

## AVALIAÇÃO DE PROPRIEDADES BIOATIVAS DE EXTRATO BRUTO DE FLORES SECUNDÁRIAS DE ALCACHOFRA (*Cynara scolymus* L.) OBTIDO POR EXTRAÇÃO ASSISTIDA POR ULTRASSOM

THAIS FEIDEN<sup>1\*</sup>, GIOVANA FELTES<sup>1</sup>, EUNICE VALDUGA<sup>1</sup>, JAMILE ZENI<sup>1</sup>, JULIANA STEFFENS<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai e das Missões, Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Alimentos

\*e-mail: thais.feiden@hotmail.com

**RESUMO** - A alcachofra é cultivada em diversos países, apresenta inflorescência comestível. A planta apresenta em sua composição compostos bioativos (polifenóis, fibras, terpenos) com propriedades benéficas à saúde (atividade antioxidante, antitumor, anticâncer, dentre outros). Pode ser consumida fresca ou processada como vegetal enlatado, no entanto, esse processamento gera grandes quantidades de resíduos e subprodutos (folhas, caules, raízes, brácteas, inflorescências menores), que podem ser reaproveitados pela indústria na extração de bioativos, produção de celulose, dentre outros. Dessa forma, o objetivo do trabalho foi avaliar as propriedades bioativas (compostos fenólicos, flavonoides, atividade antioxidante e antimicrobiana) do extrato bruto de estigmas e estiletes de flores secundárias da alcachofra, obtido na extração assistida por ultrassom. O extrato bruto de estigmas e estiletes de flores secundárias da alcachofra, obtido na extração assistida por ultrassom apresentou  $197,09 \pm 2,73$  mgEAG/g de compostos fenólicos e  $76,87 \pm 1,04$  mgEQ/g de flavonoides, IC<sub>50</sub> de  $0,50 \pm 0,02$  mg/mL e não apresentou atividade antimicrobiana frente as bactérias *Listeria monocytogenes* e *Staphylococcus aureus* e Gram-negativas *Escherichia coli* (e *Salmonella enterica* serovar *choleraesuis* nas concentrações estudadas (100 – 1,56 mg/mL). Os resultados demonstram que a alcachofra possui potencial para ser empregada na extração de compostos bioativos para diversos fins (alimentício, farmacêutico, químico).

### INTRODUÇÃO

A alcachofra (*Cynara scolymus* L.) é nativa da Bacia do Mediterrâneo, adapta-se a diversas condições climáticas e tipos de solo (Zayed; Farag, 2020), sendo assim cultivada em muitos países, com destaque para Itália, Egito e Espanha, que são os maiores produtores (Dabbou *et al.*, 2017; Gostin; Waisundara, 2019; Zayed *et al.*, 2020).

A planta apresenta um caule esbranquiçado, folhas grandes, de coloração verde-clara e aparência recortada (Barros *et al.*, 2020). Os capítulos florais ou inflorescências são grandes, de coloração

azul-violácea, semelhantes a pequenas pinhas, com de 7 a 10 cm de diâmetro. A inflorescência madura é composta por estiletes e estigmas (Gostin; Waisundara, 2019; Sousa; Malcata, 2002), a parte comestível é constituída pelo fundo ou coração e pelas brácteas internas da inflorescência imatura (de Falco *et al.*, 2015; López-Molina *et al.*, 2005)

Os caules, folhas, brácteas e flores da alcachofra possuem diversos metabólitos primários e secundários, como os polifenóis, os flavonoides, as fibras dietéticas e os terpenos (Pandino *et al.*, 2011a). Estes compostos conferem à alcachofra diversas

propriedades benéficas para a saúde (atividade antioxidante, antivírus, anti-inflamatória, efeitos hepatoprotetores, cardioprotetores, anticâncer, antiobesidade, entre outros) (Zayed *et al.*, 2020).

As inflorescências imaturas da alcachofra podem ser consumidas como vegetais frescos (*in natura*) ou processada como vegetais enlatados ou congelados (Lattanzio *et al.*, 2009; Martínez-Esplá *et al.*, 2017). Grandes quantidades de subprodutos e resíduos (80-85% da biomassa total) são gerados pelo cultivo e processamento industrial, que descarta folhas, brácteas externas, caules, sementes e raízes (Llorach *et al.*, 2002; López-Molina *et al.*, 2005; Zayed; Farag, 2020), além de inflorescências menores, que não apresentam uma aparência satisfatória.

