

UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ

CASSIA REGINA KOSTANESKI

**POTENCIAL ANTIOXIDANTE E ANTIMICROBIANO DE ESPÉCIES DA FAMÍLIA
ASTERACEAE E APLICAÇÃO NO DESENVOLVIMENTO DE FILMES
BIOPOLIMÉRICOS**

**TOLEDO
2023**

CASSIA REGINA KOSTANESKI

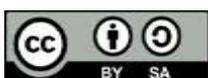
**POTENCIAL ANTIOXIDANTE E ANTIMICROBIANO DE ESPÉCIES DA FAMÍLIA
ASTERACEAE E APLICAÇÃO NO DESENVOLVIMENTO DE FILMES
BIOPOLIMÉRICOS**

**ANTIOXIDANT AND ANTIMICROBIAL POTENTIAL OF SPECIES FROM THE
ASTERACEAE FAMILY AND APPLICATION IN THE DEVELOPMENT OF
BIOPOLYMERIC FILMS**

Trabalho de conclusão de curso de graduação
apresentada como requisito para obtenção do título de
Tecnólogo em Processos Químicos da Universidade
Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR).
Orientador(a): Prof^a. Dr^a Tatiana Shioji Tiuman

TOLEDO

2023



[4.0 Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0/)

Esta licença permite remixe, adaptação e criação a partir do trabalho, mesmo para fins comerciais, desde que sejam atribuídos créditos ao(s) autor(es) e que licenciem as novas criações sob termos idênticos. Conteúdos elaborados por terceiros, citados e referenciados nesta obra não são cobertos pela licença.

CASSIA REGINA KOSTANESKI

**POTENCIAL ANTIOXIDANTE E ANTIMICROBIANO DE ESPÉCIES DA FAMÍLIA
ASTERACEAE E APLICAÇÃO NO DESENVOLVIMENTO DE FILMES
BIOPOLIMÉRICOS**

Trabalho de Conclusão de Curso de Graduação
apresentado como requisito para obtenção do título de
Tecnólogo em Processos Químicos da Universidade
Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR).

Data de aprovação:

Prof.^a Dr.^a Tatiana Shioji Tiومان
Universidade Tecnológica Federal do Paraná, campus Toledo
Orientadora

Prof.^a Dr.^a Solange Maria Cottica
Universidade Tecnológica Federal do Paraná, campus Toledo
Avaliador

Prof. Dr. Ricardo Fiori Zara
Universidade Tecnológica Federal do Paraná, campus Toledo
Avaliador

TOLEDO

2023

OBS: A Folha de Aprovação assinada encontra-se na Coordenação do Curso de Tecnologia em Processos Químicos.

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Eliene e José, pela educação e por todo o apoio e incentivo durante a graduação.

A minha orientadora, Prof.^a Dr.^a Tatiana Shioji Tiunan, pelas orientações, ensinamentos, compreensão e paciência ao esclarecer minhas dúvidas durante o desenvolvimento deste trabalho.

Aos membros da banca, Prof.^a Dr.^a Solange Maria Cottica e Prof. Dr. Ricardo Fiori Zara, por aceitarem o convite e pelo conhecimento repassado nas disciplinas ministradas na graduação.

A todos os professores que conheci durante a graduação, pelo conhecimento compartilhado.

Aos meus colegas de curso, com quem convivi intensamente durante os últimos anos, pelo companheirismo e pela troca de experiências que me permitiram crescer não só como pessoa, mas também como formando.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela concessão da bolsa de iniciação científica.

Ao Horto de Plantas Medicinais da UFPR – Palotina, pela disponibilização das plantas utilizadas neste estudo.

A Universidade Paranaense (UNIPAR) pela disponibilização do laboratório de microbiologia para realização das análises.

Ao Laboratório Central Analítica (LABCA), pelo suporte e a disponibilidade dos recursos para a realização eficiente das análises e experimentos necessários para o desenvolvimento do trabalho.

E agradeço a todos que contribuíram e estiveram comigo durante a minha trajetória acadêmica.

Este trabalho foi realizado com o apoio financeiro do Campus Toledo da Universidade Tecnológica Federal do Paraná, por meio do Edital n° 24/2023.

RESUMO

A família Asteraceae, conhecida pela sua diversidade vegetal, é valorizada na medicina tradicional devido às propriedades antioxidantes e antimicrobianas. A incorporação de extratos naturais em filmes biodegradáveis para embalagens de alimentos apresenta-se em ascensão. Por isso, há um crescente interesse em desenvolver embalagens alimentares a partir de biopolímeros como de quitosana. O objetivo deste trabalho foi avaliar as propriedades antioxidantes e antimicrobianas de carqueja (*Baccharis* spp.) e mil-folhas (*Achillea millefolium* L.) para aplicação em filmes biopoliméricos à base de quitosana. Os extratos foram obtidos utilizando processador ultrassônico, onde diferentes quantidades de folhas e caules secos e triturados foram adicionados em água ou etanol 70 % e submetidos a temperatura de 25 °C, amplitude de 90 %, por 10 minutos. Após, o líquido foi filtrado e armazenado sob refrigeração. Os maiores teores de compostos fenólicos totais foram de $25,80 \pm 0,64$ e $14,00 \pm 0,29$ mg EAG g⁻¹ amostra para extratos de mil-folhas e carqueja, respectivamente. Destacou-se o extrato de mil-folhas com uma atividade antioxidante de $582,11 \pm 2,00$ μmol ET g⁻¹ amostra, pelo método DPPH. A atividade antimicrobiana foi avaliada, observando-se halos de inibição contra as bactérias testadas. A incorporação dos extratos nos filmes de quitosana aumentou a espessura, o teor de umidade e a solubilidade em água em comparação com o filme controle. Os resultados apontam para o potencial dos extratos de Asteraceae em embalagens ativas, contribuindo para futuros avanços na área e oferecendo uma solução ambientalmente vantajosa.

Palavras-chave: carqueja; mil-folhas; extratos naturais de plantas; quitosana; filmes ativos e biodegradáveis.

ABSTRACT

The Asteraceae family, known for its plant diversity, is valued in traditional medicine due to its antioxidant and antimicrobial properties. Incorporating natural extracts into biodegradable films for food packaging is on the rise. Therefore, a growing interest is in developing food packaging from biopolymers such as chitosan. This work aimed to evaluate the antioxidant and antimicrobial properties of carqueja (*Baccharis* spp.) and yarrow (*Achillea millefolium* L.) for application in chitosan-based biopolymeric films. The extracts were obtained using an ultrasonic processor, where different amounts of dried and crushed leaves and stems were added to water or 70% ethanol and subjected to temperature of 25 °C, amplitude of 90%, for 10 minutes. Afterward, the liquid was filtered and stored under refrigeration. The highest levels of total phenolic compounds were 25.80 ± 0.64 and 14.00 ± 0.29 mg EAG g⁻¹ sample for yarrow and carqueja extracts, respectively. The yarrow extract stood out with antioxidant activity of 582.11 ± 2.00 μmol ET g⁻¹ sample, using the DPPH method. The antimicrobial activity was evaluated, observing inhibition halos against the tested bacteria. The incorporation of extracts into chitosan films increased thickness, moisture content, and water solubility compared to the control film. The results point to the potential of Asteraceae extracts in active packaging, contributing to future advances in the area and offering an environmentally advantageous solution.

Keywords: carqueja; yarrow; natural plant extracts; chitosan; active and biodegradable films.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	9
2	OBJETIVOS	10
2.1	Objetivo geral	10
2.2	Objetivos específicos	10
3	JUSTIFICATIVA	11
4	REVISÃO DE LITERATURA	12
4.1	Família Asteraceae	12
4.1.1	<i>Baccharis</i> spp.....	14
4.1.2	<i>Achillea millefolium</i> L.....	16
4.2	Filmes biodegradáveis a base de quitosana	17
4.3	Plantas medicinais e seus constituintes bioativos	19
4.3.1	Atividade antioxidante de extratos naturais	19
4.3.2	Atividade antimicrobiana	20
5	MATERIAL E MÉTODOS	22
5.1	Material vegetal	22
5.2	Processo de extração	22
5.3	Avaliação da atividade antioxidante	22
5.4	Determinação de compostos fenólicos	23
5.5	Avaliação da atividade antimicrobiana	23
5.6	Produção das soluções filmogênicas	24
5.7	Caracterização dos filmes	24
5.7.1	Análise visual	24
5.7.2	Espessura	25
5.7.3	Teor de umidade	25
5.7.4	Solubilidade em água	25
6	RESULTADOS E DISCUSSÃO	26
6.1	Produção e caracterização dos extratos	26
6.1.1	<i>Achillea millefolium</i> L.....	27
6.1.2	<i>Baccharis</i> spp.....	29
6.1.3	Atividade antimicrobiana dos extratos de carqueja e mil folhas	31
6.2	Caracterização dos filmes	32
6.2.1	Aspecto visual	32
6.2.2	Espessura, teor de umidade e solubilidade em água.....	33
7	CONSIDERAÇÕES FINAIS	35

REFERÊNCIAS36

1 INTRODUÇÃO

As plantas pertencentes à família Asteraceae representam uma das maiores famílias de plantas, com muitas espécies sendo cultivadas e utilizadas na medicina tradicional devido às suas propriedades antimicrobianas, anti-inflamatórias, analgésicas, diuréticas, entre outras aplicações farmacológicas (Fabri et al. 2011). Nos extratos naturais dessas plantas, encontram-se compostos bioativos conhecidos como metabólitos secundários, como flavonoides, terpenoides e alcaloides, que em parte são responsáveis pelas características observadas nestas plantas (Amarowicz & Pegg, 2019).

Devido às propriedades antioxidantes e antimicrobianas amplamente encontradas nas plantas, os extratos provenientes delas revelam-se altamente versáteis em sua aplicação na indústria farmacêutica, na produção de cosméticos, na perfumaria e na indústria alimentícia, pois possuem a capacidade de melhorar a estabilidade, inibindo ou retardando a oxidação, prevenindo o crescimento bacteriano e fúngico e aumentando a vida útil dos produtos (Fib, 2010).

Os filmes biodegradáveis utilizados na fabricação de embalagens para alimentos desempenham um papel crucial ao estender o prazo de validade dos produtos alimentícios, proporcionando proteção contra fatores externos, como microrganismos, umidade e luz ultravioleta, além de melhorar a segurança ou ainda aprimorar as características sensoriais dos produtos alimentícios (Malhotra et al. 2015). Isso é alcançado através da incorporação de compostos e ingredientes ativos nos materiais de embalagem, permitindo simultaneamente a preservação da qualidade dos alimentos. Recentemente, houve um interesse significativo nas embalagens alimentares desenvolvidas a partir de biopolímeros como a quitosana, devido às suas vantagens ambientais (Ren, 2017).

