617, 2014. DOI: 10.1590/1983-084X/13\_026.

DA SILVA, Aline Priscilla Gomes; SPRICIGO, Poliana Cristina; PURGATTO, Eduardo; DE ALENCAR, Severino Matias; JACOMINO, Angelo Pedro. Volatile Compounds Determined by SPME-GC, Bioactive Compounds, In Vitro Antioxidant Capacity and Physicochemical Characteristics of Four Native Fruits from South America. **Plant Foods for Human Nutrition**, [S. l.], v. 74, n. 3, p. 358–363, 2019. DOI: 10.1007/s11130-019-00745-7.

DE PAULA, Joelma Abadia Marciano; DE PAULA, José Realino; PIMENTA, Fabiana Cristina; REZENDE, Maria Helena; FREITAS BARA, Maria Teresa. Antimicrobial activity of the crude ethanol extract from *Pimenta pseudocaryophyllus*. **Pharmaceutical Biology**, [S. l.], v. 47, n. 10, p. 987–993, 2009. DOI: 10.1080/13880200902969462.

DE SOUZA, Amanda; CARDOSO LOPES, Elaine M.; DA SILVA, Michelle C.; CORDEIRO, Inês; YOUNG, Maria Cláudia M.; SOBRAL, Marcos E. G.; MORENO, Paulo R. H. Chemical composition and acetylcholinesterase inhibitory activity of essential oils of *myrceugenia myrcioides* (Cambess.) O. Berg and *Eugenia riedeliana* O. Berg, Myrtaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, [S. l.], v. 20, n. 2, p. 175–179, 2010. DOI: 10.1590/s0102-695x2010000200007.

DE SOUZA, Roberta G.; DAN, Maurício L.; DIAS-GUIMARÃES, Maristela A.; GUIMARÃES, Lorena A. O. P.; BRAGA, João Marcelo A. Fruits of the Brazilian atlantic forest: Allying biodiversity conservation and food security. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, [S. l.], v. 90, n. 4, p. 3583–3595, 2018. DOI: 10.1590/0001-3765201820170399.

DIAS, Raíssa; CURTI, Paula Nogueira; PIO, Rafael; BIANCHINI, Flávio Gabriel; DE SOUZA, Vanessa Rios. Subtropical region cambuci accessions: Characterization and jam processing potential. **Revista Ciencia Agronomica**, [S. l.], v. 49, n. 2, p. 307–314, 2018. DOI: 10.5935/1806-6690.20180035.

DONADIO, Luiz Carlos. **Study of some brazilian myrtaceae in jaboticabal-sp. Acta Horticulturae**, 1997. DOI: 10.17660/ActaHortic.1997.452.24.

DONADO-PESTANA, Carlos M.; BELCHIOR, Thiago; FESTUCCIA, William T.; GENOVESE, Maria Inés. Phenolic compounds from cambuci (*Campomanesia phaea* O. Berg) fruit attenuate glucose intolerance and adipose tissue inflammation induced by a high-fat, high-sucrose diet. **Food Research International**, [S. l.], v. 69, p. 170–178, 2015. DOI: 10.1016/j.foodres.2014.12.032.

DONADO-PESTANA, Carlos M.; PESSOA, Érika V. M.; RODRIGUES, Larissa; ROSSI, Rafaela; MOURA, Márcio H. C.; DOS SANTOS-DONADO, Priscila R.; CASTRO, Érique; FESTUCCIA, William T.; GENOVESE, Maria Inés. Polyphenols of cambuci (*Campomanesia phaea* (O. Berg.)) fruit ameliorate insulin resistance and hepatic steatosis in obese mice. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 340, n. August 2020, p. 128169, 2021. DOI: 10.1016/j.foodchem.2020.128169.

DOS SANTOS, Bruna C. B.; DA SILVA, Júlio César T.; GUERRERO, Palimécio G.; LEITÃO, Gilda

G.; BARATA, Lauro E. S. Isolation of chavibetol from essential oil of *Pimenta pseudocaryophyllus* leaf by high-speed counter-current chromatography. **Journal of Chromatography A**, [S. l.], v. 1216, n. 19, p. 4303–4306, 2009. DOI: 10.1016/j.chroma.2009.01.111.

FAJEMIROYE, James Oluwagbamigbe; GALDINO, Pablinny Moreira; ALVES, Suzana Ferreira; PAULA, Joelma Abadia Marciano De; PAULA, José Realino De; GHEDINI, Paulo César; COSTA, Elson Alves. Involvement of 5-HT 1A in the anxiolytic-like effect of dichloromethane fraction of *Pimenta pseudocaryophyllus*. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 141, n. 3, p. 872–877, 2012. DOI: 10.1016/j.jep.2012.03.043.

FAJEMIROYE, James Oluwagbamigbe; MARTINS, José Luís Rodrigues; GHEDINI, Paulo César; GALDINO, Pablinny Morreira; PAULA, Joelma Abadia Marciano De; REALINO DE PAULA, José; DA ROCHA, Fabio Fagundes; COSTA, Elson Alves. Antidepressive-like property of dichloromethane fraction of *pimenta pseudocaryophyllus* and relevance of monoamine metabolic enzymes. **Evidence-based Complementary and Alternative Medicine**, [S. l.], v. 2013, p. 1–7, 2013. DOI: 10.1155/2013/659391.

FALEIRO, D.; IMMICH, S. M.; MAJOLO, F.; MAYER, L.; ETHUR, E. M.; GOETTERT, M. I. GC/MS analysis and potential cytotoxic activity of *Calyptanthes grandifolia* (O. Berg), *Calyptanthes tricona* (D. Legrand) and *Myrciaria plinioides* (D. Legrand) essential oil in RAW264.7 and CHO-K1 cells. **Biomedicine and Pharmacotherapy**, [S. l.], v. 89, p. 1431–1441, 2017. DOI: 10.1016/j.biopha.2017.03.040.

FEIPPE, A.; IBÁÑEZ, F.; CALISTRO, P.; ZOPPOLO, R.; VIGNALE, B. Uruguayan native fruits provide antioxidant phytonutrients and potential health benefits. **Acta Horticulturae**, [S. l.], v. 918, p. 443–447, 2011. DOI: 10.17660/ActaHortic.2011.918.57.

