



UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E ENGENHARIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE
ALIMENTOS

BÁRBARA TEIXEIRA GOMES

**MICROENCAPSULADOS DE EXTRATO DO RESÍDUO DE ACEROLA:
ASPECTOS FÍSICO-QUÍMICOS E COMPOSTOS BIOATIVOS**

ALEGRE - ES
NOVEMBRO - 2020

BÁRBARA TEIXEIRA GOMES

**MICROENCAPSULADOS DE EXTRATO DO RESÍDUO DE ACEROLA:
ASPECTOS FÍSICO-QUÍMICOS E COMPOSTOS BIOATIVOS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos do Centro de Ciências Agrárias e Engenharias da Universidade Federal do Espírito Santo, como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos.

Orientadora: Prof^a. Dra. Pollyanna Ibrahim Silva
Coorientadora: Prof^a. Dra. Daniela da Silva Oliveira
Coorientador: Prof. Dr. André Gustavo Vasconcelos Costa

ALEGRE – ES
NOVEMBRO – 2020

Ficha catalográfica disponibilizada pelo Sistema Integrado de Bibliotecas - SIBI/UFES e elaborada pelo autor

G633 m Gomes, Bárbara Teixeira, 1993-
Microencapsulados de extrato do resíduo de acerola :
aspectos físico-químicos e compostos bioativos / Bárbara
Teixeira Gomes. - 2020.
98 f. : il.

Orientadora: Pollyanna Ibrahim Silva.
Coorientadores: André Gustavo Vasconcelos Costa,
Daniela da Silva Oliveira.

Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) - Universidade Federal do Espírito Santo, Centro de Ciências Agrárias e Engenharias.

1. Resíduos Industriais. 2. Acerola. 3. Compostos bioativos.
4. Antioxidantes. 5. Extração (Química). 6. Secagem. I. Silva,
Pollyanna Ibrahim. II. Costa, André Gustavo Vasconcelos. III.
Oliveira, Daniela da Silva. IV. Universidade Federal do Espírito
Santo. Centro de Ciências Agrárias e Engenharias. V. Título.

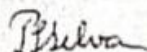
CDU: 664

BÁRBARA TEIXEIRA GOMES

**MICROENCAPSULADOS DE EXTRATO DO RESÍDUO DE
ACEROLA: ASPECTOS FÍSICO-QUÍMICOS E COMPOSTOS
BIOATIVOS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal do Espírito Santo, como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos.

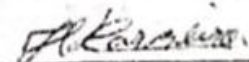
Aprovada em 26 de novembro de 2020.



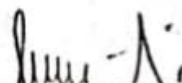
Prof.^a. Dr.^a. Pollyanna Ibrahim Silva
Universidade Federal do Espírito Santo-UFES
Orientadora



Prof. Dr. André Gustavo Vasconcelos Costa
Universidade Federal do Espírito Santo-UFES
Coorientador



Prof. Dr. Joel Camilo Souza Carneiro
Universidade Federal do Espírito Santo-UFES
Examinador Interno



Prof. Dr. Paulo Cesar Stringheta
Universidade Federal de Viçosa - UFV
Examinador Externo

AGRADECIMENTOS

Agradeço à Deus, por tudo e por me permitir passar por mais essa etapa de muito aprendizado e crescimento.

A minha família, Tulio e amigas da vida, por torcerem por mim e estarem sempre presente.

À minha orientadora Prof^a. Dra. Pollyanna Ibrahim Silva, por todo ensinamento, incentivo, confiança e pelo auxílio durante todo o trabalho.

Os meus coorientadores, Prof^a. Dra. Daniela da Silva Oliveira e Prof. Dr. André Gustavo Vasconcelos Costa, pela disposição e apoio.

Ao Fábio, proprietário da empresa Frumel Polpa de Frutas, pelo fornecimento das amostras de resíduo de acerola.

A Prof^a. Dra Juliana Aparecida Severi, a Elisabeth Maria Lopez de Prado e ao Lucas Souza Soares, por permitirem e auxiliarem na liofilização das minhas amostras.

Aos professores Dr. Sukarno Olavo Ferreira e Dr. Renê Chagas da Silva, pela disponibilidade e execução da análise de microscopia eletrônica de varredura das amostras, no Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura do departamento de Física (DPF) da Universidade Federal de Viçosa, MG, Brasil.

A Prof^a. Dra. Patrícia Fontes Pinheiro, pelo empréstimo de reagentes.

Ao Prof. Dr. Sergio Henriques Saraiva, pela disponibilidade e auxílio nas análises estatísticas.

Aos professores Dr. André Gustavo Vasconcelos Costa, Dr. Joel Camilo Souza Carneiro e Dr. Paulo Cesar Stringheta, pelo aceite de participação da banca de defesa.

À Universidade Federal do Espírito Santo e ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos pela oportunidade de realizar esse trabalho.

Aos professores do PCTA, por todo conhecimento transmitido.

Aos técnicos dos laboratórios de pesquisa, em especial ao Maurício e Mayara, pela colaboração na execução das análises.

Ao Toninho, pela disposição e apoio durante esses anos, sempre facilitando todos os processos.

Aos amigos do PCTA, que tornaram o mestrado mais leve, por estarem comigo nesses dois anos compartilhando conhecimento. Em especial, ao Magno, Ionara, Laudiane, Germano e Daiane.

A Lara pela parceria e ajuda durante a parte experimental.

Sou muito grata por todas as pessoas que eu conheci, em especial minhas amigas que vou levar pra vida, Manu, Carol e Anamares que estiveram sempre comigo e me deram todo suporte, incentivo e carinho.

Aos órgãos brasileiros de apoio financeiro, ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq, Edital Universal, proc. 409221/2018-0) pelo financiamento do projeto e a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES - Código de Financiamento 001) pela bolsa concedida.

Eterna gratidão, a todos que fizeram parte dessa etapa da minha vida, meu muito obrigada!

BIOGRAFIA

Bárbara Teixeira Gomes, filha de Fátima Gouvêa Teixeira Gomes e Lúcio Flávio Graça Gomes, nasceu em Ponte Nova, Minas Gerais, em 31 de julho de 1993.

Em março de 2013, ingressou no curso de Engenharia de Alimentos na Universidade Federal do de Viçosa, colando grau em janeiro de 2018. Em agosto do mesmo ano iniciou o curso de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, nível mestrado na Universidade Federal do Espírito Santo campus Alegre.

Em novembro de 2020, submeteu-se à defesa da dissertação.

SUMÁRIO

RESUMO.....	ix
ABSTRACT	xi
1. INTRODUÇÃO	1
1.1 Referências bibliográficas.....	2
2. OBJETIVOS	4
2.1 Objetivo geral.....	4
2.2 Objetivo específico	4
3. REVISÃO BIBLIOGRAFICA	5
Subprodutos agroindustriais de frutas: uma revisão sobre sua riqueza em compostos bioativos antioxidantes e suas possibilidades de aproveitamento.....	5
4. ARTIGO ORIGINAL.....	43
Caracterização físico-química de microencapsulados do extrato de resíduo de acerola e análise da estabilidade em modelo alimentício de gelatina.....	43
5. CONCLUSÃO	84
APÊNDICE A	85

RESUMO

GOMES, Bárbara Teixeira. **Microencapsulados de extrato do resíduo de acerola: aspectos físico-químicos e compostos bioativos**. 2020. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) - Universidade Federal do Espírito Santo, Alegre – ES. Orientadora: Prof^a. Dra. Pollyanna Ibrahim Silva. Coorientadores: Prof^a. Dra. Daniela da Silva Oliveira e Prof. Dr. André Gustavo Vasconcelos Costa.