Estes subprodutos podem ser reaproveitados na indústria para produção de aditivos alimentares e nutracêuticos (Cavini *et al.*, 2022; Llorach *et al.*, 2002; López-Molina *et al.*, 2005), na extração de compostos bioativos como polifenóis e inulina (Cavini *et al.*, 2022; Fissore *et al.*, 2014; Lattanzio *et al.*, 2009; Pagano *et al.*, 2018); na química verde para produção de celulose e biocombustíveis, dentre outros (de Falco *et al.*, 2015).

Diversas técnicas podem ser empregadas na extração de compostos de matrizes vegetais (Machmudah *et al.*, 2018; Molino *et al.*, 2020), dentre elas, a extração assistida por ultrassom, que pode ser realizada em tempo reduzido, possui baixo consumo de energia e menor uso de solventes, possibilitando uma extração eficiente (Ajila *et al.*, 2011; Altemimi *et al.*, 2017; Trojanowska *et al.*, 2019). Por esses motivos é considerada uma metodologia apropriada para a extração de compostos bioativos para o consumo humano (He *et al.*, 2016).

Assim, o objetivo do trabalho foi avaliar as propriedades bioativas (compostos fenólicos, flavonoides, atividade antioxidante e antimicrobiana) do extrato bruto de estigmas e estiletos de flores secundárias da alcachofra, obtido na extração assistida por ultrassom.

## MATERIAL E MÉTODOS

### Coleta e preparo da amostra

As flores secundárias de alcachofra (*Cynara scolymus* L.) foram coletadas em Três Arroios, Rio Grande do Sul, no mês dezembro de 2021 (latitude 27°30'08.2"S e longitude 52°06'59.5"W). Uma amostra foi depositada junto ao Herbário Padre Balduino Rambo, sob o número HPBR 12.704.

A coleta foi manual, e as inflorescências maduras de coloração arroxeadas foram cortadas a 5 cm do caule. Na sequência, foram higienizadas de forma individual e os estigmas e estiletos foram manualmente retirados das cabeças da alcachofra, previamente secos por meio de secagem natural ( $25 \pm 2^\circ\text{C}$  - temperatura média em dezembro de 2021), por 15 dias e acondicionados em vidro âmbar com tampa.

Na sequência a amostra passou por um processo de congelamento (congelador Brastemp, modelo frost-free eletrônico 280) e liofilização (liofilizador Edwards, modelo Modulyo), até a umidade de 4,5%, sendo posteriormente armazenada ao abrigo da luz em frascos fechados.

### Extrato bruto

O extrato bruto dos estigmas e estiletos utilizado na determinação dos compostos bioativos foi obtido de acordo com a metodologia proposta por Esposito *et al.* (2016), com modificações, por meio da extração assistida por ultrassom. A extração foi realizada em banho ultrassônico (UNIQUE, USC-1800A) com 40 kHz de frequência e 132 W de potência, a 35°C, durante 40 min, empregando 8mL de acetato de sódio 0,1 M (pH 5,0) e 1 g de amostra liofilizada.

O extrato obtido foi filtrado e centrifugado (MPW MED. INSTRUMENTS, MPW-351R) a 8.000xg por 15 min a 4°C, o sobrenadante foi congelado (congelador Brastemp, modelo frost-free eletrônico 280) e liofilizado (liofilizador Edwards, modelo Modulyo) para análises posteriores.

### Fenólicos totais

A determinação do teor de compostos fenólicos totais foi realizada seguindo a

metodologia descrita por Singleton *et al.*, (1999), com adaptações. Inicialmente, 1 mL de extrato bruto diluído (1 mg/mL) foi adicionado em um tubo de ensaio e na sequência foram adicionados 0,5 mL do reagente Folin-Ciocalteu, 2,5 mL de água destilada e 1 mL de uma solução de carbonato de sódio 20% (m/v). A mistura foi agitada durante 30 s e incubada por 10 min ao abrigo da luz, em temperatura ambiente. A absorbância das amostras foi lida em espectrofotômetro UV-Visível (LS-7052-BIV, Logen Scientific) no comprimento de onda de 760 nm.