FERRARI, Fernanda Cristina; LEMOS LIMA, Rita De Cássia; SCHIMITH FERRAZ FILHA, Zilma; BARROS, Camila Helena; DE PAULA MICHEL ARAÚJO, Marcela Carolina; ANTUNES SAÚDE-GUIMARÃES, Dênia. Effects of *Pimenta pseudocaryophyllus* extracts on gout: Anti-inflammatory activity and anti-hyperuricemic effect through xantine oxidase and uricosuric action. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 180, p. 37–42, 2016. DOI: 10.1016/j.jep.2016.01.007.

FERREIRA, Fabiana Borges Padilha; CABRAL, Márcia Regina Pereira; SARRAGIOTTO, Maria Helena; FERNANDEZ, Carla Maria Mariano; GAZIM, Zilda Cristiani; JUNIOR, Ranulfo Piau; DEMARCHI, Izabel Galhardo; SILVEIRA, Thaís Gomes Verzignassi; LONARDONI, Maria Valdrinez Campana. Screening of six medicinal plant species for antileishmanial activity. **Acta Pharmaceutica**, [S. l.], v. 71, n. 3, p. 399–414, 2021. DOI: 10.2478/acph-2021-0023.

FIGUEIREDO-GONZÁLEZ, María; GROSSO, Clara; VALENTÃO, Patrícia; ANDRADE, Paula B.  $\alpha$ -Glucosidase and  $\alpha$ -amylase inhibitors from *Myrcia* spp.: A stronger alternative to acarbose? **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, [S. l.], v. 118, p. 322–327, 2016. DOI: 10.1016/j.jpba.2015.10.042.

FREITAS, Thais Pádua; TAVER, Isabela Barroso; SPRICIGO, Poliana Cristina; DO AMARAL, Lucas Bueno; PURGATTO, Eduardo; JACOMINO, Angelo Pedro. Volatile compounds and physicochemical quality of four jaboticabas (*plinia* sp.). **Molecules**, [S. l.], v. 25, n. 19, 2020. DOI: 10.3390/molecules25194543.

HENRIQUES, A. T.; SOBRAL, M. E.; CAUDURO, A. D.; SCHAPOVAL, E. E. S.; BASSANI, V. L.; LAMATY, G.; MENUT, C.; BESSIÈRE, J. M. Aromatic plants from Brazil. II. The chemical composition of some *Eugenia* essential oils. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 5, n. 5, p. 501–505, 1993. DOI: 10.1080/10412905.1993.9698270.

HENRIQUES, Amélia T.; SOBRAL, Marcos; BRIDI, Raquel; VÉRIN, Pierre; MENUT, Chantal;

LAMATY, Gérard; BESSIÈRE, Jean Marie. Essential oils from five southern Brazilian species of myrcia(myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 9, n. 1, p. 13–18, 1997. DOI: 10.1080/10412905.1997.9700707.

ISHIKAWA, T.; NAVARRO, L. B.; DONATINI, R. S.; BACCHI, E. M.; KATO, E. T. M.; VILEGAS, W.; YOSHIDA, M. Gastroprotective property of *Plinia edulis*(Vell.) Sobral (Myrtaceae): The role of triterpenoids and flavonoids. **Pharmacology online**, [S. l.], v. 1, p. 36–43, 2014.

ISHIKAWA, Tati; DONATINI, Raquel dos Santos; DIAZ, Ingrid Elida Collantes; YOSHIDA, Massayoshi; BACCHI, Elfriede Marianne; KATO, Edna Tomiko Myiake. Evaluation of gastroprotective activity of *Plinia edulis* (Vell.) Sobral (Myrtaceae) leaves in rats. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 118, n. 3, p. 527–529, 2008. a. DOI: 10.1016/j.jep.2008.05.007.

ISHIKAWA, Tati; KATO, Edna Tomiko Myiake; YOSHIDA, Massayoshi; KANEKO, Telma Mary. Morphoanatomic aspects and phytochemical screening of *Plinia edulis* (Vell.) Sobral (Myrtaceae). **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas/Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, [S. l.], v. 44, n. 3, p. 515–520, 2008. b. DOI: 10.1590/S1516-93322008000300023.

JESUS, Renan Almeida De; DE OLIVEIRA, Herika Line Marko; BORTOLUCCI, Wanessa de Campos; CAMPO, Caio Franco de Araújo Almeida; FARIA, Maria Graciela Iecher; GONÇALVES, José Eduardo; COLAUTO, Nelson Barros; GAZIM, Zilda Cristiani; LINDE, Giani Andrea. Antioxidant and antibacterial activity of myrcianthes pungens leaf essential oil. **Boletim Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromaticas**, [S. l.], v. 20, n. 2, p. 147–161, 2021. DOI: 10.37360/blacpma.21.20.2.12.

KAUFFMANN, Carla et al. Antileishmanial in vitro activity of essential oil from myrciaria plinioides, a native species from Southern Brazil. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, [S. l.], v. 55, p. 1–8, 2019. DOI: 10.1590/s2175-97902019000217584.

LIMA, Valdeir Pereira; MARCHIORO, Cesar Augusto; JONER, Fernando; TER STEEGE, Hans; SIDDIQUE, Ilyas. Extinction threat to neglected *Plinia edulis* exacerbated by climate change, yet likely mitigated by conservation through sustainable use. **Austral Ecology**, [S. l.], v. 45, n. 3, p. 376–383, 2020. DOI: 10.1111/aec.12867.

LIMBERGER, Renata P.; SIMÕES-PIRES, Cláudia A.; SOBRAL, Marcos; MENU, Chantal; BESSIÈRE, Jean Marie; HENRIQUES, Amélia T. Essential oils from some Myrceugenia species (Myrtaceae). **Flavour and Fragrance Journal**, [S. l.], v. 17, n. 5, p. 341–344, 2002. a. DOI: 10.1002/ffj.1113.

LIMBERGER, Renata P.; SOBRAL, Marcos; HENRIQUES, Amélia T.; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean-Marie. ESSENTIAL OILS FROM Myrcia SPECIES NATIVE TO RIO GRANDE DO SUL. **Química Nova**, [S. l.], v. 27, n. 6, p. 916–919, 2004.