Neste contexto, o presente trabalho avaliou as propriedades antioxidantes e antimicrobianas de dois gêneros de plantas da família Asteraceae, carqueja (*Baccharis* sp.) e mil-folhas (*Achillea millefolium* L.) para aplicação em filmes biopoliméricos à base de quitosana.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Obtenção de extratos naturais com a finalidade de aplicação no desenvolvimento de produtos.

2.2 Objetivos específicos

- ✓ Realizar o levantamento de literatura sobre plantas da família Asteraceae.
- ✓ Obter os produtos naturais e elaborar extratos.
- ✓ Determinar a atividade antimicrobiana por meio da técnica de disco-difusão contra bactérias Gram-positivas e Gram-negativas.
- ✓ Aplicar a metodologia de avaliação da atividade antioxidante do produto natural (DPPH) e verificar a presença de compostos fenólicos (Folin-Ciocalteu).
- ✓ Desenvolver biofilmes com aplicação de extratos naturais e fazer teste físico-químicos.

3 JUSTIFICATIVA

O crescente interesse na identificação de extratos vegetais com atividades biológicas diversificadas reflete a busca por plantas com propriedades antioxidantes e antimicrobianas. A atividade antioxidante é crucial devido à associação dos radicais livres a condições como câncer, diabetes e envelhecimento. Simultaneamente, a atividade antimicrobiana torna-se essencial diante da resistência de muitos microrganismos a antibióticos convencionais, representando um desafio significativo para a saúde pública (Fabri et al. 2011).

As plantas da família Asteraceae têm sido amplamente investigadas em relação à sua composição química e atividade biológica, sendo importantes para a medicina tradicional, no tratamento e prevenção de várias doenças (Verdi et al. 2015).

O aumento da atenção voltada para as embalagens biodegradáveis e filmes ativos tem impulsionado pesquisas para desenvolver soluções que atuem como barreiras contra trocas de gases, umidade e proporcionem proteção antioxidativa aos alimentos. Em contraste com embalagens tradicionais, que são inertes, a busca por filmes biodegradáveis ativos visa estabelecer uma interação direta entre a embalagem e o alimento, incorporando compostos como antioxidantes e corantes naturais para retardar o processo de oxidação e proteger contra a ação da luz (Gómez-estaca et al., 2014; Malhotra et al. 2015; Costa et al. 2022; Braga et al. 2022; Maciel et al. 2023).

Nesse contexto, a incorporação dos extratos vegetais de plantas da família Asteraceae em embalagens biodegradáveis de alimentos visa melhorar as propriedades antioxidantes e/ou antimicrobianas e, por conseguinte, a capacidade de proteção.

4 REVISÃO DE LITERATURA

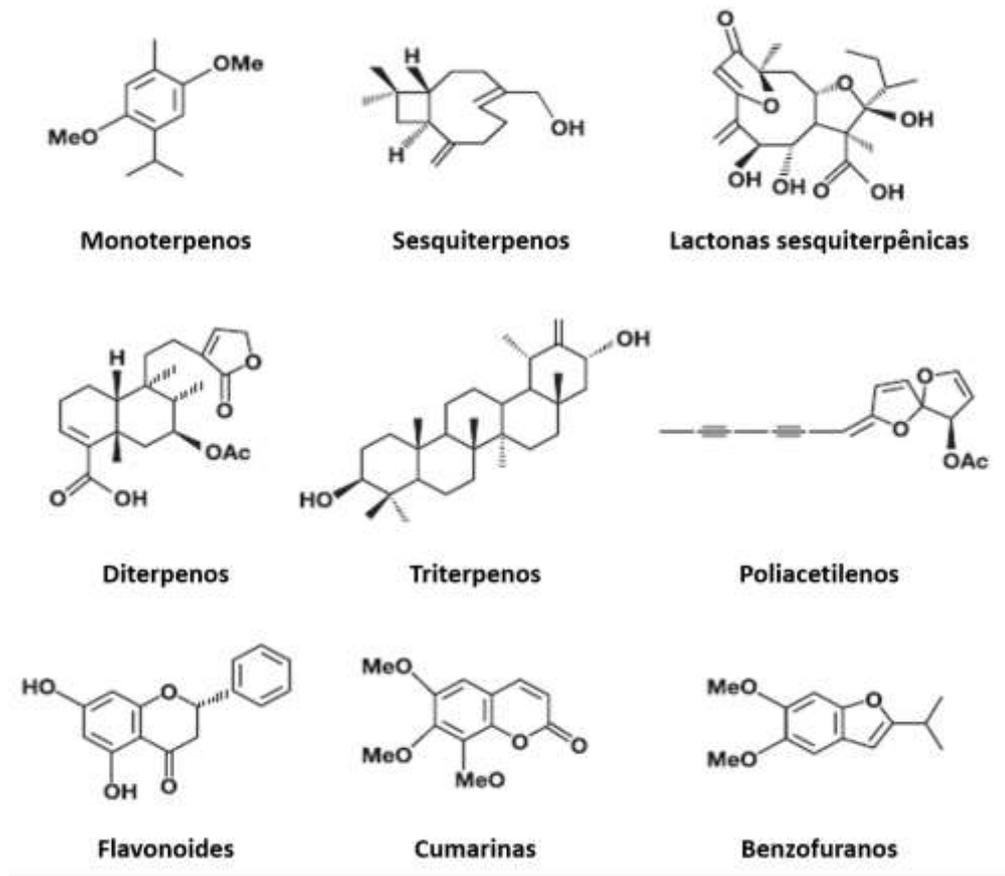
4.1 Família Asteraceae

A família Asteraceae, anteriormente denominada Compositae, é uma das maiores famílias de Angiospermas. São representadas por numerosas espécies, com estimativas entre aproximadamente 27.000 e 30.000 espécies (Roque et al. 2017; Souza; Lorenzi, 2019; Stevens, 2023). Podem ser encontradas em diversas formas, incluindo herbáceas, arbustivas e árvores em menor quantidade. Apresentam folhas simples e inflorescências distintas em forma de capítulo, com uma variedade de cores (JUDD et al., 2009).

As Asteraceae possuem uma distribuição global, sendo encontradas em todos os continentes, com exceção da Antártica. No entanto, sua presença é mais notável em regiões temperadas e semiáridas dos trópicos e subtropicais (Roque & Bautista, 2008). No Brasil, é possível encontrar aproximadamente 2.214 espécies e 327 gêneros, presentes em todos os biomas, com uma maior variedade de espécies nas formações abertas como o cerrado, campos rupestres, campos de altitude e os pampas, sendo menos comuns em áreas de mata atlântica, restinga, caatinga, brejos e florestas de altitude (Roque et al. 2017; Flora e Funga do Brasil, 2023).

A vasta diversidade morfológica e geográfica das Asteraceae é evidenciada pela sua capacidade de produzir uma ampla variedade de metabólitos secundários, que incluem monoterpenos, diterpenos, triterpenos, sesquiterpenos e lactonas sesquiterpênicas, poliacetilenos, flavonoides, ácidos fenólicos, benzofuranos, cumarinas e alcaloides pirrolizidínicos. As principais vias biossintéticas derivam da acetil-coenzima A e/ou de aminoácidos, resultando em um notável conjunto de estruturas únicas isoladas de quase todas as tribos e gêneros investigados (Funk, et al. 2009). A Figura 1 exemplifica cada uma das principais classes químicas identificadas em Asteraceae.

Figura 1 – Classes químicas identificadas em plantas da família Asteraceae



Fonte: Adaptado de FUNK et al. 2009

Devido à ampla diversidade de espécies que apresentam uma variedade de perfis químicos, a composição química das plantas da família Asteraceae tem sido um assunto de grande interesse para os cientistas ao longo do tempo (Funk et al. 2009).

Além disso, muitas espécies têm sido cultivadas devido a sua importância comercial. Entre folhas e caules, pode-se citar alface (*Lactuca sativa* L.), chicória (*Cichorium intybus* L.), escarola (*Cichorium endiva* L.) e alcachofra (*Cynara scolymus* L.). Os óleos extraídos de sementes mais importante são o girassol (*Helianthus annus* L.) e o cártamo (*Carthamus tinctorius* L.). Outras espécies são utilizadas na decoração de ambientes destacando-se o crisântemo (*Chrysanthemum indicum* L.), a margarida (*Bellis perennis* L.) e a calêndula (*Calendula officinalis* L.) (Funk et al. 2009).

Além de sua relevância comercial, as plantas pertencentes à família Asteraceae são reconhecidas por suas propriedades terapêuticas, cosméticas e aromáticas. Na literatura, já são registrados usos medicinais dessa família como antihelmíntico, anti-inflamatório, adstringente, colestérico, antihemorrágico, antimicrobiano, diurético, analgésico e antiespasmódico. (Fabri et al. 2011).

4.1.1 *Baccharis* spp.

Baccharis é um importante gênero da família Asteraceae, abrangendo diversas espécies conhecidas popularmente como carqueja (Figura 2). Essas plantas geralmente assumem a forma de arbustos perenes, variando em altura de 50 cm a 4 m. O gênero engloba mais de 500 espécies distribuídas desde os Estados Unidos até a Argentina, com 90% delas encontrando-se na América do Sul (Budel et al. 2004). No Brasil, estima-se a presença de aproximadamente 179 espécies, distribuídas principalmente nas regiões Sudoeste e Sul. (Heiden, 2020).

Conforme mencionado por Corrêa (1984)¹, o termo "carqueja" inicialmente parece ter sido atribuído à espécie *B. genistifolia* DC. No entanto, ao longo do tempo, sua aplicação foi ampliada para incluir outras espécies com ramos alados. As variedades reconhecidas como carqueja são: *B. articulata* (Lam.) Persoon, *B. dracunculifolia* DC., *B. trimera* (Less.) DC., *B. cylindrica* (Less.) DC., *B. fastigiata* Baker, *B. gaudichaudiana* DC., *B. genistifolia* DC., *B. glaziovii* Baker, *B. junciformis* DC., *B. lundii* DC., *B. microcephala* Baker, *B. notoserigila* Griseb., *B. opuntioides* Mart., *B. pauciflosculosa* DC., *B. pentaptera* DC., *B. polyptera* DC., *B. sagittalis* (Less.) DC. e *B. stenocephala* Baker (Corrêa, 1984, apud Budel et al. 2004).

Figura 2 – Imagens de plantas do gênero *Baccharis* spp.

(a) *B. articulata* (Lam); (b) *B. crispa* Spreng.; (c) *B. dracunculifolia* DC.