As indústrias alimentícias produzem grandes quantidades de resíduos, principalmente quando se utiliza frutas como matéria prima. Na maioria dos casos esses subprodutos não tem destino específico e geralmente são subutilizados ou descartados de forma inadequada, representando um grande problema de poluição ambiental. Bagaços, cascas e sementes, são subprodutos da indústria de frutas, ricos em compostos bioativos, podendo apresentar maiores teores que suas respectivas polpas. Espera-se que o presente estudo incentive o aproveitamento, novas pesquisas e valorize os subprodutos de frutas. O objetivo desse estudo foi obter e microencapsular o extrato de resíduo do despulpamento de acerola e promover sua aplicação em um sistema modelo alimentício. O extrato do resíduo foi obtido pela extração com etanol 80% (v/v) assistida por ultrassom de banho, e apresentou elevadas concentrações de bioativos, 4646,57 mg de quercetina e 2111,93 mg de ácido p-cumárico por litro de extrato, alta capacidade antioxidante e cor vermelha intensa. O extrato foi encapsulado por spray dryer (SD) e liofilização (FD), utilizando como agentes a maltodextrina (MD), goma arábica (GA) e proteína isolada do soro de leite (PIS). Os pós foram caracterizados quanto a umidade, higroscopicidade, solubilidade, cor, teor de compostos fenólicos, flavonoides e antocianinas, capacidade antioxidante, eficiência da microencapsulação e morfologia. O melhor pó, definido pela função desejabilidade, foi aplicado em um sistema modelo de gelatina e as análises de cor, conteúdo fenólico total, flavonoides totais, antocianinas totais, capacidade antioxidante ABTS, DPPH e FRAP, foram realizadas nos tempos zero, 12, 24, 36 e 48 horas de armazenamento. As micropartículas secas por spray drying exibiram estruturas esféricas com concavidades e por liofilização apresentaram formato irregular, superfície porosa e rugosa. As condições de microencapsulação influenciam significativamente e diferentemente nas variáveis analisadas, de modo que cada condição possui vantagens e desvantagens. Observou-se que as condições SD/MD e FD/GA foram as mais vantajosas para se obter corantes naturais, sendo que a condição SD/MD apresentou no geral melhores características físicas e o maior teor de ácido p-cumárico, 170,61 µg/g de pó. O teor de compostos fenólicos dos pós obtidos variou de 1013,88 a 1855,11 mg de ácido gálico equivalente/100 g de pó, o teor de flavonoides esteve entre 67,95 e 274,31 mg de catequina equivalente/100 g de pó e as antocianinas totais foram de 20,19 a 33,85 mg de cianidina-3-glicosídeo/100 g de pó. A capacidade antioxidante ABTS e DPPH dos pós variou de 21,89 a 85,35 e 19,27 a 66,91 micromol de Trolox equivalente/g de pó, respectivamente e FRAP de 103,17 a 256,56 micromol de sulfato ferroso equivalente/g de pó. O tratamento SD/GA se mostrou eficaz para obtenção de compostos fenólicos e flavonoides, com maior capacidade antioxidante FRAP e maior concentração de quercetina, 289,38 µg/g de pó. Para obtenção das antocianinas o melhor tratamento foi FD/GA, apresentando maiores capacidades antioxidantes DPPH e ABTS. O pó SD/PIS foi incorporado a gelatina, em que se verificou que os compostos bioativos seguiram a cinética de degradação de primeira ordem e foram sensíveis ao tempo de armazenamento e à

presença de luz. Ocorreram reduções nas capacidades antioxidantes durante o armazenamento devido a degradação dos compostos fenólicos. A gelatina manteve a cor original durante o armazenamento, o que é desejável para futura utilização desse pó em produtos alimentícios. Conclui-se que a reutilização do resíduo de acerola é uma alternativa promissora e sustentável a ser incluída em produtos alimentícios.

Palavra-chave: Subproduto; Acerola; Microencapsulação; Extração; Compostos Bioativos.

ABSTRACT

GOMES, Bárbara Teixeira. **Acerola residue extract microencapsules: physical-chemical aspects and bioactive compounds.** 2020. Dissertation (Master in Food Science and Technology) - Federal University of Espírito Santo, Alegre - ES. Advisor: Prof^a. Dr. Pollyanna Ibrahim Silva. Co-advisors: Prof^a. Dra. Daniela da Silva Oliveira and Prof. Dr. André Gustavo Vasconcelos Costa.

The food industries produce large amounts of waste, especially when using fruit as raw material. In most cases, these by-products have no specific destination and are usually underused or disposed of inappropriately, representing a major environmental pollution problem. Pomace, peels and seeds are by-products of the fruit industry, rich in bioactive compounds, and may present higher contents than their respective pulps. It is expected that the present study will encourage the use, new research and value fruit by-products. The objective of this study was to obtain and microencapsulate the residue extract from the pulping of acerola and promote its application in a food model system. The residue extract was obtained by extraction with 80% (v/v) ethanol assisted by bath ultrasound, and showed high concentrations of bioactive, 4646,57 mg of quercetin and 2111,93 mg of p-cumáric acid per liter of extract, high antioxidant capacity and intense red color. The extract was encapsulated by spray dryer (SD) and lyophilization (FD), using as agents maltodextrin (MD), gum arabic (GA) and whey protein isolate (PIS). The powders were characterized in terms of humidity, hygroscopicity, solubility, color, content of phenolic compounds, flavonoids and anthocyanins, antioxidant capacity, efficiency of microencapsulation and morphology. The best powder, defined by the desirability function, was applied in a model gelatin system and the color analysis, total phenolic content, total flavonoids, total anthocyanins, ABTS, DPPH and FRAP antioxidant capacity were performed at zero times, 12, 24, 36 and 48 hours of storage. The spray-dried microparticles exhibited spherical structures with concave and lyophilization presented irregular shape, porous and rough surface. Microencapsulation conditions significantly and differently influence the analyzed variables, so that each condition has advantages and disadvantages. It was observed that the conditions SD/MD and FD/GA were the most advantageous to obtain natural dyes, being that the condition SD/MD presented in general better physical characteristics and the highest content of p-cumáric acid, 170,61 micrograms/gram of powder. The content of phenolic compounds in the powders obtained varied from 1013,88 to 1855,11 mg of gallic acid equivalent/100 g of powder, the content of flavonoids was between 67,95 and 274,31 mg of equivalent catechin/100 g of powder and the total anthocyanins were from 20,19 to 33,85 mg of cyanidin-3-glycoside/100 g of powder. The ABTS and DPPH antioxidant capacity of the powders varied from 21,89 to 85,35 and 19,27 to 66,91 micromol of equivalent Trolox/g of powder, respectively and FRAP of 103,17 to 256,56 micromol of ferrous sulfate equivalent/g of powder. The SD/GA treatment proved effective for obtaining phenolic compounds and flavonoids, with greater antioxidant capacity FRAP and higher concentration of quercetin, 289,38 µg/g of powder. To obtain anthocyanins, the best treatment was FD/GA, with greater antioxidant capacities DPPH and ABTS. The SD/PIS powder was incorporated into gelatin, in which it was found that the bioactive compounds followed the first order degradation kinetics and were sensitive to storage time and to the presence of light. Reductions in antioxidant capacities occurred during

storage due to the degradation of phenolic compounds. Gelatine retained its original color during storage, which is desirable for the future use of this powder in food products. It is concluded that the reuse of acerola residue is a promising and sustainable alternative to be included in food products.