LIMBERGER, Renata P.; SOBRAL, Marcos; HENRIQUES, Amelia T.; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean Marie. Essential oils from six southern Brazilian Myrceugenia species (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 14, n. 4, p. 302–304, 2002. b. DOI: 10.1080/10412905.2002.9699862.

LIMBERGER, Renata Pereira; SIMÕES-PIRES, Cláudia Avello; SOBRAL, Marcos; MENUT, Chantal; BESSIÈRE, Jean Marie; HENRIQUES, Amélia Terezinha. Essential oils from *Calyptanthus concinna.*, *C. lucida* and *C. rubella* (Myrtaceae). **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, [S. l.], v. 38, n. 3, p. 355–360, 2002. c. DOI: 10.1590/s1516-93322002000300011.

LORENÇONI, Mariane Fioroti; FIGUEIRA, Mariana Moreira; TOLEDO E SILVA, Marcos Vinicius; PIMENTEL SCHMITT, Elisângela Flávia; ENDRINGER, Denise Coutinho; SCHERER, Rodrigo;

BARTH, Thiago; VILELA BERTOLUCCI, Suzan Kelly; FRONZA, Marcio. Chemical composition and anti-inflammatory activity of essential oil and ethanolic extract of *Campomanesia phaea* (O. Berg.) Landrum leaves. **Journal of Ethnopharmacology**, [S. l.], v. 252, n. December 2019, 2020. DOI: 10.1016/j.jep.2020.112562.

MARIN, RRafaela; APEL, Miriam A.; LIMBERGER, Renata P.; RASEIRA, Maria C. B.; PEREIRA, José F. M.; ZUANAZZI, José Â. S.; HENRIQUES, Amélia T. Volatile Components and Antioxidant Activity from some Myrtaceous Fruits cultivated in Southern Brazil. **Latin American Journal of Pharmacy**, [S. l.], v. 27, n. 2, p. 172–7, 2008.

MARMITT, Diorge Jonatas et al. Neuroprotective potential of *Myrciaria plinioides* D. Legrand extract in an in vitro human neuroblastoma model. **Inflammopharmacology**, [S. l.], v. 28, n. 3, p. 737–748, 2020. DOI: 10.1007/s10787-019-00652-y. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10787-019-00652-y>.

MARQUES, Francisco A.; WENDLER, Edison P.; BARONI, Adriano C. M.; DE OLIVEIRA, Paulo R.; SASAKI, Bruno S.; GUERRERO, Palimécio G. Leaf essential oil composition of *pimenta pseudocaryophyllus* (Gomes) L. R. Landrum native from Brazil. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 22, n. 2, p. 150–152, 2010. DOI: 10.1080/10412905.2010.9700289.

MATOS, Iara Lisboa; MACHADO, Samísia Maria Fernandes; SOUZA, Adauto Ribeiro De; COSTA, Emmanoel Vilaça; NEPEL, Angelita; BARISON, Anderson; ALVEZ, Péricles Barreto. Constituents of essential oil and hydrolate of leaves of *Campomanesia vitoris* Landrum. **Quimica Nova**, [S. l.], v. 38, n. 10, p. 1289–1292, 2015. DOI: 10.5935/0100-4042.20150158.

MIURA, Toshihiro; MIZUTANI, Yasuko; ISHIDA, Torao. Antidiabetic effect of the herb *Myrcia speciosa* in KK-Ay diabetic mice. **Medical and Pharmaceutical Society for WAKAN-YAKU**, [S. l.], v. 23, p. 16–18, 2006.

NESELLO, Luciane Angela Nottar; CAMPOS, Adriana; CAPISTRANO, Karla; DE CAMPOS BUZZI, Fátima; FILHO, Valdir Cechinel. Chemical composition and antinociceptive potential of *plinia edulis* fruits peels. **Natural Product Communications**, [S. l.], v. 13, n. 5, p. 527–530, 2018. DOI: 10.1177/1934578x1801300503. Disponível em: <https://doi.org/10.1177/1934578X1801300503>.

NESELLO, Luciane Angela Nottar; CAMPOS, Adriana; ROSA, Roseane Leandra Da; ANDRADE, Sérgio Faloni De; CECHINEL FILHO, Valdir. Screening of Wild Fruit Trees With Gastroprotective Activity in Different Experimental Models. **Arquivos de Gastroenterologia**, [S. l.], v. 54, n. 2, p. 135–138, 2017. DOI: 10.1590/s0004-2803.201700000-13.

NESELLO, Luciane Angela Nottar; CAMPOS, Adriana; WAGNER, Theodoro; FELICIANO, Arturo San; DE CAMPOS BUZZI, Fátima; FILHO, Valdir Cechinel. Chemical Composition and Antinociceptive Potential of *Campomanesia reitziana* Fruits. **Journal of Medicinal Food**, [S. l.], v. 19, n. 5, p. 518–520, 2016. DOI: 10.1089/jmf.2015.0092.

NEVES, Nathália de Andrade; STRINGHETA, Paulo César; GÓMEZ-ALONSO, Sergio; HERMOSÍN-GUTIÉRREZ, Isidro. Flavonols and ellagic acid derivatives in peels of different species of jaboticaba (*Plinia* spp.) identified by HPLC-DAD-ESI/MSn. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 252, n. September 2017, p. 61–71, 2018. DOI: 10.1016/j.foodchem.2018.01.078.

NICULAU, Edenilson dos Santos; RIBEIRO, Leandro do Prado; ANSANTE, Thiago Felipe; FERNANDES, João Batista; FORIM, Moacir Rossi; VIEIRA, Paulo Cezar; VENDRAMIM, José Djair; DA SILVA, Maria Fátima das Graças Fernandes. Isolation of chavibetol and methyleugenol from essential oil of *Pimenta pseudocaryophyllus* by high performance liquid chromatography. **Molecules**, [S. l.], v. 23, n. 11, 2018. DOI: 10.3390/molecules23112909.

NORA, Cleice Dalla; DANELLI, Daiane; SOUZA, Lucélia Fátima; RIOS, Alessandro de Oliveira; DE JONG, Erna Vogt; FLÔRES, Simone Hickmann. Protective effect of guabiju (*Myrcianthes pungens* (O. Berg) D. Legrand) and red guava (*Psidium cattleianum* Sabine) against cisplatin-induced hypercholesterolemia in rats. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, [S. l.], v. 50, n. 3, p. 483–492, 2014. a. DOI: 10.1590/S1984-82502014000300006.