Fonte: Heiden (2020)

¹ CORRÊA, M. P. Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas. Rio de Janeiro: IBDF, 1984. V.2.

A carqueja é bastante utilizada na medicina popular como antioxidante, anti-inflamatória, antiúlcera, em tratamentos de problemas estomacais e diabetes (Biavatti et al. 2007, Agra et al. 2007), estando a espécie *B. trimera* (Less.) DC. incluída na Farmacopeia Brasileira (2021). Na área medicinal, sua aplicação se dá por meio da utilização de fitomedicamentos, assim como pelo emprego da planta em seu estado natural. Este último método frequentemente resulta de práticas extrativistas desordenadas, devido à escassez de manejo adequado para essas espécies. Isso acarreta desafios para as populações que ocorrem naturalmente (Morais & Castanha, 2011).

Gené et al. (1996) estudou os efeitos anti-inflamatórios do extrato aquoso de *B. trimera* em ratos, sendo que os resultados indicaram que a carqueja apresenta propriedades anti-inflamatórias e antioxidantes. Esses efeitos devem-se aos compostos ativos encontrados na planta, como um complexo de saponinas que tem como componente majoritário o ácido equinocístico e também a rutina, um composto flavonóide.

Morais et al. (2009) utilizou amostras de diversos chás para avaliar a atividade antioxidante, incluindo *B. trimera*, empregando o método sequestrador de radicais livres DPPH. A espécie apresentou na composição de seu óleo essencial os compostos pineno, carquejol, acetato de carquejilo e sesquiterpenos.

Fabri et al. (2011) avaliou a partir dos extratos metanólicos das folhas de *B. trimera* L. e *B. dracunculifolia* DC. a atividade antioxidante baseada no método de redução do radical 2,2'-difeníl-1-picrihidrazila (DPPH). As espécies apresentaram em sua composição compostos químicos como triterpenoides, saponinas, esteroides, cumarinas, fenóis, taninos, flavonoides e antraquinonas. Dentre os microrganismos testados, *B. trimera* apresentou atividade antibacteriana significativa para *Cryptococcus neoformans*, enquanto *B. dracunculifolia* apresentou significativa atividade para *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus cereus* e *Cryptococcus neoformans*.

Paroul et al. (2016) determinou a atividade antioxidante e a composição químicas de duas espécies da família Asteraceae, *Baccharis trimera* e *Baccharis dracunculifolia*. A partir dos extratos aquosos e óleos essenciais, *B. dracunculifolia* apresentou 12 substâncias majoritárias e *B. trimera* apresentou 7, sendo a concentração de sesquiterpenos maior no óleo essencial de *B. dracunculifolia*. O cariofileno foi encontrado no óleo essencial das duas espécies como um dos

componentes majoritários. Os resultados também demonstraram que a atividade antioxidante tem correlação positiva com a concentração dos óleos essenciais, sendo 74,23% e 79,21% em *Baccharis trimera* e *Baccharis dracunculifolia*, respectivamente. Os resultados de atividade antioxidante dos extratos aquosos foram cerca de 100 vezes superiores aos óleos essenciais, indicando a maior ação antioxidante dos compostos em forma aquosa, devido a característica hidrossolúvel dos compostos.

4.1.2 *Achillea millefolium* L.

Achillea millefolium L. (Figura 3), popularmente conhecida como mil-folhas, aquiléia, atroveran, novalgina, mil-em-ramas ou milefólio, é uma planta herbácea perene, aromática, possuindo cerca de 30 a 50 centímetros de altura, com flores brancas, rosas ou roxas e numerosas folhas (folíolos). *A. millefolium* é encontrada em várias localidades, predominantemente nas regiões da Europa Oriental, Sudeste e Central, além do extremo sul dos Alpes, abrangendo desde a Suíça até os Balcãs, e é amplamente cultivada em quase todas as regiões do Brasil (Lorenzi & Matos, 2002; Brendler et al., 2000).

Figura 3 – Planta *Achillea millefolium* L.

(a) Imagem das folhas; (b) Imagem das inflorescências



Fonte: (a) Autoria própria (2022); (b) Leidus (2013)

A mil-folhas, é valorizada não apenas por sua beleza ornamental, mas também por suas amplas aplicações na medicina tradicional, graças às suas propriedades diuréticas, anti-inflamatórias, antiespasmódicas e cicatrizantes (Lorenzi & Matos, 2002).

A erva possui a capacidade de promover a produção de bile devido à presença de guaianolida e germacranolida. Além disso, a quantidade de flavonoides exerce um efeito relaxante sobre os espasmos musculares. Por outro lado, a fração proazuleno possui propriedades anti-inflamatórias e anti-edema. Esses efeitos são provavelmente resultado da interação entre várias estruturas moleculares com o chamazuleno e os flavonoides. A planta apresenta efeitos semelhantes aos observados nas flores de camomila, uma vez que alguns de seus componentes são idênticos (Brendler et al., 2000).

Estudos acerca da composição química do óleo essencial de *A. millefolium* apontam para a sua notável complexidade. Os constituintes principais registrados são o 1,8-cineol, cânfora, chamazuleno, α -eudesmol, α -cadinol e borneol (Farhadi et al., 2020); 4-terpineol, monoterpenos e sesquiterpenos (El-Kalamouni et al., 2017); β -pinene (Ahmadi-Dastgerdi et al., 2017); germacrene D e sabinene (Verma et al., 2017). Os fatores ecológicos, como clima, altitude, associação de plantas e nutrientes, exercem uma influência importante na composição química dos óleos essenciais de *A. millefolium*. Além disso, é possível observar variações na composição química, mesmo entre quimiotipos semelhantes (El-Kalamouni et al., 2017).

Esta planta ainda apresenta potencial antimicrobiano, pesquisas relacionadas com o extrato e o óleo essencial evidenciaram uma notável atividade contra *Staphylococcus aureus* e *Bacillus cereus*. Além disso, ao avaliar a atividade antifúngica do óleo essencial da planta detectou-se um notável efeito inibitório contra os fungos *R. stolonifer*, *V. dahliae*, *C. gloeosporioides*, *Botrytis cinerea* e *Aspergillus niger*. Esses efeitos inibitórios foram atribuídos à presença de monoterpenos e sesquiterpenos (Grigore et al. 2020; El-Kalamouni et al. 2017).

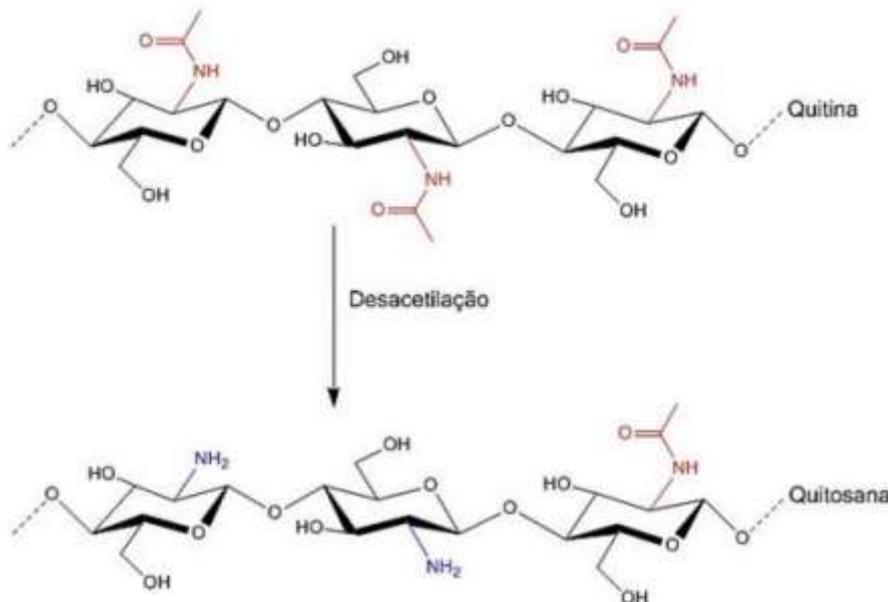
4.2 Filmes biodegradáveis a base de quitosana

Os filmes biodegradáveis utilizados na fabricação de embalagens para alimentos desempenham um papel crucial ao estender o prazo de validade dos produtos alimentícios, proporcionando proteção contra fatores externos, como microrganismos, umidade e luz ultravioleta, além de melhorar a segurança ou ainda

aprimorar as características sensoriais dos produtos alimentícios (Malhotra et al. 2015). Isso é alcançado através da incorporação de compostos e ingredientes ativos nos materiais de embalagem, permitindo simultaneamente a preservação da qualidade dos alimentos. Nos últimos anos, houve um interesse significativo nas embalagens alimentares desenvolvidas a partir de biopolímeros como a quitosana, devido às suas vantagens ambientais (Ren et al. 2017).

A quitosana é produzida pela reação de desacetilação da quitina em um meio alcalino (Figura 4). A quitina, por sua vez, é um polímero natural extraído dos exoesqueletos de crustáceos e insetos, sendo composta por β -(1 \rightarrow 4)-2-amino-2-desoxi-D-glicose e β -(1 \rightarrow 4)-2-acetamida-2-desoxi-D-glicose. Devido a sua estrutura cristalina altamente organizada, a quitina é insolúvel em soluções aquosas e na maioria dos solventes orgânicos, além de possuir baixa reatividade química (Laranjeira & Faveré, 2009). Devido às suas características de ser biocompatível, biodegradável, antimicrobiano e ambientalmente amigável, a quitosana tem encontrado uma ampla gama de aplicações na indústria alimentícia (Kalaycioglu, 2017).

Figura 4 – Estruturas químicas da quitina e quitosana



Fonte: Rodrigues, 2017

Em embalagens ativas, a quitosana se destaca pela sua capacidade de formação de película, pela habilidade em funcionar como uma barreira contra a perda de umidade, regular a respiração dos frutos, prevenir o escurecimento enzimático,

apresentar atividade antimicrobiana e não-toxicidade (Fai et al. 2008; Priyadarshi et al. 2018). A produção de filmes não apenas envolve a aplicação de agentes, como a quitosana, para formação da película, mas também pode abranger a utilização de solventes, plastificantes e vários outros reagentes (Maciel et al. 2012).

Nos últimos anos, foi demonstrado que o aprimoramento das propriedades dos filmes de quitosana podem ser alcançados por meio da adição de diversos aditivos naturais, como óleos essenciais, extratos de plantas (Souza et al. 2017; Kalaycioglu, 2017) e extratos de frutas (Sun, 2017).