Key-words: By-product; Acerola; Microencapsulation; Extraction; Bioactive Compounds.

1. INTRODUÇÃO

O resíduo industrial pode ser mais de 50% do total de lixo produzido pelos países, sendo que 60% é constituído de matéria orgânica (LIN et al., 2013). As indústrias de alimentos geram milhões de toneladas de resíduo por ano, principalmente nos casos onde se utiliza por exemplo, frutas como matéria prima (MILDNER-SZKUDLARZ et al., 2016). No mundo, o processamento de frutas gera grande quantidade de resíduos e a maioria não tem destino específico, podendo ser descartados de forma inadequada, representando um grande problema, tanto em termos ambientais quanto econômicos.

Bagaços, cascas e sementes, são subprodutos de frutas gerados após processamento, possuem vida útil curta e são geralmente inutilizados e descartados, gerando grande volume de resíduo agroindustrial. Estudos comprovam que os subprodutos de frutas apresentam maiores concentrações de compostos bioativos antioxidantes que suas respectivas polpas, portanto apresentam potencial de aproveitamento, mostrando ser um desperdício a sua não utilização (CASTRO-VARGAS et al., 2019; DARRA et al., 2018; FERRENTINO et al., 2018).

A acerola (*Malpighia emarginata* DC) é uma das mais ricas fontes naturais de ácido ascórbico e possui diversos fitoquímicos (BELWAL et al., 2018). Em contraponto, estima-se que em torno de 40% do volume da acerola não é aproveitado após o processamento de sucos e polpas, obtendo assim grande quantidade de subprodutos (SILVA; DUARTE; BARROZO, 2019).

Os subprodutos da acerola possuem maiores concentrações de antocianinas (SILVA et al., 2014), flavonoides (REZENDE; NOGUEIRA; NARAIN, 2018; SILVA et al., 2014), ácido ascórbico (REZENDE; NOGUEIRA; NARAIN, 2018; SILVA et al., 2014), carotenoides (REZENDE; NOGUEIRA; NARAIN, 2017) e compostos fenólicos (REZENDE; NOGUEIRA; NARAIN, 2018) que a polpa, que geralmente é a parte da fruta consumida e valorizada.

Neste contexto, torna-se interessante a reutilização dos subprodutos de acerola, de modo a reduzir os impactos negativos da geração de resíduos, favorecendo a sustentabilidade, valorizando comercialmente esse resíduo e despertando o interesse de novos estudos.

Para o aproveitamento do resíduo de acerola pode-se utilizar tecnologias de extração, como por exemplo a assistida por ultrassom e elaborar produtos em pó a partir do extrato, por meio da microencapsulação. Os extratos de resíduo do despulpamento de acerola podem ser utilizados em formulações e quando incorporados fornecem benefícios, por causa do aumento do conteúdo bioativo e por agir como corante natural.

Os pós obtidos a partir da encapsulação do extrato, poderiam ser aplicados facilmente em sistemas alimentícios, como iogurtes, sorvetes, gelatinas, sucos e biscoitos, para torná-los mais ricos em compostos bioativos e conseqüentemente maior capacidade antioxidante ou para tornar a cor mais atrativa.

1.1. Referências bibliográficas

BELWAL, Tarun; DEVKOTA, Hari Prasad; HASSAN, Hanaa A.; AHLUWALIA, Sudhir; RAMADAN, Mohamed Fawzy; MOCAN, Andrei; ATANASOV, Atanas G. Phytopharmacology of Acerola (*Malpighia* spp.) and its potential as functional food. **Trends in Food Science & Technology**, [S. l.], v. 74, p. 99–106, 2018. DOI: 10.1016/J.TIFS.2018.01.014. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0924224417306805?via%3Dihub>. Acesso em: 19 mar. 2019.

CASTRO-VARGAS, Henry I.; BAUMANN, Wolfram; FERREIRA, Sandra R. S.; PARADA-ALFONSO, Fabia'n. Valorization of papaya (*Carica papaya* L .) agroindustrial waste through the recovery of phenolic antioxidants by supercritical fluid extraction. **Journal of Food Science and Technology**, [S. l.], v. 56, n. June, p. 3055–3066, 2019. DOI: 10.1007/s13197-019-03795-6.

DARRA, Nada El; RAJHA, Hiba N.; DEBS, Espérance; SALEH, Fatima; EL-GHAZZAWI, Iman; LOUKA, Nicolas; MAROUN, Richard G. Comparative Study between Ethanollic and ? -Cyclodextrin Assisted Extraction of Polyphenols from Peach Pomace. **International Journal of Food Science**, [S. l.], v. 2018, 2018. DOI: 10.1155/2018/9491681.

FERRENTINO, Giovanna; MOROZOVA, Ksenia; MOSIBO, Ornella Kongi; RAMEZANI, Mohsen; SCAMPICCHIO, Matteo. Biorecovery of antioxidants from apple pomace by supercritical fl uid extraction. **Journal of Cleaner Production**, [S. l.], v. 186, p. 253–261, 2018. DOI: 10.1016/j.jclepro.2018.03.165. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2018.03.165>.

LIN, Carol Sze Ki et al. Environmental Science global perspective. [S. l.], p. 426–464, 2013. DOI: 10.1039/c2ee23440h.

MILDNER-SZKUDLARZ, Sylwia; BAJERSKA, Joanna; GÓRNAŚ, Paweł; SEGLINA,

Dalija; PILARSKA, Agnieszka; JESIONOWSKI, Teofil. Physical and Bioactive Properties of Muffins Enriched with Raspberry and Cranberry Pomace Powder: A Promising Application of Fruit By-Products Rich in Biocompounds. **Plant Foods for Human Nutrition**, [S. l.], n. april, p. 9, 2016. DOI: 10.1007/s11130-016-0539-4.

REZENDE, Yara Rafaella Ribeiro Santos; NOGUEIRA, Juliete Pedreira;; NARAIN, Narendra. Comparison and optimization of conventional and ultrasound assisted extraction for bioactive compounds and antioxidant activity from agro-industrial acerola (*Malpighia emarginata* DC) residue. **LWT - Food Science and Technology**, [S. l.], v. 85, p. 158–169, 2017. DOI: 10.1016/j.lwt.2017.07.020. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2017.07.020>.

REZENDE, Yara Rafaella Ribeiro Santos; NOGUEIRA, Juliete Pedreira; NARAIN, Narendra. Microencapsulation of extracts of bioactive compounds obtained from acerola (*Malpighia emarginata* DC) pulp and residue by spray and freeze drying: Chemical , morphological and chemometric characterization. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 254, n. February, p. 281–291, 2018. DOI: 10.1016/j.foodchem.2018.02.026. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.02.026>.

SILVA, Larissa Morais Ribeiro Da; FIGUEIREDO, Evania Altina Teixeira De; RICARDO, Nagila Maria Pontes Silva; VIEIRA, Icaro Gusmao Pinto; FIGUEIREDO, Raimundo Wilane De; GOMES, Carmen L.; BRASIL, Isabella Montenegro. Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, [S. l.], v. 143, p. 398–404, 2014. DOI: 10.1016/j.foodchem.2013.08.001. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.08.001>.