NORA, Cleice Dalla; JABLONSKI, André; RIOS, Alessandro de O.; HERTZ, Plinho Francisco; DE JONG, Erna Vogt; FLÔRES, Simone Hickmann. The characterisation and profile of the bioactive compounds in red guava (*Psidium cattleianum* Sabine) and guabiju (*Myrcianthes pungens* (O. Berg) D. Legrand). **International Journal of Food Science and Technology**, [S. l.], v. 49, n. 8, p. 1842–1849, 2014. b. DOI: 10.1111/ijfs.12493.

NORA, Cleice Dalla; JABLONSKI, André; RIOS, Alessandro de O.; HERTZ, Plinho Francisco; DE JONG, Erna Vogt; FLÔRES, Simone Hickmann. Effect of processing on the stability of bioactive compounds from red guava (*Psidium cattleianum* Sabine) and guabiju (*Myrcianthes pungens*). **Journal of Food Composition and Analysis**, [S. l.], v. 34, p. 18–25, 2014. c. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jfca.2014.01.006>.

OLIVEIRA, J.; GLORIA, E. M.; PARISI, M. C. M.; BAGGIO, J. S.; SILVA, P. P. M.; AMBROSIO, C. M. S.; SPOTO, M. H. F. Antifungal activity of essential oils associated with carboxymethylcellulose against *Colletotrichum acutatum* in strawberries. **Scientia Horticulturae**, [S. l.], v. 243, n. August 2018, p. 261–267, 2019. a. DOI: 10.1016/j.scienta.2018.08.032.

OLIVEIRA, J.; PARISI, M. C. M.; BAGGIO, J. S.; SILVA, P. P. M.; PAVIANI, B.; SPOTO, M. H. F.; GLORIA, E. M. Control of *Rhizopus stolonifer* in strawberries by the combination of essential oil with carboxymethylcellulose. **International Journal of Food Microbiology**, [S. l.], v. 292, n. December 2018, p. 150–158, 2019. b. DOI: 10.1016/j.ijfoodmicro.2018.12.014.

PAES, Mariana Schincariol; PESSOA FILHO, Pedro de Alcântara; TADINI, Carmen Cecília. Sorption properties of cambuci (*Campomanesia phaea* O. Berg) untreated and pre-treated with sorbitol as osmotic solute. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 139, n. September 2020, p. 110569, 2021. DOI: 10.1016/j.lwt.2020.110569.

PAULA, Joelma A. M.; FERRI, Pedro H.; BARA, Maria Teresa F.; TRESVENZOL, Leonice M. F.; SÁ, Fabyola A. S.; PAULA, José R. Intraspecific chemical variability in the essential oils of *Pimenta pseudocaryophyllus* (Gomes) L.R. Landrum (Myrtaceae). **Biochemical Systematics and Ecology**, [S. l.], v. 39, n. 4–6, p. 643–650, 2011. DOI: 10.1016/j.bse.2011.05.013.

PRÍNCIPE, Cássia Rosalina; SPIRA, Beny. The effect of sixteen medicinal plants used in the Brazilian pharmacopoeia on the expression and activity of glutathione S-transferase in hepatocytes and leukemia cells. **Pharmaceutical Biology**, [S. l.], v. 47, n. 12, p. 1192–1197, 2009. DOI: 10.3109/13880200903029340.

ROCHA, Wesley Silveira; LOPES, Renata Miranda; DA SILVA, Dijalma Barbosa; VIEIRA, Roberto Fontes; DA SILVA, Joseane Padilha; AGOSTINI-COSTA, Tânia da Silveira. Compostos fenólicos totais e taninos condensados em frutas nativas do cerrado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, [S. l.], v. 33, n. 4, p. 1215–1221, 2011. DOI: 10.1590/S0100-29452011000400021.

ROSA, Roseane Leandra Da et al. Gastroprotective activity of the methanol extract from peels of *Plinia edulis* (Vell.) Sobral fruits and its isolated triterpenes: maslinic and ursolic acids. **Naunyn-Schmiedeberg's Archives of Pharmacology**, [S. l.], v. 391, n. 1, p. 95–101, 2018. DOI: 10.1007/s00210-017-1442-8.

SANTOS, Luana Dos; CAMPOS, Adriana; CECHINEL FILHO, Valdir; NESELLO, Luciane Angela Nottar. Phytochemical profile and gastroprotective activity of *Eugenia mattosii* fruits. **Arquivos de**

**Gastroenterologia**, [S. l.], v. 55, n. 2, p. 138–141, 2018. DOI: 10.1590/s0004-2803.201800000-24.

SCHULZ, Mayara; SERAGLIO, Siluana Katia Tischer; BRUGNEROTTO, Patricia; GONZAGA, Luciano Valdemiro; COSTA, Ana Carolina Oliveira; FETT, Roseane. Composition and potential health effects of dark-colored underutilized Brazilian fruits – A review. **Food Research International**, [S. l.], v. 137, n. June, 2020. DOI: 10.1016/j.foodres.2020.109744.

SERAGLIO, Siluana Katia Tischer; SCHULZ, Mayara; NEHRING, Priscila; DELLA BETTA, Fabiana; VALESE, Andressa Camargo; DAGUER, Heitor; GONZAGA, Luciano Valdemiro; FETT, Roseane; COSTA, Ana Carolina Oliveira. Nutritional and bioactive potential of Myrtaceae fruits during ripening. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 239, p. 649–656, 2018. DOI: 10.1016/j.foodchem.2017.06.118.

SOARES, Izabele Domingues; NOGUEIRA, Antonio Carlos; GRABIAS, Jeniffer; KUNIYOSHI, Yoshiko Saito. Caracterização morfológica de fruto, semente e plântula de *Psidium rufum* DC. (Myrtaceae). **Iheringia - Serie Botanica**, [S. l.], v. 72, n. 2, p. 221–227, 2017. DOI: 10.21826/2446-8231201772208.