O teor de fenólicos totais foi calculado a partir de uma regressão linear de uma curva padrão de ácido gálico (0,78 a 100 µg/mL). Os resultados foram expressos em miligramas de equivalente ácido gálico por gramas de extrato seco (mgEAG/g).

### Flavonoides totais

A quantificação do teor de flavonoides totais do extrato foi realizada por meio da metodologia proposta por Garrido *et al.* (2013). Inicialmente, 0,5 mL de extrato bruto liofilizado diluído (1 mg/mL) foram adicionados em um tubo de ensaio, seguido pela adição de 4,3 mL de etanol 70% (v/v), 0,1 mL de nitrato de alumínio 10% (m/v) e 0,1 mL de acetato de potássio 10% (m/v). O branco foi composto por etanol 70% e nitrato de alumínio 10%. A reação foi incubada ao abrigo da luz, à temperatura ambiente, por 40 min. A absorbância da amostra foi lida em espectrofotômetro UV-Visível (LS-7052-BIV, Logen Scientific) no comprimento de onda de 415 nm.

Os flavonoides totais foram quantificados por meio de regressão linear de uma curva padrão de quercetina (5 a 200 µg/mL). Os resultados foram expressos em termos de miligramas de equivalente quercetina por gramas de extrato seco (mgEQ/g).

### Atividade antioxidante

A atividade antioxidante do extrato bruto foi avaliada de acordo com o método proposto por Brand-Williams *et al.* (1995), com adaptações. O método é baseado na redução da absorção do radical DPPH (2,2-

difenil-1-picrilhidrazil) em 515 nm, em espectrofotômetro UV-Visível. Inicialmente 1000 µL de uma solução etanólica de DPPH 0,1 mM foram adicionados em 1000 µL de soluções do extrato bruto diluídos em etanol absoluto em concentrações crescentes (0,00025 a 10 mg/mL). Etanol absoluto foi utilizado para o branco e para o controle foram utilizados 1000 µL de uma solução etanólica de DPPH 0,1 mM misturados em 1000 µL de etanol absoluto. As amostras foram agitadas e incubadas ao abrigo da luz por 30 min, em temperatura ambiente. A leitura da absorbância das amostras foi realizada em espectrofotômetro UV-Visível (LS-7052-BIV, Logen Scientific) no comprimento de onda de 515 nm.

A atividade antioxidante (captura do radical DPPH pelas amostras ou inibição do radical) foi expressa, em percentual, pela Equação 1.

$$AA\% = \frac{100 - [(Abs_{amostra} - Abs_{branco}) * 100]}{Abs_{controle}} \quad (1)$$

A atividade antioxidante foi calculada por meio de regressão linear e expressa em termos de IC<sub>50</sub> (concentração em mg/mL de extrato bruto necessária para capturar 50 % do radical livre DPPH)

### Concentração inibitória mínima

A concentração inibitória mínima (CIM) do extrato foi determinada de acordo com a metodologia de Gaio *et al.* (2015), com modificações. Para as análises foram utilizadas duas bactérias Gram-negativas, *Escherichia coli* (ATCC 25922) e *Salmonella enterica* serovar *choleraesuis* (ATCC 10708) e duas bactérias Gram-positivas, *Listeria monocytogenes* (ATCC 7644) e *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923) obtidas da American Type Culture Collection. Estes microrganismos estão disponíveis no laboratório de Biotecnologia Vegetal da Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai e das Missões (URI Erechim).

As cepas foram crescidas em meio Luria Bertani (LB), preparado com 10 g/L de tripton, 5 g/L de extrato de levedura e 5 g/L de NaCl, durante 24 h em 35 ± 1°C em estufa bacteriológica (JProlab®, modelo JP 101). A análise foi realizada em placas de ELISA,

empregando diluições seriadas do extrato bruto, com concentração inicial de 100 mg/mL em meio LB até a concentração final de 1,56 mg/mL, em seguida foram inoculados 10 µL de bactéria, após foi realizada a leitura inicial (0 h) das microplacas em leitor automático (Bio-Tec Instruments Inc., modelo EL800) em 490 nm. As microplacas foram incubadas em estufa bacteriológica, durante 24 h, na temperatura de  $35 \pm 1^\circ\text{C}$ . Após as 24 h uma nova leitura das microplacas foi realizada.