4.3 Plantas medicinais e seus constituintes bioativos

Desde a antiguidade, as plantas medicinais têm sido empregadas como remédios para tratar diversas enfermidades, desempenhando um papel crucial na saúde. Apesar dos notáveis avanços na medicina moderna nas últimas décadas, as plantas continuam a desempenhar uma função significativa nos cuidados a saúde. Elas estão amplamente distribuídas em todo o mundo, com uma presença mais proeminente nos países tropicais (Calixto, 2000).

Ao longo dos anos, o entendimento das propriedades dessas plantas tem sido empregado na fabricação de fitoterápicos, que são medicamentos derivados exclusivamente de matérias-primas vegetais ativas, podendo ser naturais ou sintéticos. Aproximadamente 25% de todos os medicamentos modernos são estimados como sendo diretamente ou indiretamente derivados de plantas. Em categorias específicas, como medicamentos antitumorais e antimicrobianos, cerca de 60% dos medicamentos atualmente disponíveis no mercado e a maioria dos que estão nas fases finais dos ensaios clínicos têm origem em produtos naturais. Portanto, é essencial compreender as propriedades farmacológicas das plantas e dos componentes químicos que desempenham a atividade biológica (Lima, 2023; Calixto, 2000).

4.3.1 Atividade antioxidante de extratos naturais

De acordo com a Farmacopeia Brasileira, extratos são formulações de textura líquida, semissólida ou sólida, originadas de substâncias vegetais, por meio da aplicação de métodos extrativos e solventes adequados. A caracterização de um extrato é fundamentalmente determinada pela qualidade da planta utilizada, pelo

procedimento de fabricação e pelas especificações correspondentes (Brasil, 2021). É notável o crescente uso de extratos vegetais em alimentos funcionais, formulações cosméticas e produtos medicinais com substâncias biologicamente ativas, impulsionado pelos benefícios clínicos associados a eles, como atividade antioxidante (Campanha et al. 2020).

Antioxidantes são substâncias capazes de prevenir, impedir ou reduzir os danos oxidativos no DNA, nas proteínas e nos lipídios. Funcionam como neutralizadores de espécies reativas de oxigênio (ERO), prejudiciais e responsáveis pela iniciação ou progressão de doenças. Desse modo, constituem componentes essenciais na prevenção de distúrbios causados por reações excessivas com radicais livres. As categorias de compostos naturais com notável potencial antioxidante incluem os ácidos fenólicos, flavonoides e compostos polifenólicos. A presença de grupos fenólicos nesses compostos favorece a estabilização de radicais livres devido às estruturas de ressonância que podem ser formadas, conferindo-lhes, assim, uma atividade antioxidante elevada (Souza et al. 2014).

4.3.2 Atividade antimicrobiana

A investigação de novos agentes antimicrobianos desempenha um papel fundamental no avanço da saúde global, buscando substâncias mais eficazes e menos tóxicas diante da resistência e do surgimento de microrganismos patogênicos. As plantas destacam-se nesse cenário como uma fonte relevante de novos fármacos, e estudos etnofarmacológicos e fitoquímicos têm identificado diversos metabólitos secundários presentes nas plantas com propriedades antimicrobianas, contribuindo para a potencial descoberta de novos antibióticos (Pereira et al. 2022).

Os metabólitos secundários são responsáveis pela adaptação das plantas e sua interação com o ambiente, em geral, podem ser divididos em três grandes grupos: terpenos, compostos fenólicos e alcaloides (Tayz & Zeiger, 2009; Amarowicz & Pegg, 2019).

Os terpenos são sintetizados a partir do ácido mevalônico ou de reações através da rota do metileritritol fosfato (MEP), classificam-se pelo número de unidades de C5. As saponinas e os carotenoides são considerados como terpenos, além desses, destacam-se os óleos essenciais, que são uma mistura de monoterpenos e sesquiterpenos, apresentando reconhecidas propriedades antioxidantes, atuam como

repelentes de insetos e possuem aplicação industrial em sabores e perfumes. (Tayz & Zeiger, 2009; Vizzoto et al. 2010).

Os compostos fenólicos podem ser biossintetizados a partir do ácido chiquímico e do ácido mevalônico, apresentam em sua estrutura química hidroxilas e anéis aromáticos, que os confere o poder antioxidante. Existem cerca de 10.000 compostos, constituindo um grupo quimicamente heterogêneo, dentre eles, destacam-se os flavonoides, ácidos fenólicos, cumarinas, taninos e ligninas (Tayz & Zeiger, 2009; Shahidi & Naczki, 1995 apud Angelo & Jorge, 2006).

Os alcaloides são compostos orgânicos cíclicos que possuem nitrogênio em sua estrutura, possuem caráter alcalino e geralmente são solúveis em água. Sintetizados a partir de aminoácidos ou bases nitrogenadas. A grande maioria dos alcaloides são tóxicos aos humanos quando ingeridos em grandes quantidades. Outros, utilizados em doses baixas, são farmacologicamente úteis, como a cafeína e a morfina (Tayz & Zeiger, 2009, Vizzoto et al. 2010).

A utilização de extratos vegetais com atividade antimicrobiana bem estabelecida, constitui uma importante fonte de novos produtos biologicamente ativos. Contudo, há ainda poucos conhecimentos sobre a interação entre diferentes extratos. Essa interação pode ocorrer de maneira a potencializar a ação antimicrobiana, mas também pode resultar na redução ou até mesmo na perda dessa atividade. Diante desse cenário, torna-se necessário avaliar a interação antimicrobiana entre extratos vegetais, proporcionando “insights” para garantir a eficácia do uso concomitante (Eller et al. 2015).

5 MATERIAL E MÉTODOS

5.1 Material vegetal

As folhas e ramos das plantas *Baccharis* spp. e *Achillea millefolium* L. foram manualmente coletadas na Universidade Federal do Paraná - Setor Palotina, em novembro de 2022. *Achillea millefolium* L. possui registro no Herbário da Flora e Fungos do Oeste do Paraná (FFOP) nº 1267. As folhas foram separadas e deixadas para secar entre folhas de papel por 7 dias em temperatura ambiente. Em seguida, foram submetidas à secagem em estufa com circulação de ar a aproximadamente 35 °C por 24 horas. Após esse processo, o material foi triturado inicialmente em um liquidificador, seguido pelo moinho de facas SL-30 e peneirado em tamis ABNT 40 (425 µm) para obter o tamanho de partícula desejado.

5.2 Processo de extração

As amostras de *Baccharis* spp. e *A. millefolium*, trituradas individualmente, foram dispersas separadamente em diferentes quantidades em 100 mL de solvente, utilizando etanol 70% ou água destilada nos testes. Em seguida, as amostras foram adicionadas a um béquer encamisado e submetidas a um sonificador ultrassônico de ponteira com temperatura de 25 °C, amplitude de 90 %, por 10 minutos. Após a extração, o material vegetal foi separado por filtração com papel filtro quantitativo de 25 µm e a parte líquida foi armazenada em frasco âmbar sob refrigeração. Foram utilizadas diferentes quantidades de amostra para a elaboração dos extratos a fim de se determinar o melhor ponto de extração de compostos antioxidantes.

5.3 Avaliação da atividade antioxidante

A atividade antioxidante foi determinada utilizando o método de captura do radical livre 2,2-difenil-1-picril-hidrazila (DPPH) segundo Boroski et al. (2015). O DPPH é um radical livre de nitrogênio orgânico, estável a temperatura ambiente, que produz uma solução violeta e possui absorção na faixa de 515-520 nm. Este método foi desenvolvido por Blois (1958) e adaptado por Brad-Williams (1995), com o objetivo de avaliar a capacidade antioxidante de um composto em consumir o radical DPPH. Sua redução é monitorada pela diminuição da absorbância durante a reação.

A avaliação do método DPPH utilizou uma curva de calibração construída com uma solução padrão de Trolox (MM 250,29 g mol⁻¹) em metanol, cujas concentrações

variaram de 0 a 2000 $\mu\text{mol L}^{-1}$. Para realizar a análise, uma alíquota de 100 μL da solução do extrato foi misturada com 3,0 mL de uma solução metanólica contendo o radical DPPH. Em seguida, essa mistura foi mantida no escuro por um período de 30 minutos. Após o tempo determinado, a absorbância da solução foi medida a 517 nm em um espectrofotômetro UV/VIS (T80+, Reino Unido), em relação ao branco. A partir das leituras de absorbância obtidas, foi possível calcular a concentração do extrato em μmol equivalentes de Trolox por grama de amostra ($\mu\text{mol ET g}^{-1}$ amostra). Esse cálculo permitiu determinar a quantidade de Trolox equivalente no extrato em relação à massa da amostra analisada.

5.4 Determinação de compostos fenólicos

A determinação de compostos fenólicos foi realizada de acordo com o método espectrofotométrico com reagente de Folin-Ciocalteu, segundo Boroski et al. (2015). Este reagente consiste na mistura de dois ácidos, sendo eles, o ácido fosfotúngstico e ácido fosfomolibdico, que apresentam coloração amarela. Em contato com agentes redutores, reagem formando molibdênio azul e tungstênio azul.

Foi adicionada uma alíquota de 250 μL da solução do extrato a 250 μL do reagente de Folin-Ciocalteu, o qual estava previamente diluído na proporção de 1:1 em água destilada. Em seguida, foram adicionados 500 μL de uma solução saturada de carbonato de sódio (35%), também diluída em água destilada, e 4,0 mL de água destilada. A mistura resultante foi deixada em repouso por 25 minutos, protegida da luz. Após esse período, a solução foi centrifugada e a absorbância foi medida a 725 nm em um espectrofotômetro (T80+, Reino Unido). Para quantificar os resultados, foi preparada uma curva padrão utilizando ácido gálico, a quantidade equivalente de ácido gálico presente na solução do extrato foi determinada a partir da curva padrão. O resultado final foi expresso em miligramas de ácido gálico equivalente por grama de amostra, representando a quantidade de compostos fenólicos ou antioxidantes presentes no extrato analisado em relação à massa da amostra.

5.5 Avaliação da atividade antimicrobiana

A atividade antimicrobiana foi avaliada utilizando a metodologia de disco-difusão conforme NCCLS (2005), os testes foram realizados utilizando cepas padrão

de *Staphylococcus aureus* (ATTC 25923), *Escherichia coli* (ATCC 25922) e *Salmonella enterica* subsp *enterica* (CCCD S016 – Cefar).

As cepas padrão foram ativadas e padronizadas, atingindo a turbidez padrão de 0,5 da escala MacFarland. A suspensão bacteriana foi aplicada na superfície do ágar Mueller Hinton (MH) usando um swab de algodão. Em seguida, discos estéreis de papel filtro foram impregnados com os extratos, utilizando uma pinça esterilizada, e foram colocados sobre o ágar previamente inoculado com as bactérias. Após a preparação das placas, elas foram incubadas em uma estufa bacteriológica a 35°C por 24 horas. A avaliação dos resultados consistiu em medir os halos de inibição de crescimentos que se formaram ao redor de cada disco, a medida dos halos de inibição foi expressa em milímetros, indicando o grau de efetividade dos extratos em inibir o crescimento bacteriano.