SILVA, P. B. ...; DUARTE, C. R. ...; BARROZO, M. A. S. ... A novel system for drying of agro-industrial acerola (*Malpighia emarginata* D. C.) waste for use as bioactive compound source. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, [S. l.], v. 52, p. 350–357, 2019. DOI: 10.1016/j.ifset.2019.01.018. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S146685641830523X>. Acesso em: 31 mar. 2019.

2. OBJETIVOS

2.1. Geral

Microencapsular os compostos bioativos do extrato de resíduo do despolpamento de acerola, caracterizar os pós obtidos e analisar a estabilidade em sistema modelo alimentício.

2.2. Específicos

- Realizar uma revisão na literatura científica sobre a composição de compostos bioativos e capacidade antioxidante, usos e métodos de reaproveitamento dos subprodutos de frutas;
- Realizar a caracterização físico-química do extrato de resíduo de acerola;
- Secar por spray drying e por liofilização o extrato de resíduo de acerola, com diferentes agentes encapsulantes MD, GA e PIS;
- Determinar o teor de compostos fenólicos totais e individuais, flavonoides, antocianinas, a capacidade antioxidante, a higroscopicidade, a solubilidade, a umidade, a cor, a eficiência da microencapsulação e a morfologia por microscopia eletrônica de varredura dos pós;
- Incorporar o pó de melhor qualidade em sistema-modelo de gelatina, para analisar a estabilidade da cor, dos compostos bioativos e da capacidade antioxidante.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Subprodutos agroindustriais de frutas: uma revisão sobre sua riqueza em compostos bioativos antioxidantes e suas possibilidades de aproveitamento¹

RESUMO

Background

Partes não utilizadas de frutas como bagaços, cascas e sementes, são subprodutos da indústria, comumente descartados gerando no mundo mais de 0,6 bilhões de toneladas de resíduos agroindustriais/ano. A quantidade de subprodutos obtida compreende aproximadamente 10 a 90% das frutas, dependendo do tipo de fruta e das condições tecnológicas. Como a maioria não tem destino específico, podem ser descartados de forma inadequada, representando um grande problema, tanto em termos ambientais, quanto econômicos. Estudos relatam que os subprodutos contêm compostos bioativos e em alguns casos podem apresentar um maior teor destes compostos que a polpa da fruta.

Scope and Approach

Essa revisão fornece informações sobre a composição e recuperação de compostos bioativos antioxidantes de subprodutos de frutas, atualiza sobre os usos e métodos de reaproveitamento já existentes, incentivando o aproveitamento integral das frutas e valorizando os seus subprodutos.

Key findings and conclusions

Os subprodutos de frutas se mostram ricos em compostos bioativos e apresentam elevada capacidade antioxidante. Tecnologias de extração convencionais e não convencionais tem sido aplicadas para obtenção de extratos a partir destes. A secagem e microencapsulação apresentam boa aplicabilidade para as partes não utilizadas de frutas e influenciam na bioatividade e capacidade antioxidante do produto final. Os subprodutos de frutas podem ser utilizados para desenvolvimento de ingredientes funcionais, na formulação de alimentos, cosméticos e nutracêuticos, em filmes e embalagens alimentícias e como aditivos alimentícios.

¹ Este artigo de revisão será submetido à revista: *Trends in Food Science & Technology*

Palavras-chave: Subproduto; Fruta; Sustentabilidade; Compostos Bioativos; Extração; Secagem.

1. Introdução

Partes não utilizadas de frutas como bagaços, cascas e sementes são subprodutos da indústria de processamento de frutas descartados das plantas de produção de alimentos, gerando grande quantidade de resíduos agroindustriais (Castro-vargas, Baumann, Ferreira, & Parada-Alfonso, 2019; Crizel, Hermes, Rios, & Flores, 2016; Yilmaz, Karaaslan, & Vardin, 2015).

No mundo, o processamento de frutas gera mais de 0,6 bilhões de toneladas de resíduos/ano, as indústrias de bebidas, por exemplo, geram de 5 a 9 milhões e de 3 a 4,2 milhões de toneladas de bagaço/ano a partir de uvas e maçãs, respectivamente (Castro-vargas et al., 2019; Lin et al., 2013). As frutas frescas processadas inteiras na indústria, geram subprodutos que consistem principalmente de cascas e sementes de diferentes formas e tamanhos e de polpa não utilizada. A quantidade de subproduto pode compreender de 10 a 90% do peso total da fruta, dependendo do tipo de fruta e das condições tecnológicas, podendo se aproximar ou mesmo exceder a quantidade de polpa (Ayala-Zavala et al., 2011; Crizel et al., 2016; Hernández-Carranza et al., 2016; Saad et al., 2019).

Os subprodutos de frutas possuem vida útil curta, são gerados em diferentes etapas do processamento, principalmente para produção de sucos e de outros produtos como geleias, concentrados, coberturas, compotas e doces (Crizel et al., 2016; Tatar, Sumnu, & Oztop, 2019). Nos últimos anos, estudos relataram que não apenas a polpa das frutas contém compostos bioativos, mas também cascas e sementes, considerando então um desperdício a não utilização de milhões de toneladas de subprodutos de frutas, o que representa uma perda considerável em termos de nutrientes (Crizel et al., 2016; Gargouri et al., 2017; Rojas-Bravo et al., 2019; Yilmaz et al., 2015).

Dessa forma, existe uma tendência crescente na valorização dos subprodutos de frutas, atribuída à expressiva quantidade de compostos bioativos valiosos que permanecem após o processamento, como ácidos orgânicos, ácidos graxos poli-insaturados, fitoesteróis e polifenóis, tocoferóis, flavonoides, carotenoides e

antocianinas, que são antioxidantes naturais e pelo fato dos subprodutos poderem apresentar alto teor de fibras alimentares e óleos essenciais (Crizel et al., 2016; Ferrentino, Morozova, Mosibo, Ramezani, & Scampicchio, 2018; Gargouri et al., 2017; Saad et al., 2019).

Em muitos casos os subprodutos de frutas, como por exemplo acerola, uva e jabuticaba, apresentam maior teor de compostos bioativos como fenólicos, flavonoides, ácido ascórbico, carotenoides como o licopeno, antocianinas e capacidade antioxidante em comparação às suas respectivas polpas (Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende, Nogueira, & Narain, 2018; L. M. R. da Silva et al., 2014; A. C. P. Souza, Gurak, & Marczak, 2017).

Como a maioria dos resíduos obtidos em larga escala no processamento de alimentos não tem destino específico e possuem muito pouco ou nenhum valor econômico (Paraman, Sharif, Supriyadi, & Rizvi, 2015), podem ser descartados de forma inadequada, representando um grande problema, tanto em termos ambientais quanto econômicos (Carpes et al., 2020; Castro-vargas et al., 2019; Darra et al., 2018; Ferrentino et al., 2018). A avaliação e reutilização de subprodutos alimentares se torna interessante, de modo a reduzir os impactos negativos da geração de resíduos industriais (Darra et al., 2018). Atualmente, os órgãos de gestão de resíduos recomendam fortemente que as indústrias invistam em novos usos finais para esses subprodutos alimentares, extensivamente tratados como um desperdício de alimentos (Darra et al., 2018; Mildner-Szkudlarz et al., 2016).

O armazenamento, a transformação e o destino adequado dos subprodutos também são um impasse. O bagaço de frutas contém grande quantidade de água e açúcares fermentáveis, de forma que o seu descarte direto no solo cria preocupações ambientais devido à fermentação descontrolada e alta demanda química de oxigênio durante a sua degradação (Paraman et al., 2015). Já a indústria de sucos de frutas cítricas geram resíduos que sofrem deterioração microbiana, representando um problema de gerenciamento, poluição e questões ambientais (Gargouri et al., 2017; Papoutsis et al., 2018).