A Concentração Inibitória Mínima (CIM) é a menor concentração do extrato (mg/mL) que possui a capacidade de inibir o crescimento microbiano, determinada pela diferença na absorbância entre 24 e 0 h de incubação de cada bactéria.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

### Compostos fenólicos e flavonoides totais

O extrato bruto de estigmas e estiletos de flores secundárias da alcachofra obtido na extração assistida por ultrassom apresentou  $197,09 \pm 2,73$  mgEAG/g de fenólicos totais e  $76,87 \pm 1,04$  mgEQ/g de flavonoides totais.

A extração assistida por ultrassom possibilita uma extração eficiente, devido à menor utilização de solventes, menores tempo e gasto de energia (Ajila *et al.*, 2011; Altemimi *et al.*, 2017; Trojanowska *et al.*, 2019), por estes motivos, pode ser considerado um método adequado para a recuperação de compostos bioativos de matrizes vegetais para o consumo humano (He *et al.*, 2016).

Gouveia e Castilho (2012) obtiveram 2,336 e 1,845 mgEAG/g de fenóis e 0,97 e 0,0286 mgER/g de flavonoides de folhas *in natura* da alcachofra e do cardo da Madeira (*Cynara cardunculus* var. *ferocissima* – Arquipélago da Madeira), respectivamente. Os autores utilizaram 1 g de amostra e 25 mL de metanol, a extração ocorreu durante 60 min com o auxílio de um sonicador Bandelin Sonorex (35 kHz e 200 W, Alemanha), em temperatura ambiente

Falleh *et al.* (2008), a partir de extratos metanólicos de folhas, flores e sementes do cardo seco, encontraram, em peso seco, 14,79; 6,96 e 14,33 mgEAG/g de fenólicos, 9,08;

5,58 e 9,78 mg EC/g de flavonoides, respectivamente.

### Atividade antioxidante

Através de uma correlação entre a atividade antioxidante (%) e a concentração de extrato bruto (Figura 1) foi calculado um  $\text{IC}_{50}$  de  $0,50 \pm 0,02$  mg/mL, indicando que esta é a quantidade de extrato que possui a capacidade de neutralizar 50% do radical livre DPPH.

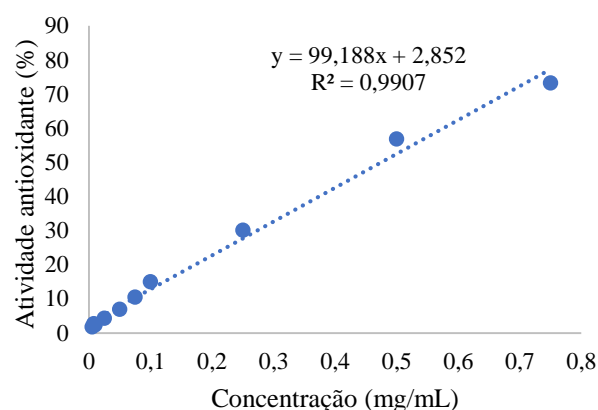


Figura 1: Regressão linear para determinação do  $\text{IC}_{50}$  do extrato bruto.

Vale ressaltar que, à medida que o valor de  $\text{IC}_{50}$  diminui, a atividade antioxidante aumenta. No entanto, é importante mencionar que essa concentração não é considerada alta quando comparada às encontradas na literatura nos estudos realizados com alcachofra.

Ramos *et al.* (2014) obtiveram valores de  $\text{IC}_{50}$  de 0,03435; 0,16392 e 0,1649 mg/mL para extrato de flores do capítulo, receptáculo e brácteas, e folhas de *C. cardunculus* L. var. *altilis* (DC), respectivamente, utilizando o método DPPH. Para a extração os autores usaram 2g de amostra liofilizada em metanol/água/ácido acético (49,5:49,5:1), agitação constante na ausência de luz, durante 24 h à temperatura ambiente.

Shallan *et al.* (2020), pelo método DPPH, obtiveram um  $\text{IC}_{50}$  de 0,00642 e 0,0282 mg/mL para extratos de brácteas e receptáculo. Foram realizadas extrações sucessivas com hexano, éter dietílico anidro, etanol e água bidestilada e 100 g de alcachofra seca (brácteas ou receptáculo), o

extrato etanólico foi utilizado pelos autores na determinação da atividade antioxidante.