5.6 Produção das soluções filmogênicas

A preparação dos filmes foi feita segundo o método de *casting*, conforme adaptação da metodologia proposta por Peralta et al. (2019). Foi preparada a solução filmogênica a partir da dissolução de 0,7 g de quitosana com 93% de desacetilação (marca Êxodo) em uma solução de ácido acético 1%, mantendo em seguida a solução em agitação constante por 60 minutos à temperatura ambiente para total diluição da quitosana. Posteriormente, foi solubilizado 0,25 g de sorbitol nos extratos e adicionado na solução de quitosana e mantido em agitação por 2 minutos. Em seguida, foi depositado uniformemente em placas de Petri descartáveis e armazenadas em BOD a 40°C por 24 horas.

5.7 Caracterização dos filmes

5.7.1 Análise visual

Foi realizada uma avaliação das características táteis e visuais dos filmes produzidos. Durante essa avaliação, verificou-se a presença de uma aparência visualmente agradável, sem bolhas ou rachaduras, e também a facilidade de remoção da placa.

5.7.2 Espessura

A espessura de cada filme foi determinada utilizando um paquímetro (MTX) de precisão 0,02 mm, pela média aritmética de 5 medidas aleatórias da superfície de cada filme.

5.7.3 Teor de umidade

A determinação do teor da umidade dos filmes seguiu o método adaptado de Peralta et al. (2019). Inicialmente, as amostras de filme, com diâmetro de 2 cm, foram pesadas. Em seguida, as amostras foram colocadas em uma estufa a uma temperatura de 105°C, onde permaneceram por 24 horas. Após esse período, as amostras foram novamente pesadas. A porcentagem de perda por dessecação foi calculada utilizando a equação (1):

$$\text{Teor de umidade (\%)} = \frac{M_0 - M_1}{M_0} \times 100 \quad (1)$$

Em que M_0 representa o peso da amostra antes da secagem (g) e M_1 o peso da amostra depois da secagem (g).

5.7.4 Solubilidade em água

Para a determinação da solubilidade, será utilizada a metodologia conforme Peralta et al. (2019). Os filmes utilizados na análise de teor de umidade, após secagem, foram adicionados em erlenmeyers contendo 50 mL de água destilada e colocados em incubadora refrigerada com agitação orbital (THOTH, modelo 6430) a 68 rpm em 25°C durante 24 horas. Posteriormente, os filmes foram retirados da solução e realizou-se a secagem em estufa (SOLAB, modelo SL-100) a 105°C durante 24 horas, seguido de pesagem. A matéria solúvel foi determinada pela equação (2):

$$\text{Matéria solúvel (\%)} = \frac{M_1 - M_2}{M_1} \times 100 \quad (2)$$

Sendo, M_1 a massa inicial a seco da amostra (g) e M_2 a massa seca final da amostra (g).

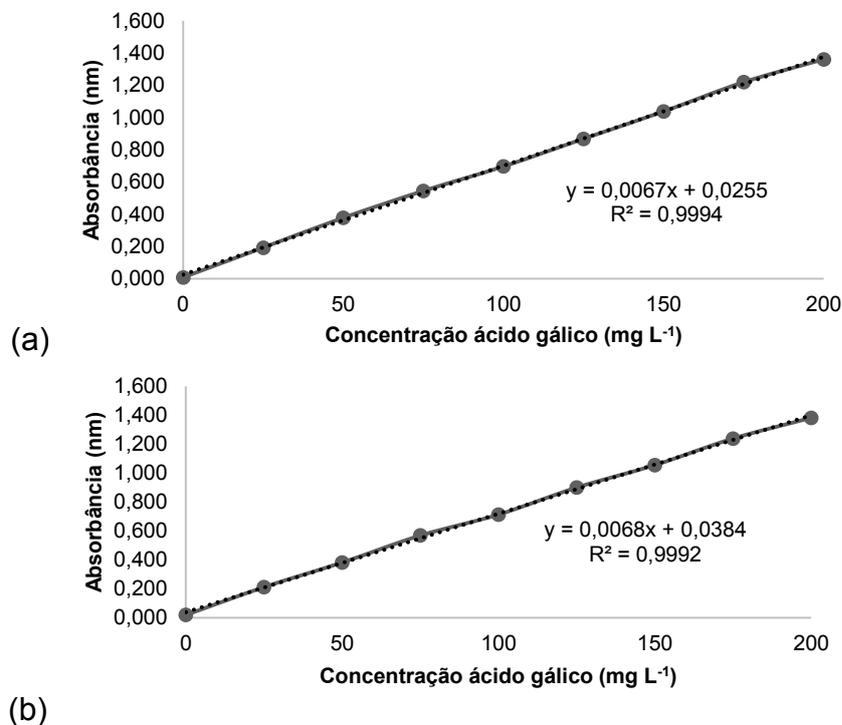
6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1 Produção e caracterização dos extratos

Após os processos de extração utilizando diferentes proporções de amostras de carqueja e mil-folhas para 100 mL de solvente (etanol 70 % ou água) foram avaliados os teores de compostos fenólicos totais (CFT) e a atividade antioxidante por DPPH em cada um dos extratos.

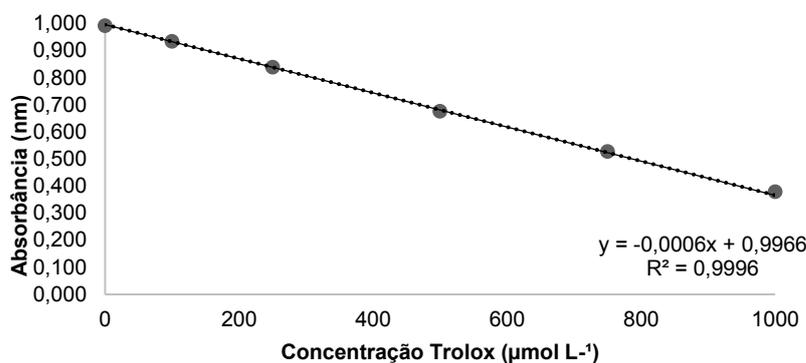
Para CFT foi obtida a curva de calibração utilizando ácido gálico como padrão e o coeficiente de determinação angular (R^2) foi de 0,9992 quando foi utilizado etanol 70 % e de 0,9994 quando foi utilizado água (Figura 5). Já para a atividade antioxidante, a curva de calibração foi determinada utilizando o padrão Trolox, onde obteve-se o R^2 igual a 0,9996 em metanol (Figura 6). As Figuras 5 e 6 mostram as curvas de calibração com as equações da reta.

Figura 5 – Curva de calibração do ácido gálico para os extratos de carqueja e mil-folhas
(a) Curva de calibração do ácido gálico para água; (b) Curva de calibração do ácido gálico para etanol 70%



Fonte: Autora, 2023

Figura 6 – Curva de calibração do Trolox para o método DPPH



Fonte: Autora, 2023

6.1.1 *Achillea millefolium* L.

Os dados referentes à avaliação da atividade antioxidante pelo método DPPH e à quantificação dos compostos fenólicos totais (CFT) dos extratos de *A. millefolium* estão detalhados na Tabela 1. Esta apresenta as variações nas proporções entre a amostra e o solvente, bem como nos tipos de solventes empregados.

Tabela 1 – Resultados de DPPH e compostos fenólicos totais (CFT) dos extratos de mil-folhas

Parâmetros	Símbolos							
	MA2	MA4	MA6	MA8	ME2	ME4	ME6	ME8
Temperatura °C	25	25	25	25	25	25	25	25
Amplitude (%)	90	90	90	90	90	90	90	90
Tempo (minutos)	10	10	10	10	10	10	10	10
Solvente	Água destilada	Água destilada	Água destilada	Água destilada	Etanol 70%	Etanol 70%	Etanol 70%	Etanol 70%
Razão amostra-solvente (g 100 mL ⁻¹)	2,0	4,0	6,0	8,0	2,0	4,0	6,0	8,0
CFT (mg EAG g ⁻¹ amostra)	17,12 ± 0,22	13,03 ± 0,25	11,61 ± 0,21	13,06 ± 0,06	25,80 ± 0,64	23,75 ± 0,28	17,90 ± 0,51	20,51 ± 0,06
DPPH (µmol ET g ⁻¹ amostra)	364,39 ± 3,5	231,92 ± 0,00	196,56 ± 0,89	18,18 ± 2,01	582,11 ± 2,0	307,17 ± 4,19	317,18 ± 7,39	268,58 ± 3,47

Os resultados são expressos como média ± erro padrão da média.

Fonte: Autora, 2023

Os extratos em meio hidroalcolico, mostraram as concentrações mais elevadas de CFT, variando de 17,90 (ME6) a 25,80 mg EAG g⁻¹ amostra (ME2). Em termos de atividade antioxidante medida pelo método DPPH, o extrato hidroalcolico ME2 apresentou a concentração mais elevada, atingindo 582,11 µmol ET g⁻¹ amostra, enquanto o extrato aquoso alcançou no máximo 364,39 µmol ET g⁻¹ amostra (MA2).

Devido à diversidade de radicais livres e às suas distintas formas de interação nos organismos vivos, é crucial empregar métodos complementares para avaliar a atividade antioxidante das plantas. As substâncias antioxidantes podem apresentar propriedades protetoras diversas, atuando em várias etapas do processo oxidativo por meio de mecanismos variados (Silva et al., 2010; Alves et al., 2010). Embora o DPPH seja o método padrão mais amplamente utilizado globalmente para essa finalidade, é importante notar que o DPPH é um radical sintético ausente nos seres vivos. Portanto, outros métodos como o FRAP (baseado na atividade antioxidante através da redução férrica e capacidade de quelação de íons de ferro), TBARS (baseado na atividade antioxidante por ação enzimática para redução da peroxidação lipídica) e NO - óxido nítrico (baseado na atividade antioxidante por meio do sequestro de radicais livres) são empregados para a determinação. Em um estudo realizado por Georgieva et al. (2015) sobre a atividade antioxidante em *A. millefolium* (folhas e caules), foi observada uma notável eficácia na eliminação de radicais livres nos testes DPPH e FRAP.