Os bagaços de frutas são geralmente reutilizados para produzir ração animal (Paraman et al., 2015), biogás e biofertilizante do solo, ou são tratados como um resíduo sem utilidade de difícil gerenciamento, levando a perda de recursos e

problemas de poluição ambiental (Crizel et al., 2016; Ferrentino et al., 2018; Zhu et al., 2019).

Dessa forma é necessária e interessante a busca de novos fins para os subprodutos de frutas, de modo a valorizá-los comercialmente, gerando ganhos ambientais e econômicos ao produtor e processador de frutas (Carpes et al., 2020; Huc-mathis, Journet, Fayolle, & Bosc, 2019; Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende et al., 2018). Neste contexto, este estudo tem como objetivo fornecer informações atualizadas sobre os usos e métodos de reaproveitamento dos subprodutos de frutas provenientes do processamento industrial, sua composição bioativa e capacidade antioxidante. Este levantamento é importante para a compreensão do potencial funcional dos subprodutos e aplicação futura na indústria de alimentos e farmacêutica, agregando valor aos produtos, incentivando o aproveitamento integral das frutas e valorizando os seus subprodutos, numa perspectiva de desenvolvimento sustentável.

2. Compostos bioativos e capacidade antioxidante de subprodutos de frutas

Os compostos bioativos encontrados em alimentos trazem efeitos benéficos à saúde (Guaadaoui, Benaicha, Elmajdoub, Bellaoui, & Hamal, 2014). Os compostos fenólicos frequentemente denominados "polifenóis", são o maior grupo de compostos orgânicos bioativos encontrado nas frutas e nos vegetais. Pertencem a um dos grupos de fitoquímicos amplamente encontrados, são de considerável importância fisiológica e morfológica nas plantas (Balasundram, Sundram, & Samman, 2006). Esses compostos são metabólitos secundário presentes em frutas, que estão geralmente envolvidos na defesa contra diferentes tipos de estresse e contribuem para sua qualidade sensorial como amargor, adstringência, sabor e cor (Ferrentino, Asaduzzaman, & Scampicchio, 2018; Mojzer, Hrcic, Škerget, Knez, & Bren, 2016; Packer et al., 2015). São responsáveis pela estabilidade oxidativa e apresentam efeito na proteção da saúde (Ferreira, Siqueira, Boas, Hermes, & Rios, 2016). Possuem um ou mais grupo hidroxila (OH) ligados a um ou mais anéis aromáticos e são classificados em função dessa estrutura química (Ignat, Volf, & Popa, 2011). As principais classes são os ácidos fenólicos, flavonoides, estilbenos, taninos e lignanas (D'Archivio et al., 2007).

Desenvolvimentos substanciais em pesquisas focadas na extração, identificação e quantificação de compostos fenólicos como moléculas de aplicação medicinal e/ou alimentar ocorreram nos últimos 25 anos (Khoddami, Wilkes, & Roberts, 2013). Os flavonoides são o maior grupo de compostos fenólicos das plantas, possuem baixo peso molecular, consistindo de um esqueleto de carbono comum de difenilpropanos (C6 – C3 – C6), ou seja, dois anéis benzênicos unidos por uma cadeia linear de três carbonos que forma um heterociclo oxigenado (Balasundram et al., 2006; Ramos, 2007). A diversidade entre os flavonoides exige divisão em subclasses e as mais importantes são as antocianinas, chalconas, flavanóis (catequinas), flavanonas, flavonas, flavonóis e isoflavonas (Mojzer et al., 2016).

Pertencentes ao grupo dos flavonoides, as antocianinas representam um grupo importante, responsável pela pigmentação das frutas. São altamente instáveis e são afetadas pelo pH, temperatura, oxigênio e luz (Bicudo et al., 2015). A estabilização desses pigmentos é de grande interesse para uso como corantes naturais na indústria de alimentos e para benefícios à saúde (Bicudo et al., 2015).

Outro fitoquímico de importância na saúde e frequentemente presente em resíduos de frutas é o ácido ascórbico, que é um antioxidante natural com alta biodisponibilidade e portanto, um dos mais importantes antioxidantes nas células (Ferreira et al., 2016).

A capacidade antioxidante, geralmente elevada em resíduos agroindustriais de frutas e vegetais, está relacionada à presença de compostos bioativos que fornecem proteção contra oxidação descontrolada no meio aquoso, devido ao seu alto poder redutor (Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende et al., 2018). A capacidade antioxidante pode estar relacionada ao conteúdo fenólico total, podendo ser proporcional a concentração destes (Bouayed, Hoffmann, & Bohn, 2011), ou de algum composto individual.

Cada método de análise da capacidade antioxidante tem sua própria especificidade e atua em um determinado local de ação (Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende et al., 2018). Os métodos ABTS e DPPH medem a capacidade de eliminação de radicais por meio de uma reação simples e direta, onde os radicais são reduzidos na presença de antioxidantes doadores de hidrogênio (Cheng, Moore, & Yu, 2006; Re et al., 1999). Entretanto, podem gerar resultados diferentes devido à seletividade da

reação entre os radicais e os antioxidantes presentes no meio (Rigon & Noreña, 2016). Já o método FRAP se baseia na capacidade dos antioxidantes reduzirem o Fe^{3+} para o Fe^{2+} , pela doação de elétrons e mede diretamente a capacidade redutora da substância (Firuzi, Lacanna, Petrucci, Marrosu, & Saso, 2005).

Os resultados de muitos autores indicam que os subprodutos de frutas considerados resíduos industriais são uma fonte rica de compostos bioativos (Ferrentino et al., 2018) e possuem compostos fenólicos, flavonoides, antocianinas e vitamina C, apresentados nas Tabelas 1 e 2. Além disso, apresentam elevada capacidade antioxidante, apresentada na Tabela 1.

Tabela 1. Compostos fenólicos, flavonoides, antocianinas totais e capacidade antioxidante de subprodutos de frutas.

Subproduto da Fruta	Fenólicos Totais (mg AGE/g)	Flavonoides Totais	Antocianinas Totais	Capacidade Antioxidante	Autores
Bagaço de cereja (<i>Prunus cerasus</i> L.)	45 (b.s)		4,3 mg cianidina-3- glicosídeo/g (b.s)	DPPH: 0,11 EC_{50} ABTS: 0,03 EC_{50}	(Ciccoritti, Paliotta, Centioni, Mencarelli, & Carbone, 2018)
Semente de Mamão (<i>Carica papaya</i> L.)	34,23 (b.s)			IC50: 2,29 mg/mL	(Castro-vargas et al., 2019)
Bagaço de maçã	8,76			5,63 mg Trolox Equivalente/g	(Ferrentino, Morozova, et al., 2018)
Cascas de manga (<i>Mangifera indica</i>)	25,01 (b.s)			DPPH: 70,31% ABTS: 91,46% Inibição da oxidação lipídica: 86,46%	(Rojas et al., 2015)
Bagaço de limão	18,30 (b.s)	5,45 mg catequina equivalente/g (b.s)		CUPRAC: 46,31 mg Trolox Equivalente/g FRAP: 10,83 mg Trolox Equivalente/g	(Papoutsis et al., 2018)
Bagaço de uva (<i>Vitis labrusca</i> L.)	19,38		3,61 mg cianidina-3- glucósido/g	ABTS: 186,41 μ mol de Trolox Equivalente/g FRAP: 129,18 μ mol de Fe^{2+} /g	(Carpes et al., 2020)
Casca de Uva		18,96 mg quercetina equivalente/g	3,51 mg cianidina-3- glicosídeo/g		(BrezoIU et al., 2019)
Bagaço de kiwi	421 (b.s)			DPPH: 27,27%. Eliminação do radical hidroxil: 21,1% FRAP: 0,26 mmol de $FeSO_4$ /g	(Zhu et al., 2019)
Bagaço de framboesa (<i>Rubus idaeus</i> L.)	27 (b.s)				(Saad et al., 2019)
Casca de romã (<i>Punica granatum</i> L.)	0,07		0,04 mg cianidina-3- glicosídeo/g	FRAP: 405,37 μ mol Fe/L DPPH: 65,11% IC50: 0,56 mg/mL	(Azarpazhooh, Sharayei, Zomorodi, & Ramaswamy, 2019)
Bagaço de pêsego (<i>Prunus persica</i> L.)	0,72 (b.s)	0,35 mg catequina/g (b.s)		DPPH: 6,82%	(Darra et al., 2018)