A diferença na atividade antioxidante observada no presente estudo e a literatura, pode ser explicada de acordo com o que é relatado por Yahya *et al.* (2018). Os autores afirmam que diversos fatores na extração assistida por ultrassom de compostos bioativos podem afetar o perfil desses compostos e a atividade antioxidante dos mesmos, a mencionar potência ultrassônica e frequência, tempo de sonicação, temperatura, pressão e solventes (Dzah, 2014; Dzah *et al.*, 2020). Além disso, as partes da planta (caule, folhas, flores, etc.), assim como o preparo da amostra (fresca, seca, liofilizada), também podem afetar a atividade antioxidante. Para obter maiores atividades antioxidantes pode-se concentrar e/ou purificar os extratos (SUN *et al.*, 2012).

#### Atividade antimicrobiana

A concentração inibitória mínima do extrato bruto liofilizado dos estigmas e estiletos de flores secundárias da alcachofra, obtido por meio da extração assistida por ultrassom com acetato de sódio 0,1 M, pH 5,0, sobre as bactérias Gram-positivas *Listeria monocytogenes* (ATCC 7644) e *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923) e Gram-negativas *Escherichia coli* (ATCC 25922) e *Salmonella enterica* serovar *choleraesuis* (ATCC 10708) pode ser observada na Tabela 1.

Tabela 1. Concentração inibitória mínima do extrato bruto obtido de estigmas e estiletos de flores secundárias da alcachofra, obtido pela extração assistida por ultrassom com acetato de sódio 0,1 M, pH 5,0, sobre *L. monocytogenes*, *S. aureus*, *E. coli* e *S. choleraesuis*.

Microrganismos	CIM (mg/mL)
<i>L. monocytogenes</i>	>100
<i>S. aureus</i>	>100
<i>E. coli</i>	>100
<i>S. choleraesuis</i>	>100

Não houve inibição no crescimento das bactérias estudadas (*L. monocytogenes*, *S. aureus*, *E. coli* e *S. enterica* serovar *choleraesuis*) na faixa de concentração

avaliada (100 – 1,56 mg/mL). Testes em concentrações mais altas (acima de 100 mg/mL) devem ser realizados com o intuito de avaliar se o extrato apresenta atividade antimicrobiana.

Foram encontrados na literatura trabalhos avaliando a concentração inibitória mínima a partir de extratos de alcachofra empregando solventes como etanol e metanol. Extratos obtidos com acetato de sódio, como empregado neste trabalho, é comumente utilizado na extração de enzimas e proteína da alcachofra, como no trabalho realizado por Silva *et al.* (2021), no qual foi utilizado citrato de sódio 0,1 M (pH 3,0), acetato de sódio 0,1 M (pH 5,0), Tris-HCl 0,1 M (pH 7,0) na extração de enzimas proteolíticas de folhas de alcachofra.

Shallan *et al.* (2020) avaliaram a concentração inibitória mínima de extratos etanólicos de brácteas secas e receptáculo seco, encontrando uma CIM contra *S. enterica*, *E. coli* e *S. aureus* de 0,08, 0,15 e 0,23 mg/mL para extrato de brácteas secas e 0,18, 0,12 e 0,38 mg/mL para o extrato de receptáculo seco, respectivamente. Para a extração, foram utilizadas 100 g de partes secas da alcachofra, e 500 mL de hexano, éter dietílico anidro, etanol e água bidestilada, pelo método de extração sucessiva. Ao final, os extratos foram rotaevaporados e os extratos etanólicos foram utilizados nas análises.

Alghazeer *et al.* (2012) encontraram uma CIM de 12,5 mg/mL contra *S. aureus* e 12,5 mg/mL contra *E. coli* para extratos obtidos da maceração com metanol (200 mL) do pó de rizomas (20 g) de *Cynara scolymus* L.

#### CONCLUSÃO

O extrato de estigmas e estiletos de flores secundárias da alcachofra, obtido na extração assistida por ultrassom apresentou 197,09 ± 2,73 mgEAG/g de compostos fenólicos e 76,87 ± 1,04 mgEQ/g de flavonoides, IC<sub>50</sub> de 0,50 ± 0,02 mg/mL e não apresentou atividade antimicrobiana frente as bactérias *L. monocytogenes*, *S. aureus*, *E. coli* e *S. enterica* serovar *choleraesuis* nas concentrações estudadas (100 – 1,56 mg/mL), demonstrando que a alcachofra possui potencial para ser empregada na extração de

compostos bioativos para diversos fins (alimentício, farmacêutico, químico). Alternativas para aprimorar esses resultados consistem em purificar e/ou concentrar o extrato obtido.