Ali et al. (2017), avaliou a atividade antioxidante do óleo essencial de *A. millefolium* por meio do método de DPPH, os resultados dos ensaios revelaram que ambos os óleos essenciais analisados foram eficazes na redução do radical DPPH estável, de cor púrpura, para DPPH de cor amarela, com um IC₅₀ de 0,91 mg/mL⁻¹ para a flor e 0,94 mg/mL⁻¹ para a folha. À medida que a concentração do óleo essencial aumenta, observam-se efeitos antioxidantes mais pronunciados. O óleo essencial das flores exibiu uma atividade antioxidante mais robusta em comparação com o das folhas. Isso pode ser atribuído à elevada quantidade de borneol e cânfora no óleo essencial das flores em comparação com o óleo essencial das folhas.

A presença de compostos fenólicos em *A. millefolium* tem sido associada a suas propriedades benéficas para a saúde, como atividades coleréticas, antioxidantes, anti-inflamatórias e antimutagênicas. Esses compostos fenólicos incluem flavonoides e ácidos fenólicos, sendo os flavonoides apigenina, luteolina e quercetina os mais predominantes na *A. millefolium* (Georgieva et al., 2015; Huo et al., 2013).

De acordo com Farhardi et al. (2020), o teor de compostos fenólicos totais nos extratos de mil-folhas variou ao longo das fases de crescimento, alcançando o valor mais elevado durante as fases vegetativa e de floração, com uma redução de 26,06% na fase de frutificação. Embora o teor de flavonóides totais tenha mostrado pouca variação, a concentração mais alta foi observada nas fases vegetativa e de frutificação. A atividade antioxidante, medida pelo IC50, indicou uma capacidade crescente do óleo essencial em agir como eliminador de DPPH. Essa atividade antioxidante diminuiu gradualmente ao longo do período de crescimento, sendo mais elevada nas fases de vegetação e floração em comparação com a fase de frutificação.

6.1.2 *Baccharis* spp.

Os resultados para análise da atividade antioxidante (DPPH) e dos compostos fenólicos totais (CFT) são apresentados na Tabela 2 e mostram as variações na proporção entre a amostra e o solvente, assim como no tipo de solvente utilizado.

Tabela 2 – Resultados de DPPH e CFT para os extratos de carqueja

Parâmetros	Símbolos							
	CA2	CA4	CA6	CA8	CE2	CE4	CE6	CE8
Temperatura °C	25	25	25	25	25	25	25	25
Amplitude (%)	90	90	90	90	90	90	90	90
Tempo (minutos)	10	10	10	10	10	10	10	10
Solvente	Água destilada	Água destilada	Água destilada	Água destilada	Etanol 70%	Etanol 70%	Etanol 70%	Etanol 70%
Razão amostra-solvente (g 100 mL ⁻¹)	2,0	4,0	6,0	8,0	2,0	4,0	6,0	8,0
CFT (mg EAG g ⁻¹ amostra)	9,32 ± 0,30	9,00 ± 0,41	7,02 ± 0,23	6,08 ± 0,38	13,16 ± 0,14	14,00 ± 0,29	13,09 ± 0,18	13,49 ± 0,33
DPPH (µmol ET g ⁻¹ amostra)	66,50 ± 0,9	84,99 ± 1,26	37,77 ± 1,02	72,04 ± 0,70	462,67 ± 3,8	270,78 ± 3,55	205,89 ± 3,25	184,28 ± 2,07

Os resultados são expressos como média ± erro padrão da média.

Fonte: Autora, 2023

Observou-se que os extratos hidroalcoólicos CE2, CE4, CE6 e CE8 apresentaram as maiores concentrações de CFT. A atividade antioxidante medida pelo método DPPH, também demonstrou maiores concentrações para os extratos

hidroalcóolicos, com destaque para a amostra CE2 que apresentou o valor de 462,67 $\mu\text{mol ET g}^{-1}$ amostra.

O tipo de solvente empregado na extração pode influenciar os resultados da capacidade antioxidante, uma vez que cada solvente extrai substâncias com atividades de eliminação do radical DPPH distintas. O teor de fenólicos totais é significativamente influenciado pela concentração de etanol na solução de extração. O etanol é considerado ecologicamente mais amigável e é preferencialmente utilizado na extração de compostos antioxidantes, causando menos impacto ambiental quando comparado a outros solventes, como o metanol (Casagrande et al. 2018). De acordo com Cavalaro et al. (2020), os resultados mais baixos de teor de fenólicos totais e capacidade antioxidante para a planta *Baccharis dracunculifolia*, foram observados ao empregar 100% de água para a extração, enquanto o resultado mais elevado foi obtido com uma solução de etanol a 99% como solvente.

Cerca de 120 espécies do gênero *Baccharis* foram quimicamente analisadas, sendo aproximadamente 30 delas estudadas quanto à atividade biológica. Os compostos mais notáveis incluem flavonoides, clerodanos e labdanos, com presença frequente de kauranos, triterpenos, germacreno, ácidos cumáricos, tricotecenos, sesquiterpenos e fenilpropanoides. Flavonoides e terpenoides são os grupos predominantes. Nos estudos de atividade biológica, destacam-se efeitos alelopáticos, antimicrobianos, citotóxicos e anti-inflamatórios. Espécies como *B. megapotamica*, *B. incarum*, *B. trimera*, *B. trinervis*, *B. salicifolia*, *B. crispa*, *B. coridifolia*, *B. dracunculifolia*, *B. grisebachii* e *B. tricuneata* são particularmente investigadas devido à sua composição química e atividade biológica (Verdi et al., 2005).

Calle et al. (2023) quantificou o teor total de flavonoides no extrato de *Baccharis papillosa*, a análise mostrou que a concentração mais alta de flavonoides nas folhas ocorreu na altitude mais elevada em todas as estações, destacando o papel foto-protetor desses compostos. A estação primavera apresentou a maior concentração de flavonoides, possivelmente devido à maior disponibilidade de água e aumento da radiação solar UV, resultando em uma resposta defensiva da planta contra herbívoros.

6.1.3 Atividade antimicrobiana dos extratos de carqueja e mil folhas

Os resultados do teste de difusão em disco para avaliação da atividade antimicrobiana dos extratos de *Baccharis* spp. e *Achillea millefolium* L. são mostrados na Tabela 3.

Dos extratos avaliados, a bactéria Gram-positiva *S.aureus*, apresentou sensibilidade frente ao extrato de carqueja de aproximadamente 10,10 mm (CA6) enquanto que para o extrato de mil-folhas, o halo de inibição de MA6 foi de 9,5 mm.

Tabela 3 – Halos de inibição dos extratos pelo método de disco-difusão

Extratos	Halos de inibição (mm)		
	<i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 25923)	<i>Escherichia coli</i> (ATCC 25922)	<i>Salmonella enterica</i> (CCCD S016 – Cefar)
CA6	10,10 ± 0,37	10,03 ± 0,43	10,00 ± 0,45
CA8	0	6,72 ± 0,02	9,33 ± 0,12
MA4	8,53 ± 0,29	7,03 ± 0,20	8,53 ± 0,22
MA6	9,50 ± 0,00	7,18 ± 0,17	9,60 ± 0,00

(0) Não apresentou halo de inibição. Média (n=3) ± desvio padrão.

Fonte: Autora, 2023.

Já para as bactérias Gram-negativas *E. coli* e *S. enterica*, o extrato de carqueja CA6 apresentou maior atividade, que pode ser visto no halo de inibição de aproximadamente 10,00 mm. O extrato de mil-folhas MA6 mostrou melhor atividade contra estes microrganismos induzindo halos de 7,18 e 9,60 mm, respectivamente.

Ahmadi-Dastgerdi et al. (2017), examinaram a atividade antimicrobiana dos óleos essenciais obtidos das flores e folhas de *A. millefolium* contra cinco espécies microbianas: *E. coli*, *S. enteritidise*, *S. aureus*, *P. glaucum* e *S. cerevisiae*. Os resultados indicaram que ambos os óleos essenciais demonstraram atividade antimicrobiana, inibindo o crescimento de todas as espécies microbianas testadas. No entanto, o óleo essencial obtido das flores, em sua maioria, exibiu propriedades antifúngicas e antibacterianas superiores em comparação com o óleo essencial das folhas. Essa observação pode ser atribuída à presença de um elevado teor de cânfora, borneol e α -cadinol no óleo essencial das flores.

Os extratos alcoólico e aquoso da flor de mil-folhas foram submetidos a testes de atividade antimicrobiana “in vitro” contra seis espécies bacterianas, incluindo três Gram-negativas e três Gram-positivas. Os resultados obtidos através do teste de

difusão em disco Kirby-Bauer indicaram que ambos os extratos foram capazes de inibir o crescimento de todas as espécies testadas, variando em eficácia. O extrato alcoólico destacou-se, apresentando o maior efeito inibitório, notadamente contra *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus* e *Micrococcus luteus*. Já o extrato aquoso demonstrou uma inibição mais sutil, principalmente em relação a *Pseudomonas aeruginosa* e *Micrococcus luteus* (Hasson, 2011).

Filho et al. (2021), avaliou a atividade antimicrobiana de extratos e óleo essencial de *Baccharis dracunculifolia* contra *Escherichia coli* e *Staphylococcus aureus*. Nos extratos hidroalcoólicos e aquosos, as cepas bacterianas demonstraram resistência ao extrato, não gerando qualquer halo de inibição em comparação com os controles positivos. Já para o óleo essencial, estes mostraram-se positivos para *S. aureus* e negativo contra *E. coli*.

Estudos indicam que os extratos hidroalcoólicos de *B. dracunculifolia* DC, colhidos no Brasil, são majoritariamente compostos por fenólicos, incluindo artepillin C, ácido cafeico, ácido ferúlico, ácido p-cumárico, aromadendrina-4-metil éter, bacarina, drupanina, isosakuranetina e 2,2-dimetil-6-carboxietenil-2H-1-benzopirano (Lemos et al., 2007; Timbe et al. 2021; Búfalo et al., 2009). A ação antimicrobiana do extrato hidroalcoólico parece estar associada a esses fenólicos. Outras pesquisas indicam que estirpes de *E. coli*, *P. aeruginosa* e *Candida spp.* não são sensíveis ao extrato, enquanto *S. aureus* e *B. cereus* são frequentemente inibidos (Oliveira et al., 2007; Timbe et al. 2021; Fabri et al., 2011).

Um dos principais fatores que influenciam os resultados encontrados, é a sazonalidade, onde se sugere que está diretamente ligado ao período de maior produção de compostos fenólicos com atividade sobre microrganismos (Filho et al., 2021).

6.2 Caracterização dos filmes

6.2.1 Aspecto visual

Os filmes produzidos à base de quitosana, sem e com a adição dos extratos em água e etanol 70% após a secagem estão apresentados na Figura 7. Os filmes apresentaram propriedades uniformes, sem bolhas, demonstraram facilidade de manipulação e foram removidos das placas sem sofrer danos.