Bagaço de groselha (<i>Ribes nigrum</i> L.)				FRAP: 29,8 mmol Trolox/100 g (b.s)	(Michalska, Wojdyło, Łysiak, Lech, & Figiel, 2017)
Bagaço de jabuticaba (<i>Myrciaria cauliflora</i> (Mart.) O. Berg)	128,60 (b.s)		5,10 mg cianidina-3- glicosídeo/g (b.s)	ABTS: 39,59 mM Trolox Equivalente/100 g (b.s)	(A. C. P. Souza et al., 2017)
Bagaço de goiaba	3,41 (b.s)			DPPH: 4,35 mg Trolox/mL ABTS: 5,79 mg Trolox/mL	(Packer et al., 2015)
Semente e casca de acerola (<i>Malpighia emarginata</i> DC)	10,53	5,52 mg quercetina equivalente/g	0,11 mg antocianinas totais/g	ABTS: 151,19 µM Trolox Equivalente/g DPPH: 155,24 µM Trolox Equivalente/g FRAP: 378,85 µM Trolox Equivalente/g ORAC: 756,96 µM Trolox Equivalente/g	(Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende et al., 2018)

b.s: Base Seca.

Tabela 2. Composição individual em fenólicos, flavonoides, antocianinas e dosagem de vitamina C de subprodutos de frutas.

Subproduto da Fruta	Fenólicos Individuais	Flavonoides Individuais	Antocianinas Individuais	Vitamina C	Autores
Bagaço de cereja ácida (<i>Prunus cerasus</i> L.)	Ácido neoclorogênico Ácido siríngico Ácido vanílico Ácido cafeico Ácido p-cumárico Ácido gálico Ácido sinápico	Epicatequina Quercetina-3-glucósido Rutina Galato de epicatequina Catequina	cianidin-3-glucosilrutinosídeo cianidin-3-soporósido cianidina-3-glucosídeo cianidin-3-rutinosídeo		(Okur, Baltacıoğlu, Ağçam, Baltacıoğlu, & Alpas, 2019)
Semente de mamão (<i>Carica papaya</i> L.)	ácido clorogênico ácido cafeico ácido ferúlico ácido p-hidroxibenzóico ácido p-cumárico kaempferola kaempferol-3-O-glycosídeo	Quercetina Quercetin 3-O-glycosídeo Myricetina			(Castro-vargas et al., 2019)
Resíduo de limão cítrico (<i>Citrus limon</i> L.)	Hexose do ácido hidroxibenzóico Hexosídeo de ácido ferúlico Ácido sinápico hexosídeo I II Hexose do ácido 3- (2-hidroxi-4-metoxifenil) propanóico Dímero do ácido cafeico-O-hexosídeo	Quercetina-glucosídeo-ramnósido-glucosídeo Quercetina-rutinosídeo Rutina Imocitrina-Neo Limocitrina-glucosídeo-HMG-glicosídeo Limocitrina-O-glucosídeo- HMG Limocitrol-O-glucósídeo Limocitrol-O-glucosídeo-HMG Isorhamnetina-3-O-neohesperidosídeo Spinacetina-glucosídeo-HMG-glucosídeo Eriodictyol-7-O-rutinosídeo-4-O-glucosídeo Hesperetina-di-hidrochalcone-4-β-celobiosídeo Eriocitrina Naringina		1,56 (mg/g) (b.s)	(Gargouri et al., 2017)

		Hesperidina Neohesperidina		
Bagaço de uva (<i>Vitis labrusca</i> L)	Ácido gálico (8,59 mg/100 g) Ácido cafeico (0,41 mg/100 g) Ácido vanílico (2,04 mg/100 g) Ácido ferúlico (2,99 mg/100 g) Ácido cumárico (2,45 mg/100 g) Trans-resveratrol (7,84 mg/100 g)			(Carpes et al., 2020)
Bagaço de uva (<i>Vitis amurensis</i>)		Quercetina Quercetina-3-Oglucósido Quercetina-3-O-ramnósido Quercetina-3-O-galactosídeo Quercetina 3-O-glucuronídeo Catequina Epicatequina Procianidina	Peonidina-3-galactosido Cianidina-3-galactosido	(Zhu et al., 2019)
Bagaço de maçã	Hexosídeo de ácido ferúlico Ácido dihidroxibenzóico Ácido gálico Ácido benzóico p-OH	Quercitrina Catequina Quercetina Epicatequina Miricetina Florizina Floreтина		(Ferrentino, Morozova, et al., 2018)
Bagaço de kiwi	Ácido quinínico Ácido cafeico e seus derivados Kaempferol e derivados	Derivados de quercetina		(Zhu et al., 2019)

Bagaço de pêssego (<i>Prunus persica</i> L.)	Ácido gálico (220 µg/g) Ácido cafeico (328 µg/g) (b.s)			16 (mg/L)	(Darra et al., 2018)
Bagaço de groselha (<i>Ribes nigrum</i> L.)	Ácido clorogênico (489,2 mg/kg) Ácido neoclorogênico (111,5 mg/kg) (b.s)	Miricetina-3-O-rutinosídeo (2063,5 mg/kg) Quercetina-3-O-rutinosídeo (372 mg/kg) Quercetina-3-O-glucosídeo (747,6 mg/kg) Kaempferol-3-O-rutinosídeo (349,1 mg/kg) Miricetina-3-O-galactosídeo (208,4 mg/kg) Derivado de quercetina (125,5 mg/kg) Quercetina-3-O-malonilglucósido (84,2 mg/kg) (b.s)	Cianidina-3-O-rutinosídeo (12321,5 mg/kg) Definidina-3-O-rutinosídeo (9250,4 mg/kg) Definidina-3-O-glucosídeo (3238,8 mg/kg) Peonidina-3-O-rutinosídeo (364,7 mg/kg) Petunidin-3-O-glucosídeo (139 mg/kg) Cianidina-3-O-(6'-coumaroil)- glucosídeo (127,3 mg/kg) Cianidin-3-O-glucosídeo (57,5 mg/kg) (b.s)		(Michalska et al., 2017)
Bagaço de framboesa (<i>Rubus idaeus</i> L.)	Ácido elágico (30,03 mg/100 g) (b.s)	Quercetina-3-O-arabinosídeo (4,39 mg/100 g) Quercetina-3-O-glucuronida (6,29 mg/100 g) (b.s)	Cianidina-3-O-sophorosídeo (1,00 mg/g) Cianidina-3-O-glucosil- rutinosídeo (0,39 mg/g) Cianidina-3-O-glucósido (0,42 mg/g) Cianidina-3-O-rutinosídeo (0,17 mg/g) (b.s)		(Mildner-Szkudlarz et al., 2016)
Bagaço de oxycoco (<i>Vaccinium</i>)		Micricetina 3-O-galactósido (112,85 mg/100 g) Micricetina 3-O-arabinosídeo	Cianidina 3-O-galactosídeo (2,63 mg/g) Cianidina 3-O-arabinosídeo		(Mildner-Szkudlarz et al., 2016)