## NOMENCLATURA

ABS: absorvância

ATCC: American Type Culture Collection

DPPH: 2,2-difenil-1-picrilhidrazil

EAG: equivalente de ácido gálico

EC: equivalente de catequina

EQ: equivalente de quercetina

ER: equivalente de rutina

mg/mL: miligramas por mililitro

## REFERÊNCIAS

- AJILA, C. M.; BRAR, S. K.; VERMA, M.; TYAGI, R. D.; GODBOUT, S.; VALÉRO, J. R. (2011), Extraction and Analysis of Polyphenols: Recent trends. *Critical Reviews in Biotechnology*, Vol 31, n. 3, p. 227–249
- ALGHAZEER, R. O.; EL-SALTANI, H.; SALEH, N.; AL-NAJJAR, A.; NAILI, M.; HEBAIL, F.; EL-DEEB, H. (2012), Antioxidant and Antimicrobial Activities of *Cynara scolymus* L. Rhizomes. *Modern Applied Science*, Vol 6, n. 7, p.54-63.
- ALTEMIMI, A.; LAKHSSASSI, N.; BAHARLOUEI, A.; WATSON, D.; LIGHTFOOT, D. (2017), Phytochemicals: Extraction, Isolation, and Identification of Bioactive Compounds from Plant Extracts. *Plants*, Vol 6, n. 4, p 42
- BARROS, D. M.; OLIVEIRA, P. G.; MOURA, D. F.; SILVA, J. H. L.; ROCHA, T. A.; OLIVEIRA, G. B.; FERREIRA, S. A. O.; COSTA, M. P.; DINIZ, M. A.; LEITE, D. R. S.; SILVA, R. F.; ALVES, A. S. S.; LEITE, A. R. F.; SILVA, A. P. F.; BRITO, E. C. P.; MONTE, Z. S.; MELO, D. A.; CARVALHO, M. F.; SILVA, M. R. M.; SENA, B. S.; SILVA, M. M.; DOURADO, K. F.; MELO, M. A. (2020), Propriedades da Alcachofra com Ênfase na Composição Nutricional. *Brazilian Journal of Development*, Vol 6, n. 7, p.43449–43458.
- BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, M. E.; BERSET, C. (1995), Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, Vol 28, n. 1, p.25–30.
- CAVINI, S.; GUZZETTI, L.; GIVOIA, F.; REGONESI, M. E.; DI GENNARO, P.; MAGONI, C.; CAMPONE, L.; LABRA, M.; BRUNI, I. (2022), Artichoke (*Cynara cardunculus* var. *scolymus* L.) by-products as a source of inulin: how to valorise an agricultural supply chain extracting an added-value compound. *Natural Product Research*, Vol 36, n. 8, p.2140–2144.
- DABBOU, S.; DABBOU, S.; FLAMINI, G.; PEIRETTI, P. G.; PANDINO, G.; HELAL, A. N. (2017), Biochemical characterization and antioxidant activities of the edible part of globe artichoke cultivars grown in Tunisia. *International Journal of Food Properties*, Vol 20, p.S810–S819.
- DE FALCO, B.; INCERTI, G.; AMATO, M.; LANZOTTI, V. (2015), Artichoke: botanical, agronomical, phytochemical, and pharmacological overview. *Phytochemistry Reviews*, Vol 14, n. 6, p.993–1018.
- DIAS, M. I.; BARROS, L.; BARREIRA, J. C. M.; ALVES, M. J.; BARRACOSA, P.; FERREIRA, I. C. F. R. (2018), Phenolic profile and bioactivity of cardoon (*Cynara cardunculus* L.) inflorescence parts: Selecting the best genotype for food applications. *Food Chemistry*, Vol 268, p.196–202.
- DZAH, C. (2014), Influence of fruit maturity on antioxidant potential and chilling injury resistance of peach fruit (*Prunus persica*) during cold storage. *African Journal of Food, Agriculture, Nutrition and Development*, Vol 14, n. 67, p.9578–9591.
- DZAH, C. S.; DUAN, Y.; ZHANG, H.; WEN, C.; ZHANG, J.; CHEN, G.; MA, H. (2020), The effects of ultrasound assisted extraction on yield, antioxidant,