SOARES, Jackeline Cintra; ROSALEN, Pedro Luiz; LAZARINI, Josy Goldoni; SARDI, Janaina De Cassia Orlandi; MASSARIOLI, Adna Prado; NANI, Bruno Dias; FRANCHIN, Marcelo; DE ALENCAR, Severino Matias. Phenolic profile and potential beneficial effects of underutilized Brazilian native fruits on scavenging of ROS and RNS and anti-inflammatory and antimicrobial properties. **Food and Function**, [S. l.], v. 11, n. 10, p. 8905–8917, 2020. DOI: 10.1039/d0fo01763a.

SOUZA, Adrieli L. De; SOUZA-JUNIOR, José L. De; TENFEN, Adrielli; SCHARF, Dilamara R.; SIMIONATTO, Edésio L.; ALBERTON, Michele D. Seasonal chemical composition of an unexplored essential oil of *Eugenia brevistyla*. **Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromaticas**, [S. l.], v. 17, n. 6, p. 604–609, 2018.

SUZUKI, Érika Yoko; BAPTISTA, Edilene Bolutari; RESENDE DO CARMO, Antônio Márcio; MIRANDA CHAVES, Maria Das Graças Afonso; CHICOUREL, Elizabeth Lemos; BARBOSA RAPOSO, Nádia Rezende. Potential of the essential oil from pimenta pseudocaryophyllus as an antimicrobial agent. **Acta Pharmaceutica**, [S. l.], v. 64, n. 3, p. 379–385, 2014. DOI: 10.2478/acph-2014-0024.

TAKAO, L. K.; IMATOMI, M.; GUALTIERI, S. C. J. Antioxidant activity and phenolic content of leaf infusions of Myrtaceae species from Cerrado (Brazilian Savanna). **Brazilian journal of biology**, [S. l.], v. 75, n. 4, p. 948–952, 2015. DOI: 10.1590/1519-6984.03314.

TENFEN, Adrielli et al. Phenolic profile by HPLC-ESI-MS/MS of six Brazilian *Eugenia* species and their potential as cholinesterase inhibitors. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 35, n. 15, p. 2608–2611, 2021. DOI: 10.1080/14786419.2019.1686369. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/14786419.2019.1686369>.

TOKAIRIN, Tatiane de Oliveira; DA SILVA, Aline Priscilla Gomes; SPRICIGO, Poliana Cristina; DE ALENCAR, Severino Matias; JACOMINO, Angelo Pedro. Cambuci: A native fruit from the brazilian atlantic forest showed nutraceutical characteristics. **Revista Brasileira de Fruticultura**, [S. l.], v. 40, n. 5, 2018. DOI: 10.1590/0100-29452018666.

TUCKER, Arthur O.; MACIARELLO, Michael J.; LANDRUM, Leslie R.; KAWASAKI, Maria Lúcia. Volatile leaf oil of *calycolpus australis landrum* (Myrtaceae). **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 12, n. 2, p. 149–150, 2000. DOI: 10.1080/10412905.2000.9699484.

VECHI, Giovana; DA SILVA, Rita de Cássia Melo Vilhena de Andrade Fonseca; DE SOUZA, Priscila; DA SILVA, Luísa Mota; DE ANDRADE, Sérgio Faloni; CECHINEL FILHO, Valdir.

Cryptostrobin and catechin isolated from *Eugenia mattosii* D. Legrand leaves induce endothelium-dependent and independent relaxation in spontaneously hypertensive rat aorta. **Pharmacological Reports**, [S. l.], v. 71, n. 5, p. 950–957, 2019. a. DOI: 10.1016/j.pharep.2019.05.006.

VECHI, Giovana; DE SOUZA, Priscila; DA SILVA, Luísa Mota; DE ANDRADE, Sérgio Faloni; FILHO, Valdir Cechinel; DA SILVA, Rita de Cássia Melo Vilhena de Andrade Fonseca. Mechanisms underlying *Eugenia mattosii* D. Legrand leaves extract, fractions and compounds induce relaxation of the aorta from normotensive and hypertensive rats. **3 Biotech**, [S. l.], v. 9, n. 12, p. 1–12, 2019. b. DOI: 10.1007/s13205-019-1973-4. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s13205-019-1973-4>.

VECHI, Giovana; TENFEN, Adrielli; BOEDER, Ariela Maína; HERNANDEZ-GÓMEZ, Lorena; DE CÓRDOVA, Caio Maurício Mendes; MONACHE, Franco Delle; FILHO, Valdir Cechinel. Chemical composition and antimycoplasmic activity of *eugenia mattosii* leaves, stems and isolated compounds. **Natural Product Communications**, [S. l.], v. 14, n. 1, p. 37–40, 2019. c. DOI: 10.1177/1934578X1901400111.

VECHI, Giovana; TENFEN, Adrielli; CAPUSIRI, Efrain Salamanca; GIMENEZ, Alberto; CECHINEL-FILHO, Valdir. Antiparasitic activity of two Brazilian plants: *Eugenia mattosii* and *Marlierea eugeniopsoides*. **Natural Product Research**, [S. l.], v. 0, n. 0, p. 1–5, 2020. DOI: 10.1080/14786419.2020.1739676. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/14786419.2020.1739676>.

VEIT, Pedro Augusto; SCHWARZ, Sergio Francisco; GUERRA, Divanilde. Monitoring the phenology of *Myrcianthes pungens* (O. Berg) D. Legrand in the state of Rio Grande do Sul-Brazil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, [S. l.], v. 41, n. 3, p. 1–4, 2019. DOI: 10.1590/0100-29452019164.

WCZASSEK, L. R.; PONTES, V. C. B.; GAMBERINI, M. T. Pharmacological evaluation of the hydro-alcoholic extract of *campomanesia phaea* fruits in rats. **Brazilian Journal of Biology**, [S. l.], v. 80, n. 3, p. 601–606, 2020. DOI: 10.1590/1519-6984.217046.