Figura 7 – Filmes de quitosana sem e com a adição dos extratos



(a, d) Filme de quitosana controle (sem adição dos extratos); (b) Filme de quitosana com extrato de carqueja (água); (c) Filme de quitosana com extrato de mil-folhas (água); (e) Filme de quitosana com extrato de carqueja (etanol 70%); (f) Filme de quitosana com extrato de mil-folhas (etanol 70%).

Fonte: Autora, 2023.

6.2.2 Espessura, teor de umidade e solubilidade em água

Na Tabela 4, encontram-se os resultados das medidas de espessura, teor de umidade e solubilidade em água obtidas para os filmes produzidos.

A espessura dos filmes pode exercer impacto sobre suas propriedades mecânicas. Segundo Priyadarshi et al. (2018), as propriedades mecânicas favoráveis das películas feitas com quitosana desempenham um papel significativo ao garantir a integridade adequada durante o armazenamento após o processo de fabricação e ao manusear alimentos que necessitam de proteção. A partir dos resultados obtidos (Tabela 4), observa-se que a espessura dos filmes variou de 0,15 mm (CA2) a 0,23 mm (MA8), em comparação com o filme controle 0,16 mm. Para o teor de umidade e a solubilidade em água, é possível constatar um aumento neste parâmetro em função da adição dos extratos. Segundo Bajić, et al. (2019), a introdução de extratos de plantas em filmes de quitosana resulta na redução da resistência e da rigidez, além de aumentar a maleabilidade, em comparação com a amostra de controle.

Tabela 4 – Resultados da espessura (mm), teor de umidade (%) e solubilidade em água (%) dos filmes produzidos com extratos de carqueja e mil-folhas.

Símbolos	Parâmetros		
	Espessura (mm)	Teor de Umidade (%)	Solubilidade em água (%)
Controle	0,16 ± 0,05	20,09 ± 0,02	24,32 ± 0,01
CA2	0,15 ± 0,06	24,47 ± 0,01	24,94 ± 0,01
CA4	0,18 ± 0,08	21,35 ± 0,01	28,72 ± 0,01
CA6	0,19 ± 0,08	22,32 ± 0,01	28,46 ± 0,01
CA8	0,19 ± 0,08	21,67 ± 0,02	29,36 ± 0,01
CE2	0,15 ± 0,06	21,24 ± 0,01	27,88 ± 0,01
CE4	0,17 ± 0,07	21,04 ± 0,01	29,36 ± 0,01
CE6	0,16 ± 0,07	21,61 ± 0,02	29,57 ± 0,01
CE8	0,18 ± 0,08	21,49 ± 0,02	26,96 ± 0,01
MA2	0,15 ± 0,06	23,12 ± 0,01	26,76 ± 0,01
MA4	0,16 ± 0,07	23,46 ± 0,02	29,85 ± 0,01
MA6	0,18 ± 0,08	23,79 ± 0,01	29,82 ± 0,01
MA8	0,23 ± 0,08	22,73 ± 0,01	30,45 ± 0,01
ME2	0,16 ± 0,07	24,65 ± 0,01	27,96 ± 0,01
ME4	0,19 ± 0,08	21,61 ± 0,01	29,35 ± 0,01
ME6	0,18 ± 0,08	22,53 ± 0,01	29,81 ± 0,01
ME8	0,20 ± 0,08	20,54 ± 0,02	18,55 ± 0,01

Os resultados são expressos como média (n=3) ± desvio padrão da média.

Fonte: Autora, 2023.

De acordo com Kaya et al. (2018), a solubilidade em água da película de quitosana foi inicialmente registrada em 24% em 48 horas. Após a incorporação de extratos de plantas, observou-se um aumento significativo nas solubilidades das películas, atingindo valores de 35,27%, 45,31% e 50,7% para quitosana-folha, quitosana-tronco e quitosana-semente, respectivamente. As interações intermoleculares menos robustas entre os extratos de plantas e a matriz de quitosana resultaram em maior degradação nas películas de mistura. A película de quitosana-semente apresentou a taxa de solubilidade mais elevada, sugerindo uma difusão mais rápida e rompimento mais eficiente das interações moleculares.

Aumentar a solubilidade em água para melhorar a biodegradabilidade da película pode limitar sua aplicação em alimentos com alto teor de água. Esse aumento na solubilidade, especialmente quando antioxidantes naturais são incorporados, representa um desafio, pois o filme tende a dissolver-se nos alimentos, especialmente aqueles com elevado teor de água, tornando mais difícil sua separação durante o processo de embalagem (Souza et al. 2017).

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Extratos hidroalcoólicos e aquosos foram obtidos a partir de duas plantas pertencentes à família Asteraceae, a carqueja (*Baccharis* spp.) e a mil-folhas (*Achillea millefolium* L.).

As concentrações mais elevadas de compostos fenólicos totais e atividade antioxidante foram observadas nos extratos hidroalcoólicos de ambas as plantas, especialmente no extrato preparado com 2 g de amostra para cada 100 mL de solvente. A avaliação microbiológica indicou que os extratos de carqueja demonstraram uma atividade superior em comparação com os extratos de mil-folhas.

Os filmes resultantes da adição dos extratos exibiram propriedades homogêneas, sem a presença de bolhas, e mostraram-se maleáveis. Testes físico-químicos realizados nos filmes revelaram um aumento na espessura, teor de umidade e solubilidade em água.

Os resultados revelam que os extratos vegetais de plantas da família Asteraceae apresentam potencialidade para aplicações como embalagens ativas. A possibilidade de explorar ainda mais as propriedades e aplicações desses extratos vegetais pode levar a avanços significativos não apenas na área de embalagens, mas também em diversos setores que buscam soluções sustentáveis. Portanto, esta pesquisa representa uma contribuição positiva na área, podendo ser útil para futuros estudos.

REFERÊNCIAS

- AGRA, M. DE F.; FREITAS, P. F. DE; BARBOSA-FILHO, J. M. Synopsis of the plants known as medicinal and poisonous in Northeast of Brazil. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, n. 1, p. 114–140, mar. 2007.
- AHMADI-DASTGERDI, A. et al. Phytochemical, Antioxidant and Antimicrobial Activity of the Essential Oil from Flowers and Leaves of *Achillea millefolium* subsp. *millefolium*. **Journal of Essential Oil Bearing Plants**, v. 20, n. 2, p. 395–409, 4 mar. 2017.
- ALI, S. I. et al. Pharmacognosy, Phytochemistry and Pharmacological Properties of *Achillea millefolium* L.: A Review. **Phytotherapy Research**, v. 31, n. 8, p. 1140–1161, 15 jun. 2017.
- ALVES, C. Q. et al. Métodos para determinação de atividade antioxidante in vitro em substratos orgânicos. **repositorio.ufba.br**, 2010.
- AMAROWICZ, R.; PEGG, R. B. Natural antioxidants of plant origin. **Advances in Food and Nutrition Research**, p. 1–81, 2019.
- ANGELO, P. M.; JORGE, N.. Compostos fenólicos em alimentos – Uma breve revisão. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, São Paulo, v. 66, n. 1, p. 1-9, jul. 2006.
- BAJIĆ, M. et al. Natural plant extracts as active components in chitosan-based films: A comparative study. **Food Packaging and Shelf Life**, v. 21, p. 100365, set. 2019.
- BIAVATTI, M. W. et al. Ethnopharmacognostic survey on botanical compendia for potential cosmeceutic species from Atlantic Forest. v. 17, n. 4, p. 640–653, 1 dez. 2007.
- BLOIS, M.S. Antioxidant Determinations by the Use of a Stable Free Radical. *Nature*, 181, 1199-1200, 1958.
- BOROSKI, M. et al. Antioxidantes – Princípios e métodos analíticos (141 p.). Curitiba: **Ed. Appris**, 2015.
- BRAGA, L. R. et al. Filme ativo de pvc com nanopartículas de óxido de zinco/ácido cítrico: síntese, caracterização e aplicação. **Editora Científica Digital eBooks**, p. 48–60, 1 jan. 2022.
- BRAND-WILLIAMS, W.; CUVÉLIER, M. E.; BERSET, C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. **LWT - Food Science and Technology**, v. 28, n. 1, p. 25–30, jan. 1995.
- BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária – ANVISA. Formulário de Fitoterápicos. Farmacopeia Brasileira, 2ª Ed. Brasília, 2021.
- BRENDLER, T.; GRUENWALD, J.; JAENICKE, C. **PDR for Herbal Medicines**. 2. ed. Montvale: Medical Economics Company, 2000. p. 332-333.

- BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R.; SANTOS, C. A. M. Parâmetros para análise de carqueja: comparação entre quatro espécies de *Baccharis* spp. (Asteraceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 14, p. 41–48, 2004.
- BÚFALO, M. C. et al. Anti-poliovirus activity of *Baccharis dracunculifolia* and propolis by cell viability determination and real-time PCR. **Journal of Applied Microbiology**, v. 107, n. 5, p. 1669–1680, 1 nov. 2009.
- CALIXTO, J. B. Efficacy, safety, quality control, marketing and regulatory guidelines for herbal medicines (phytotherapeutic agents). **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, v. 33, n. 2, p. 179–189, fev. 2000.
- CALLE, A. et al. Quantification and in vitro photo-protective studies of phenolic compounds from *Baccharis papillosa* Rusby. v. 11, n. 1, p. 33–46, 1 jan. 2023.
- CAMPANHA, R. B. et al. **Atividade antioxidante de extratos hidroalcoólicos obtidos de diferentes biomassas lignocelulósicas. - Portal Embrapa.** Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/1127078/atividade-antioxidante-de-extratos-hidroalcoolicos-obtidos-de-diferentes-biomassas-lignocelulosicas>>. Acesso em: 15 out. 2023.
- CASAGRANDE, M. et al. Influence of time, temperature and solvent on the extraction of bioactive compounds of *Baccharis dracunculifolia*: In vitro antioxidant activity, antimicrobial potential, and phenolic compound quantification. **Industrial Crops and Products**, v. 125, p. 207–219, dez. 2018.
- CAVALARO, R. I.; FABRICIO, L. F. DE F.; VIEIRA, T. M. F. DE S. Ultrasound-Assisted Extraction of Antioxidants from *Baccharis dracunculifolia* and Green Propolis. **Processes**, v. 8, n. 12, p. 1530, 25 nov. 2020.
- COSTA, M. L. X. et al. Conservação pós-colheita de tomate-cereja orgânico embalados com filme ativo biodegradável à base de amido e óleo essencial de cravo-da-Índia. **Concilium**, v. 22, n. 2, p. 387–400, 14 fev. 2022.
- EL-KALAMOUNI, C. et al. Antioxidant and Antimicrobial Activities of the Essential Oil of *Achillea millefolium* L. Grown in France. **Medicines**, v. 4, n. 2, p. 30, 19 maio 2017.
- ELLER, S. C. W. DE S. et al. Avaliação antimicrobiana de extratos vegetais e possível interação farmacológica in vitro. **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v. 36, n. 1, 1 jan. 2015.
- FABRI, R. L. et al. Potencial antioxidante e antimicrobiano de espécies da família Asteraceae. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 13, n. 2, p. 183–189, 2011.
- FAI, A. et al. Potencial biotecnológico de quitosana em sistemas de conservação de alimentos. *Quitosan en alimentación Rev. Iberoam. Polim*, v. 9, n. 5, p. 435–451, 2008.