- anticancer and antimicrobial activity of polyphenol extracts: A review. *Food Bioscience*, Vol 35, p.100547.
- ESPOSITO, M.; DI PIERRO, P.; DEJONGHE, W.; MARINIELLO, L.; PORTA, R. (2016), Enzymatic milk clotting activity in artichoke (*Cynara scolymus*) leaves and alpine thistle (*Carduus defloratus*) flowers. Immobilization of alpine thistle aspartic protease. *Food Chemistry*, Vol 204, p.115–121.
- FALLEH, H.; KSOURI, R.; CHAIEB, K.; KARRAY-BOURAOU, N.; TRABELSI, N.; BOULAABA, M.; ABDELLY, C. (2008), Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologies*, Vol 331, n. 5, p.372–379.
- FISSORE, E. N.; DOMINGO, C. S.; PUJOL, C. A.; DAMONTE, E. B.; ROJAS, A. M.; GERSCHENSON, L. N. (2014), Upgrading of residues of bracts, stems and hearts of *Cynara cardunculus* L. var. *scolymus* to functional fractions enriched in soluble fiber. *Food & Function*, Vol 5, n. 3, p.463.
- GAIO, I.; SAGGIORATO, A. G.; TREICHEL, H.; CICHOSKI, A. J.; ASTOLFI, V.; CARDOSO, R. I.; TONIAZZO, G.; VALDUGA, E.; PAROUL, N.; CANSIAN, R. L. (2015), Antibacterial activity of basil essential oil (*Ocimum basilicum* L.) in Italian-type sausage. *Journal für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit*, Vol 10, n. 4, p.323–329.
- GARRIDO, G.; ORTIZ, M.; POZO, P. (2013), Fenoles y flavonoides totales y actividad antioxidante de extractos de hojas de *Lampaya medicinalis* F. PHIL. *Journal of Pharmacy & Pharmacognosy Research*, Vol 1, n. 1, p.30–38.
- GOSTIN, A. I.; WAISUNDARA, V. Y. (2019), Edible flowers as functional food: A review on artichoke (*Cynara cardunculus* L.). *Trends in Food Science and Technology*, Vol 86, p.381–391.
- GOUVEIA, S. C.; CASTILHO, P. C. (2012), Phenolic composition and antioxidant capacity of cultivated artichoke, Madeira cardoon and artichoke-based dietary supplements. *Food Research International*, Vol 48, n. 2, p.712–724.
- HE, B.; ZHANG, L.-L.; YUE, X.-Y.; LIANG, J.; JIANG, J.; GAO, X.-L.; YUE, P.-X. (2016), Optimization of Ultrasound-Assisted Extraction of phenolic compounds and anthocyanins from blueberry (*Vaccinium ashei*) wine pomace. *Food Chemistry*, Vol 204, p.70–76.
- LATTANZIO, V.; KROON, P. A.; LINSALATA, V.; CARDINALI, A. (2009), Globe artichoke: A functional food and source of nutraceutical ingredients. *Journal of Functional Foods*, Vol 1, n. 2, p.131–144.
- LLORACH, R.; ESPÍN, J. C.; TOMÁS-BARBERÁN, F. A.; FERRERES, F. (2002), Artichoke (*Cynara scolymus* L.) Byproducts as a Potential Source of Health-Promoting Antioxidant Phenolics. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, Vol 50, n. 12, p.3458–3464.
- LÓPEZ-MOLINA, D.; NAVARRO-MARTÍNEZ, M. D.; ROJAS-MELGAREJO, F.; HINER, A. N. P.; CHAZARRA, S. RODRÍGUEZ-LÓPEZ, J. N. (2005), Molecular properties and prebiotic effect of inulin obtained from artichoke (*Cynara scolymus* L.). *Phytochemistry*, Vol 66, n. 12, p.1476–1484.
- MACHMUDAH, S.; DIONO, W.; KANDA, H.; GOTO, M. (2018), Supercritical Fluids Extraction of Valuable Compounds from Algae: Future Perspectives and Challenges. *Engineering Journal*, Vol 22, n. 5, p.13–30.
- MARTÍNEZ-ESPLÁ, A.; GARCÍA-PASTOR, M. E.; ZAPATA, P. J.; GUILLÉN, F.; SERRANO, M.; VALERO, D.; GIRONÉS-VILAPLANA, A. (2017), Preharvest application of oxalic acid improves quality and phytochemical content of artichoke (*Cynara scolymus* L.) at