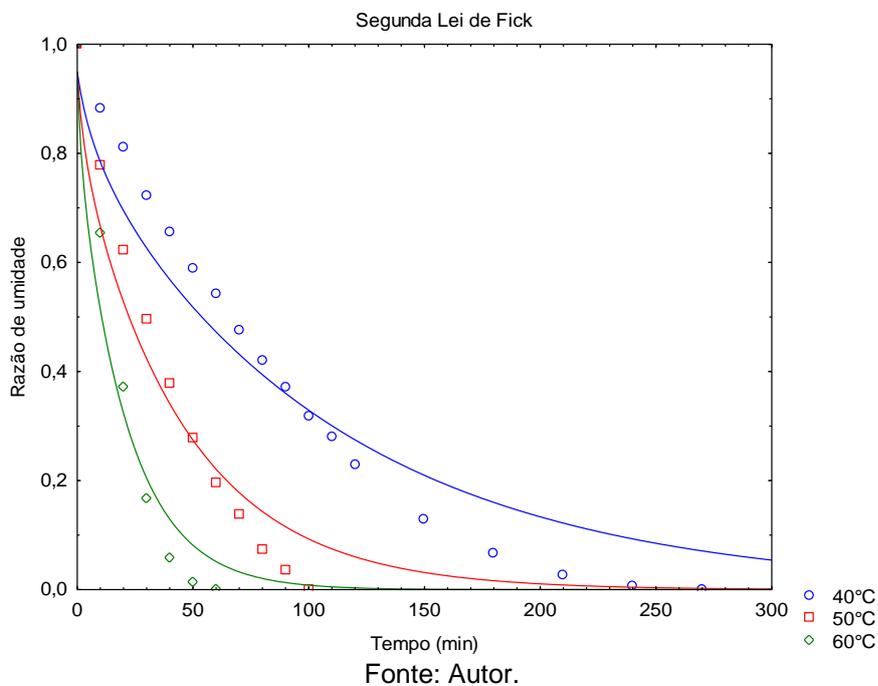
ZILLO, Rafaela Rebessi; DA SILVA, Paula Porrelli Moreira; DE OLIVEIRA, Jacqueline; DA GLÓRIA, Eduardo Micotti; SPOTO, Marta Helena Fillet. Carboxymethylcellulose coating associated with essential oil can increase papaya shelf life. **Scientia Horticulturae**, [S. l.], v. 239, n. May, p. 70–77, 2018. DOI: 10.1016/j.scienta.2018.05.025.

ZUCCHI, Orghêda L. A. D.; MOREIRA, Silvana; DE JESUS, Edgar F. O.; SALVIO NETO, Helio; SALVADOR, Marcos J. Characterization of hypoglycemic plants by total reflection x-ray fluorescence spectrometry. **Biological Trace Element Research**, [S. l.], v. 103, n. 3, p. 277–290, 2005. DOI: 10.1385/BTER:103:3:277.

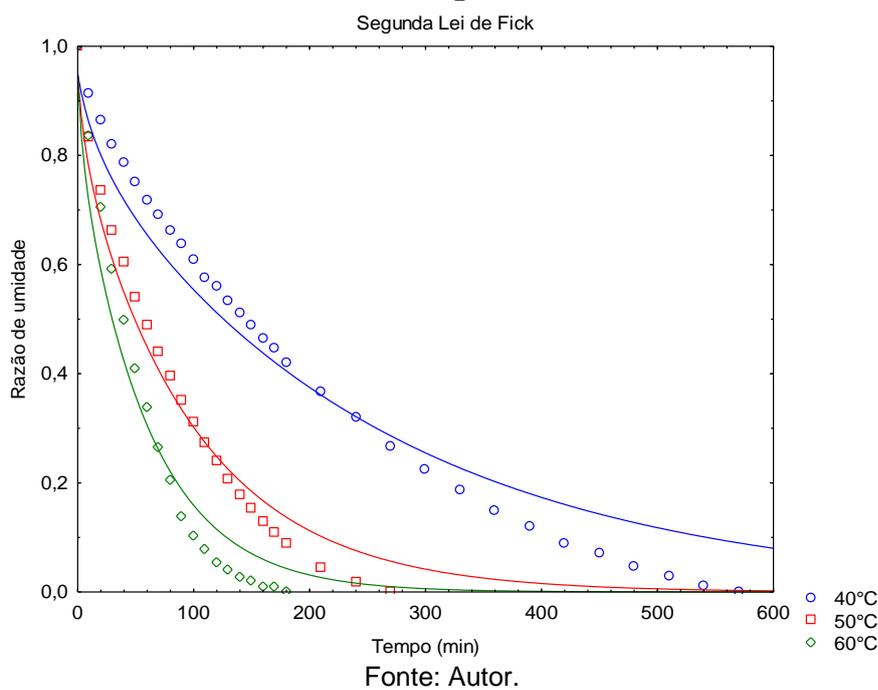
ZYGADLO, Julio A.; ROTMAN, Alicia; PEREZ ALONSO, María J.; NEGUERUELA, Arturo Velasco. Leaf oils of two *myrcianthes* species from argentina: *M. Pungens* (berg.) legrand and *M. Cisplatensis* (camb.) berg. **Journal of Essential Oil Research**, [S. l.], v. 9, n. 2, p. 237–239, 1997. DOI: 10.1080/10412905.1997.9699470.