<i>macrocarpon</i> Aiton)		(33,45 mg/100 g) Quercetina 3-O-galactósido (124,09 mg/100 g) Quercetina 3-O-glucósido (20,49 mg/100 g) Quercetina 3-O-xilosido (20,19 mg/100 g) Quercetina 3-O-arabinosídeo (21 mg/100 g) Quercetina 3-O-ramnosídeo (63,04 mg/100 g) Syringetina 3-O-galactosídeo (25,79 mg/100 g) (b.s)	(1,94 mg/g) Peonidina 3-O-galactosídeo (3,13 mg/g) Peonidina 3-O-arabinosídeo (1,27 mg/g) (b.s)	
Bagaço de ameixa	Ácido clorogênico (2,20 mg/100 g) 3-p-coumaroilquínico (0,95 mg/100 g) 3-o-feruloilquínico 4-p-coumaroilquínico Neoclorogênico (6,42 mg/100 g) 3-o-cafeoilshikimico (b.u)	Quercetina-ramnosilgalactosídeo Quercetina-galactosídeo (0,75 mg/100 g) Quercetina-glucosídeo e rutinósido (2,60 mg/100 g) Keampferol-rutinósido (0,32 mg/100 g) Isorhamnetina-desoxihexose-hexosídeo Isorhamnetina-rutinósido (0,36 mg /100 g) Kaempferol-coumaroilhexosídeo Procianidinas	Cianidina-glucosídeo (0,09 mg/100 g) Cianidina-rutinosídeo (0,27 mg/100 g) Peonidina-glucosídeo (0,01 mg/100 g) Peonidina-rutinóideo (0,28 mg/100 g) (b.u)	(Sójka et al., 2015)
Bagaço de goiaba	Ácido isovanílico Ácido m-cumárico Ácido gálico	Epicatequina Quercetina		(Packer et al., 2015)
Semente e casca de acerola (<i>Malphigia</i> <i>emarginata</i> DC)			462,86 (mg/100 g)	(Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende et al., 2018)

b.s: Base Seca. b.u: Base úmida.

Crizel et al. (2016) desidrataram os resíduos de abacaxi, mamão Formosa e mirtilo (*Vaccinium* spp.) e encontraram um teor de compostos fenólicos de 12,28, 15,35 e 23,59 mg de AGE/g de amostra seca, respectivamente. O pó de casca de mamão apresentou o maior conteúdo de carotenoides totais na amostra seca (15,56 mg/100 g) e o pó do resíduo de mirtilo exibiu um teor de antocianinas de 2063,4 mg/100 g de amostra seca, esse elevado teor contribuiu com sua elevada capacidade antioxidante, que foi superior a os outros pós analisados no estudo.

Silva et al. (2014) quantificaram os compostos bioativos de subprodutos de frutas tropicais do Brasil, obtidas durante o processo de produção de polpa. Os níveis de fenólicos totais foram determinados e o subproduto da pitanga (126,96 mg AGE/g) foi o que apresentou os maiores níveis. As antocianinas foram detectadas em maiores concentrações nos subprodutos de pitanga (1021,22 mg/100 g) e acerola (245,90 mg/100 g). Os subprodutos da pitanga (207,87 mg/100 g), acerola (98,05 mg/100 g) e mamão (97,30 mg/100 g), apresentaram flavonoides amarelos em concentrações mais elevadas. O subproduto da pitanga (1110,85 µg/100 g) se mostrou uma excelente fonte de β-caroteno. Além disso, foram identificados licopeno e resveratrol em alguns subprodutos, demonstrando, desta forma sua riqueza em compostos bioativos.

Hernández-Carranza et al. (2016) realizaram a extração de compostos antioxidantes de bagaço de maçã, casca de laranja e banana, em diferentes condições. De forma geral, a casca de laranja foi uma melhor fonte de vitamina C e de compostos fenólicos e a casca de banana foi a principal fonte de flavonoides.

Peixoto et al. (2018) avaliaram o perfil fenólico do bagaço de uva (*Vitis vinifera* L.) (casca, sementes e sua mistura) e propuseram correlações com suas capacidades antioxidantes. As sementes apresentaram a maior concentração de compostos fenólicos (10216 µg/g de extrato), seguido da mistura (5380 µg/g de extrato) e da casca (3903 µg/g de extrato). As cascas apresentaram os mais altos níveis de antocianinas (7,9 µg/g de extrato), seguidos das misturas e por último das sementes. As sementes apresentaram as maiores capacidades antioxidantes, seguida da mistura e da casca. Vinte e oito compostos fenólicos foram identificados na mistura de bagaço de uva, sementes e casca, dentre eles onze flavan-3-ols, sete antocianinas, seis flavonóis, ácidos como hidroxibenzóico, hidroxicinâmico e p-cumárico e catequina.

Com base nas composições descritas, verifica-se, portanto, o grande potencial de utilização dos resíduos de frutas.

3. Tecnologias de extração dos compostos bioativos utilizadas em subprodutos de frutas

A extração consiste de um procedimento de separação dos compostos fitoquímicos, com o objetivo de recuperar e purificar o material vegetal, tornando-o útil para diversas aplicações (Medina-Torres, Ayora-Talavera, Espinosa-Andrews, Sánchez-Contreras, & Pacheco, 2017). As técnicas de extração afetam significativamente os compostos bioativos e a capacidade antioxidante dos extratos obtidos e devem ser rápidas, de baixo custo, com menor gasto de soluções extratoras e com menor uso de calor (Hernández-Carranza et al., 2016).

Atualmente, os resíduos agroindustriais são considerados fontes atrativas de compostos fenólicos antioxidantes e pigmentos como carotenoides e antocianinas, e para que ocorra sua exploração e valorização, diferentes métodos de extração estão disponíveis (Castro-vargas et al., 2019).

A extração de fitoquímicos pode ser realizada utilizando os métodos convencionais como extração por solventes (Tatar et al., 2019; Zhu et al., 2019) ou não convencionais, como extração supercrítica de fluidos (Castro-vargas et al., 2019; Ferrentino et al., 2018), extração assistida por micro-ondas (Kurek, Hlupi, Scetar, Bosiljkov, & Gali, 2019; Okur et al., 2019), extração ultrassônica (Azarpazhooh et al., 2019; Ciccoritti et al., 2018; Persic, Mikulic-Petkovsek, Slatnar, & Veberic, 2017) e extração assistida por enzimas (Macedo, Robrigues, Pinto, & Brito, 2015; Saad et al., 2019).

A extração por fluido supercrítico é caracterizada pelo uso de dióxido de carbono (CO_2), que é incolor, inodoro, não tóxico, não inflamável, seguro, altamente puro e facilmente removível (Ferrentino et al., 2018). Proporciona baixa degradação térmica de compostos antioxidantes, obtêm extratos livres de solvente e possui seletividade variável na recuperação dos compostos (Castro-vargas et al., 2019). No entanto, como o CO_2 é não polar, não é ideal para polifenóis polares (Ferrentino et al., 2018), tornando-se necessária adição de cossolventes orgânicos como etanol,

metanol, acetona para aumentar o poder de solvatação do CO_2 e o rendimento da extração desses compostos (Ferrentino et al., 2018).