- harvest and during storage. *Food Chemistry*, Vol 230, p.343–349.
- MOLINO, A.; MEHARIYA, S.; DI SANZO, G.; LAROCCA, V.; MARTINO, M.; LEONE, G. P.; MARINO, T.; CHIANESE, S.; BALDUCCHI, R.; MUSMARRA, D. (2020), Recent developments in supercritical fluid extraction of bioactive compounds from microalgae: Role of key parameters, technological achievements and challenges. *Journal of CO2 Utilization*, Vol 36, p.196–209.
- PAGANO, I.; PICCINELLI, A. L.; CELANO, R.; CAMPONE, L.; GAZZERRO, P.; RUSSO, M.; RASTRELLI, L. (2018), Pressurized hot water extraction of bioactive compounds from artichoke by-products. *Electrophoresis*, Vol 39, n. 15, p.1899–1907.
- PANDINO, G.; LOMBARDO, S.; MAUROMICALE, G. (2011), Chemical and Morphological Characteristics of New Clones and Commercial Varieties of Globe Artichoke (*Cynara cardunculus* var. *scolymus*). *Plant Foods for Human Nutrition*, Vol 66, n. 3, p.291–297.
- RAMOS, P. A. B.; SANTOS, S. A. O.; GUERRA, A. R.; GUERREIRO, O.; FREIRE, C. S. R.; ROCHA, S. M.; DUARTE, M. F.; SILVESTRE, A. J. D. (2014), Phenolic composition and antioxidant activity of different morphological parts of *Cynara cardunculus* L. var. *altilis* (DC). *Industrial Crops and Products*, Vol 61, p.460–471.
- SHALLAN, M. A.; ALI, M. A.; MESHRAF, W. A.; MARREZ, D. A. (2020), In vitro antimicrobial, antioxidant and anticancer activities of globe artichoke (*Cynara cardunculus* var. *scolymus* L.) bracts and receptacles ethanolic extract. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, Vol 29, p.101774.
- SILVA, G. M. S.; COSTA, J. S.; FREIRE, J. O.; SANTOS, L. S.; BONOMO, R. C. F. (2021), Artichoke leaf extracts: Proteolytic activity, coagulant and HPLC analysis. *Ciência e Agrotecnologia*, Vol 45.
- SINGLETON, V. L.; ORTHOFER, R.; LAMUELA-RAVENTÓS, R. M. (1999), [14] Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. In: *Methods In Enzymology*, Academic Press, Vol 299, p.152–178.
- SOUSA, M. J.; MALCATA, F. X. (2002), Advances in the role of a plant coagulant (*Cynara cardunculus*) in vitro and during ripening of cheeses from several milk species. *Le Lait*, Vol 82, n. 2, p.151–170.
- SUN, Y.; PAN, D.; GUO, Y.; LI, J. (2012), Purification of chicken breast protein hydrolysate and analysis of its antioxidant activity. *Food and Chemical Toxicology*, [s. l.], Vol 50, n. 10, p.3397–3404.
- TROJANOWSKA, A.; TSIBRANSKA, I.; DZHONOVA, D.; WROBLEWSKA, M.; HAPONSKA, M.; JOVANCIC, P.; MARTURANO, V.; TYLKOWSKI, B. (2019), Ultrasound-assisted extraction of biologically active compounds and their successive concentration by using membrane processes. *Chemical Engineering Research and Design*, Vol 147, p.378–389.
- YAHYA, N. A.; ATTAN, N.; WAHAB, R. A. (2018), An overview of cosmeceutically relevant plant extracts and strategies for extraction of plant-based bioactive compounds. *Food and Bioproducts Processing*, Vol 112, p.69–85.
- ZAYED, A.; FARAG, M. A. (2020), Valorization, extraction optimization and technology advancements of artichoke biowastes: Food and non-food applications. *LWT*, Vol 132, p.109883.
- ZAYED, A.; SERAG, A.; FARAG, M. A. (2020), *Cynara cardunculus* L.: Outgoing and potential trends of phytochemical, industrial, nutritive and medicinal merits. *Journal of Functional Foods*, Vol 69, p.103937.