## APÊNDICE C – Ajuste da segunda lei de fick aos dados experimentais das folhas de uvaia, grumixama e feijoa

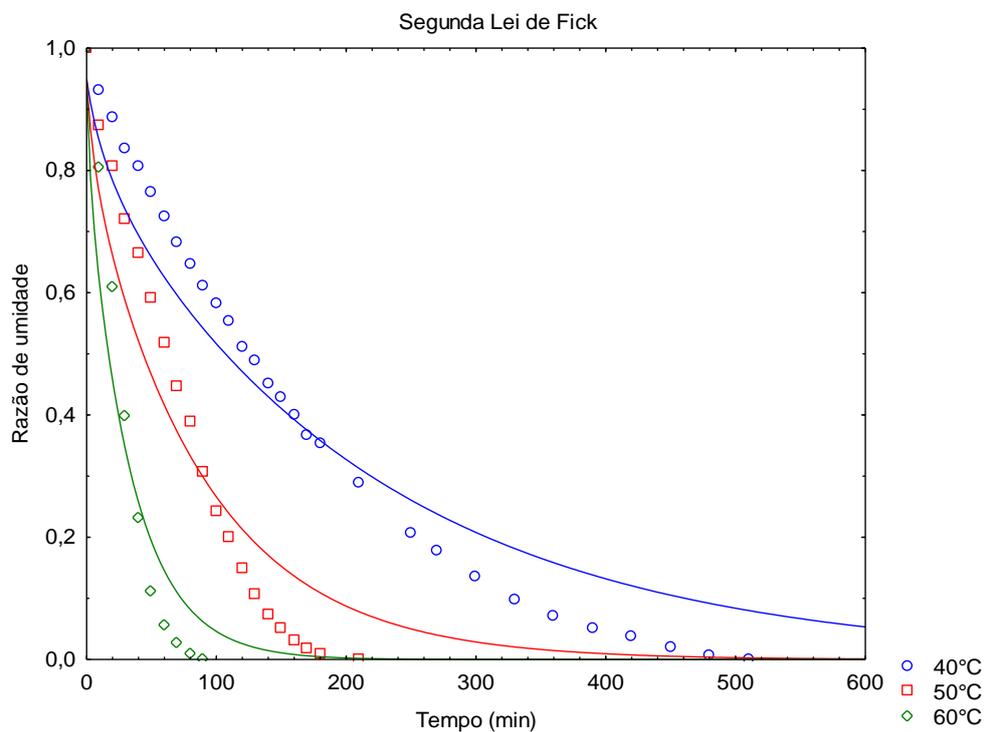
### Apêndice C - 1 Ajuste da segunda lei de Fick aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de uvaia.



### Apêndice C - 2 Ajuste da segunda lei de Fick aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de grumixama.



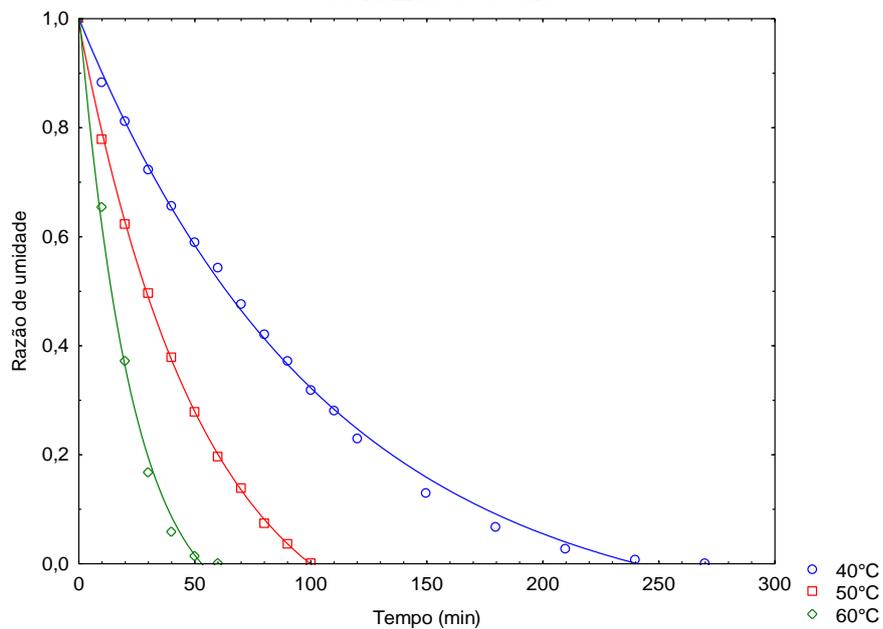
Apêndice C - 3 Ajuste da segunda lei de Fick aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de feijoa.



Fonte: Autor.

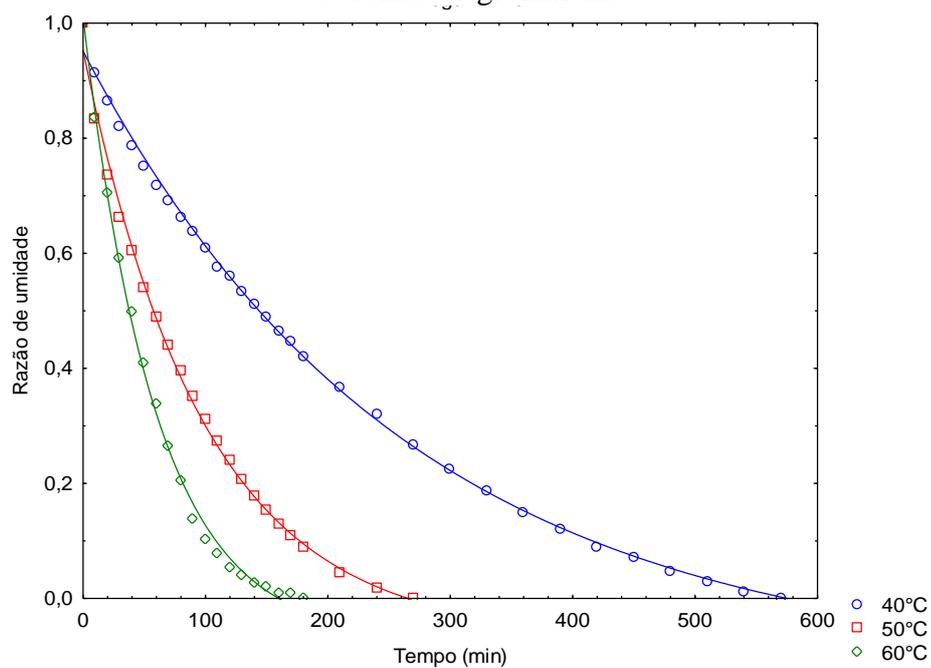
## APÊNDICE D - Ajuste do modelo Logarítmico de secagem ajustado as curvas cinéticas das folhas de uvaia, grumixama e feijoa