FARHADI, N. et al. Changes in essential oil compositions, total phenol, flavonoids and antioxidant capacity of *Achillea millefolium* at different growth stages. **Industrial Crops and Products**, v. 152, p. 112570, set. 2020.

FILHO, E. D. et al. Estudo comparativo da atividade antimicrobiana in vitro de extratos e óleo essencial de *Baccharis dracunculifolia* D.C., contra *Escherichia coli* e *Staphylococcus aureus*. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 1, p. 5830–5848, 2021.

Flora e Funga do Brasil. Disponível em:

<<https://floradobrasil.jbrj.gov.br/consulta/ficha.html?idDadosListaBrasil=55>>. Acesso em: 10 fev. 2023.

FOOD INGREDIENTS BRASIL (FIB). Extratos Vegetais. **Editora Insumos**, São Paulo, n. 11, p. 16-20, 2010.

FUNK, V. A. et al. **Systematic, evolution, and biogeography of Compositae**. Viena: International Association For Plant Taxonomy, 2009.

GENÉ, R. et al. Anti-Inflammatory and Analgesic Activity of *Baccharis trimera*: Identification of its Active Constituents. **Planta Medica**, v. 62, n. 03, p. 232–235, jun. 1996.

GEORGIEVA, L.; MIHAYLOVA, D.; PAVLOV, A. *Achillea millefolium* L. - phytochemical profile and in vitro antioxidant activity. **International Food Research Journal**, v. 22, n. 4, p. 1347–1352, 2015.

GÓMEZ-ESTACA, J. et al. Biodegradable gelatin–chitosan films incorporated with essential oils as antimicrobial agents for fish preservation. **Food Microbiology**, v. 27, n. 7, p. 889–896, out. 2010.

GRIGORE, A. et al. Antimicrobial Activity of an *Achillea millefolium* L. **Proceedings**, v. 57, n. 1, p. 34, 2020.

HEIDEN, G. *Baccharis in Flora e Funga do Brasil*. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB5151>>. Acesso em: 10 fev. 2023.

HUO, C.-H. et al. Cytotoxic flavonoids from the flowers of *Achillea millefolium*. **Chemistry of Natural Compounds**, v. 48, n. 6, p. 958–962, jan. 2013.
JUDD, W.A. et al. *Sistemática vegetal: um enfoque filogenético*. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2009.

KALAYCIOGLU, Z. et al. Antimicrobial and physical properties of chitosan films incorporated with turmeric extract. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 101, p. 882–888, 1 ago. 2017.

KAYA, M. et al. Antioxidative and antimicrobial edible chitosan films blended with stem, leaf and seed extracts of *Pistacia terebinthus* for active food packaging. **RSC Advances**, v. 8, n. 8, p. 3941–3950, 1 jan. 2018.

LARANJEIRA, M. C. M.; FÁVERE, V. T. DE. Quitosana: biopolímero funcional com potencial industrial biomédico. **Química Nova**, v. 32, n. 3, p. 672–678, 2009.

LEIDUS, I. **Eesti: *Achillea millefolium* - roosade õitega harilik raudrohi Valingu**English: ***Achillea millefolium* - yarrow with pink flowers in Valingu village, Northwestern Estonia**. Disponível em:

<https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Achillea_millefolium_-_roosa_harilik_raudrohi_Valingu.jpg>. Acesso em: 15 nov. 2023.

LEMOS, M. et al. *Baccharis dracunculifolia*, the main botanical source of Brazilian green propolis, displays antiulcer activity. **Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 59, n. 4, p. 603–608, abr. 2007.

LIMA, A. et al. Aplicações terapêuticas do *Hypericum perforatum* (erva-de-são-joão) no tratamento da ansiedade e depressão. **Anais da Faculdade de Medicina de Olinda**, v. 1, n. 9, p. 55–63, 29 jun. 2023.

LORENZI, H.; MATOS, F. J. A. Plantas Medicinais do Brasil: nativas e exóticas. Nova Odessa, SP. **Instituto Plantarum**, 2002.

MACIEL, F. et al. Filmes ativos à base de amido com adição de açaí em pó: propriedades mecânicas, ópticas e biodegradabilidade. [s.l.: s.n.]. Disponível em: <<https://cdn.congresso.me/s2zwriapblj8ssh133zrgu2aq1hh>>.

MACIEL, V. B. V.; YOSHIDA, C. M. P.; FRANCO, T. T. Development of a prototype of a colourimetric temperature indicator for monitoring food quality. *Journal of Food Engineering*, v. 111, p. 21 - 27, 2012.

MALHOTRA, B.; KESHWANI, A.; KHARKWAL, H. Antimicrobial food packaging: potential and pitfalls. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, 2015.

MORAIS, L. A. S.; CASTANHA, R. F. Composição química do óleo essencial de duas amostras de carqueja (*Baccharis* sp.) coletadas em Paty do Alferes - Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 13, n. spe, p. 628–632, 2011.

MORAIS, S. M. DE et al. Ação antioxidante de chás e condimentos de grande consumo no Brasil. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 19, p. 315–320, 1 mar. 2009.

N. HASSON, R. Antibacterial Activity of Water and Alcoholic Crude Extract of Flower *Achillea millefolium*. **Rafidain Journal of Science**, v. 22, n. 5, p. 11–20, 1 jul. 2011.

NATIONAL COMMITTEE FOR CLINICAL LABORATORY STANDARDS – NCCLS. Metodologia dos testes de sensibilidade a agentes antimicrobianos por diluição para bactéria de crescimento aeróbico: Norma Aprovada – Ed.6, Norma M7-A6 do NCCLS. v. 23, n. 2, 2003.

OLIVEIRA, D. F. et al. Antibacterial activity of plant extracts from Brazilian southeast region. **Fitoterapia**, v. 78, n. 2, p. 142–145, 1 fev. 2007.

PAROUL, N. et al. Chemical Composition and Antioxidant Activity of *Baccharis trimera* Pers and *Baccharis dracunculifolia* DC (Asteraceae). **Perspectiva, Erechim**. V.40, n.151, p.55-64, 2016.

PERALTA, J. et al. Aqueous hibiscus extract as a potential natural pH indicator incorporated in natural polymeric films. **Food Packaging and Shelf Life**, v. 19, p. 47–55, mar. 2019.

PEREIRA, M. DO S. V. et al. Estudo sobre métodos utilizados para a determinação da atividade antimicrobiana de extratos de plantas medicinais: elucidações e limitações das técnicas / Study on methods used to determine the antimicrobial activity of medicinal plants extracts: clearance and limitations of the techniques. **Brazilian Journal of Development**, v. 8, n. 4, p. 26085–26104, 12 abr. 2022.

PRIYADARSHI, R. et al. Chitosan film incorporated with citric acid and glycerol as an active packaging material for extension of green chilli shelf life. **Carbohydrate Polymers**, v. 195, p. 329–338, set. 2018.

REN, L. et al. Influence of chitosan concentration on mechanical and barrier properties of corn starch/chitosan films. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 105, p. 1636–1643, dez. 2017.

RODRIGUES, M. Á. V. **Biomateriais de quitosana/gelatina com resina de jatobá: influência do grau de acetilação da quitosana e da inclusão da resina**. Disponível em: <<https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/75/75135/tde-23052017-095341/pt-br.php>>. Acesso em: 15 out. 2023.

ROQUE N, BAUTISTA HP. Asteraceae: caracterização e morfologia oral. Salvador, **EDUFBA**, 2008.

ROQUE, N.; TELES, A. M.; NAKAJIMA, J. N. (EDS.). A família Asteraceae no Brasil: classificação e diversidade. 2017.

SILVA, M. L. C. Compostos fenólicos, carotenóides e atividade antioxidante em produtos vegetais. **Semina: Ciências Agrárias**, 31(3), 669–682, 2010.

SOUSA, R.M.F. et al. Atividade antioxidante de extratos de folhas de ora-pro-nóbis (*Pereskia aculeata* Mill.) usando métodos espectrofotométricos e voltamétricos in vitro. **Bioscience Journal**, vol. 30, pp. 448–457.

SOUZA, V. G. L. et al. Physical properties of chitosan films incorporated with natural antioxidants. **Industrial Crops and Products**, v. 107, p. 565–572, nov. 2017.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica Sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG III**. Nova Odessa: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo.

STEVENS, P. F. Angiosperm Phylogeny Website. Version 14, July 2017 [and more or less continuously updated since]." (2001 - 2023). Disponível em: <http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/>. Acesso em: 12 fev. 2023

SUN, L. et al. Preparation and characterization of chitosan film incorporated with thinned young apple polyphenols as an active packaging material. **Carbohydrate Polymers**, v. 163, p. 81–91, maio 2017.

TAIZ, L. et al. **Fisiologia vegetal**. [s.l.] Porto Alegre Artmed, 2009.

TIMBE, P. P. R. et al. Antimicrobial activity of *Baccharis dracunculifolia* DC and its synergistic interaction with nisin against food-related bacteria. **Journal of Food Science and Technology**, v. 58, n. 8, p. 3010–3018, 22 set. 2020.

VERDI, L. G.; BRIGHENTE, I. M. C.; PIZZOLATTI, M. G. Gênero *Baccharis* (Asteraceae): aspectos químicos, econômicos e biológicos. **Química Nova**, v. 28, p. 85–94, 1 fev. 2005.

VERMA, R. S. et al. Chemical composition and allelopathic, antibacterial, antifungal and in vitro acetylcholinesterase inhibitory activities of yarrow (*Achillea millefolium* L.) native to India. **Industrial Crops and Products**, v. 104, p. 144–155, out. 2017.

VIZZOTO, M. Metabólitos secundários encontrados em plantas e sua importância. Pelotas: **Embrapa Clima Temperado**, 2010. 16 p. – (Embrapa Clima Temperado. Documentos, 316).