### Apêndice D - 1 Ajuste do modelo Logarítmico aos dados experimentais das curvas cinéticas da folhas de uvaia.



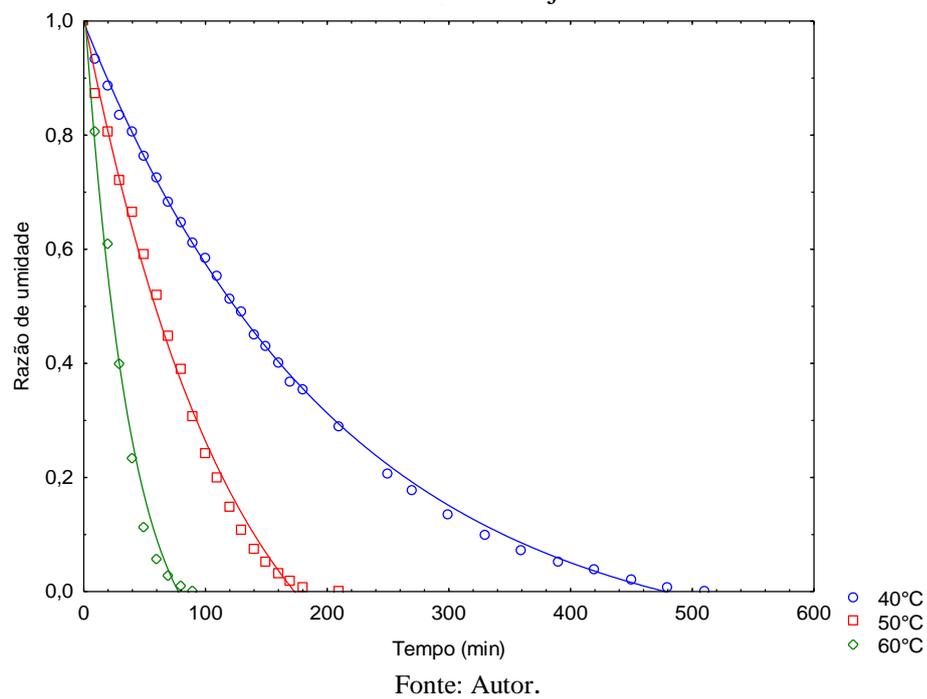
Fonte: Autor.

### Apêndice D - 2 Ajuste do modelo Logarítmico aos dados experimentais das curvas cinéticas da folhas de grumixama



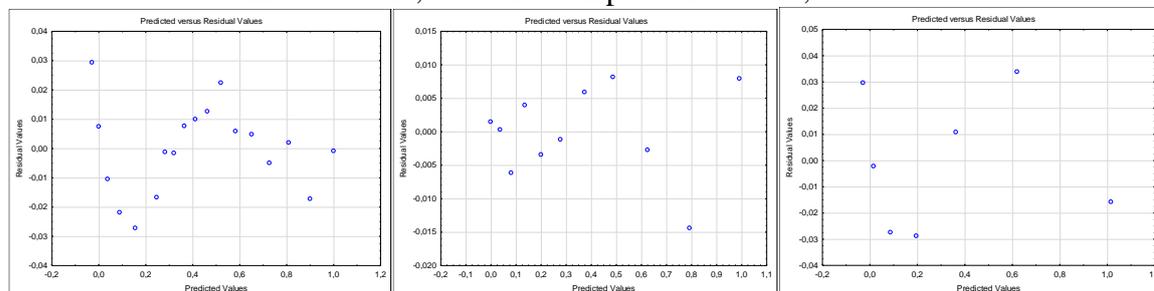
Fonte: Autor.

Apêndice D - 3 Ajuste do modelo Logarítmico aos dados experimentais das curvas cinéticas das folhas de feijoa.



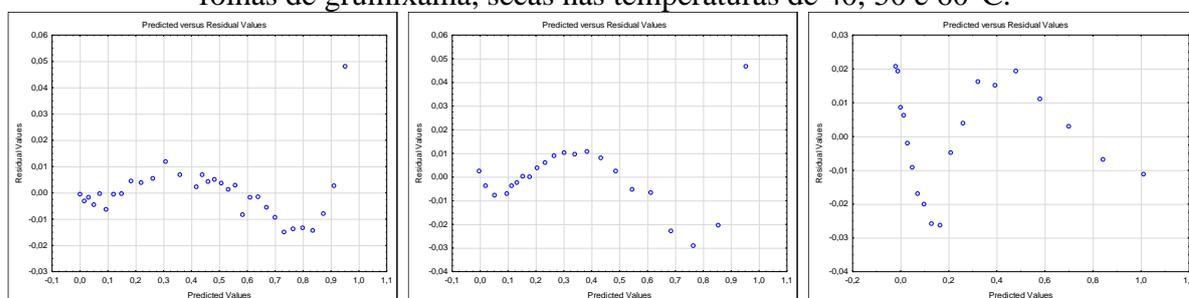
## APÊNDICE E – Resíduos do ajuste do modelo logarítmico

Apêndice E - 1 Distribuição aleatória dos resíduos do ajuste do modelo Logarítmico para as folhas de uvaia, secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.



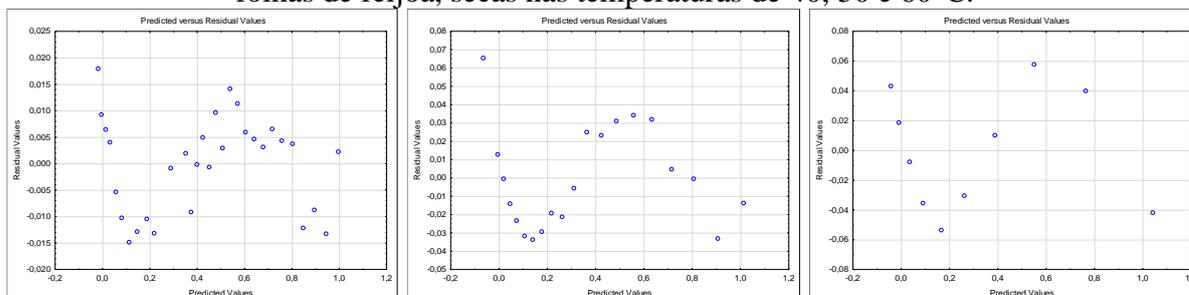
Fonte: Autor.

Apêndice E - 2 Distribuição aleatória dos resíduos do ajuste do modelo Logarítmico para as folhas de grumixama, secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.



Fonte: Autor.

Apêndice E - 3 Distribuição aleatória dos resíduos do ajuste do modelo Logarítmico para as folhas de feijoa, secas nas temperaturas de 40, 50 e 60°C.



Fonte: Autor.

**APÊNDICE F – Curvas de TG (a) e DTG (b) da lecitina, óleo de semente de uva (OSU) e P123.**