A alta pressão hidrostática é um método que melhora a eficiência da extração sobre o rendimento, tempo e qualidade, além de ser uma boa alternativa para materiais termossensíveis (Prasad, Yang, Yi, Zhao, & Jiang, 2009). Esse método consiste em submeter o material a pressões variando de 100 a 800 MPa ou até mais de 1000 Mpa, dentro de um vaso cheio principalmente de água que atua como meio transmissor, onde a pressão é transferida para a amostra de maneira isostática e quase instantânea (Okur et al., 2019; Prasad et al., 2009).

A extração assistida por ultrassom leva a uma melhor recuperação dos compostos bioativos do conteúdo celular vegetal e qualidade do extrato obtido, reduz o tempo e aumenta o rendimento da extração (Carrera, Ruiz-Rodríguez, Palma, & Barroso, 2012; Chemat, Zill-E-Huma, & Khan, 2011; Vinatoru, 2001). Durante a sonicação, o processo de cavitação provoca altas forças de cisalhamento no meio e provoca a implosão de bolhas, levando ao inchaço das células e à quebra das paredes celulares, o que proporciona altas taxas de difusão (Chemat et al., 2011; Vinatoru, 2001). Para melhores resultados, as condições de extração (tempo, temperatura e potência ultrassônica) devem ser otimizadas (Papoutsis et al., 2018).

Os métodos convencionais de extração por solvente apresentam boa recuperação dos compostos fenólicos com capacidade antioxidante (Wijngaard & Brunton, 2010) e de carotenoides. No entanto, o uso de grande quantidade de solventes, o tempo de extração longo (Fragoso, Mestres, Busto, & Guasch, 2010) e a possível degradação dos compostos-alvo são desvantagens desse processo (Ferrentino et al., 2018). Existem diferentes procedimentos de extração, baseados na maceração das partes vegetais, em diferentes tempos, concentrações de soluções extratoras e pH (Okur et al., 2019). Vários parâmetros afetam a eficiência de extração, incluindo tempo, temperatura, razão amostra/ solvente, tipo de solvente (Khoddami et al., 2013; Papoutsis, Pristijono, Golding, Stathopoulos, Scarlett, et al., 2016), influenciando a composição, que por sua vez determina as características dos extratos (Brezoiu et al., 2019).

A extração por solvente orgânico é o principal método usado para extrair fenólicos (Khoddami et al., 2013). Os solventes orgânicos, incluindo metanol, etanol, acetona e suas misturas com água são comumente e eficientemente utilizados

(Castro-vargas et al., 2019; Papoutsis, Pristijono, Golding, Stathopoulos, Bowyer, et al., 2016). No entanto, seu uso deve ser limitado e analisado quanto a toxicidade em sistemas alimentícios, aos custos de compra e descarte, requisitos especiais de armazenamento e resíduos de solventes no produto final e no meio ambiente (Papoutsis et al., 2018; Papoutsis, Pristijono, Golding, Stathopoulos, Bowyer, et al., 2016; Papoutsis, Pristijono, Golding, Stathopoulos, Scarlett, et al., 2016). A água deve ser considerada como uma solução alternativa. É um solvente seguro e barato, minimizando assim o custo de produção, atóxico e acessível (Dahmoune et al., 2013; Papoutsis, Pristijono, Golding, Stathopoulos, Bowyer, et al., 2016). No entanto, pode levar a menores rendimentos de recuperação de polifenóis em comparação com os obtidos por solventes orgânicos (Dahmoune et al., 2013).

Há uma demanda crescente nos últimos anos por alternativas mais baratas, seguras e ecológicas aos solventes orgânicos (Darra et al., 2018). Como a extração baseada em ciclodextrinas (Darra et al., 2018), a extração assistida por micro-ondas que usa baixas temperaturas, pouco tempo, é livre de solvente (Kurek et al., 2019), não degrada compostos termolábeis e muito usada para extrair compostos fenólicos (Okur et al., 2019) e a extração assistida por enzimas usada para extrair compostos bioativos lipofílicos e hidrofílicos de resíduo de fruta (Saad et al., 2019).

Os fitoquímicos presentes em fontes naturais, como resíduos de frutas, têm propriedades estruturais e físico-químicas variadas, possuem polaridades diferentes e realizam diferentes interações com outros constituintes, portanto, não existe um único método de extração ideal, além de que, os parâmetros empregados originam efeitos diferenciados (Yilmaz et al., 2015). Dessa forma, é um desafio encontrar a técnica e as condições mais adequadas para extração dos compostos bioativos de diferentes materiais vegetais. A Tabela 3 sumariza resultados de extração dos subprodutos de frutas.

Tabela 3. Processos de extração dos subprodutos de frutas.

Subproduto da Fruta	Processo de Extração	Solvente Utilizado	Autores
Bagaço de cereja (<i>Prunus cerasus</i> L.)	Ultrassom (30 minutos)	Metanol 80% (v/v) e ácido clorídrico 0,1% (v/v)	(Ciccoritti et al., 2018)
Bagaço de cereja ácida (<i>Prunus cerasus</i> L.)	Convencional	Etanol 50% (v/v)	(Petrovic et al., 2018)
Bagaço de maçã	Fluido supercrítico Fluido supercrítico Soxhlet Maceração	CO ₂ -Etanol (5%) CO ₂ Etanol Água fervente	(Ferrentino, Morozova, et al., 2018)
Bagaço e casca de maçã	Ultrassom	Metanol	(Persic et al., 2017)
Bagaço de limão	Ultrassom Convencional Convencional	Água Água quente Etanol 50% (v/v)	(Papoutsis et al., 2018)
Bagaço de kiwi	Convencional	Etanol 70% (v/v)	(Zhu et al., 2019)
Casca de romã (<i>Punica granatum</i> L.)	Ultrassom (24 kHz/10 minutos)	Etanol 96% (v/v)	(Azarpazhooh et al., 2019)
Bagaço de jabuticaba	Ultrassom (750 W/15 min/20 °C)	Água e ácido cítrico 1% (v/v)	(A. C. P. Souza et al., 2017)
Bagaço de morango	Maceração / Banho com água (30 °C/70 rpm/24 horas)	Etanol:água 1:1 (v/v)	(Tatar et al., 2019)
Bagaço de uva vermelha (<i>Vitis Vinifera</i>)	Assistida por micro-ondas (90 °C/5 minutos/500 W)	Etanol 40% (v/v) e ácido acético 0,04% (v/v)	(Kurek et al., 2019)
Bagaço de mirtilo (<i>Vaccinium corymbosum</i> L.)	Assistida por micro-ondas (50 °C/10 minutos/600 W)	Etanol	(Kurek et al., 2019)
Bagaço de goiaba	Ultrassom (15 minutos)	Etanol 80% (v/v)	(Packer et al., 2015)
Bagaço de ameixa	Convencional	Água	(Sójka et al., 2015)
Semente e casca de acerola (<i>Maliphigia emarginata</i> DC)	Ultrassom (30 °C/49,3 minutos)	Etanol 46,5% (v/v)	(Yara Rafaela Ribeiro Santos Rezende et al., 2018)

Castro-Vargas et al. (2019) utilizaram a extração supercrítica de fluidos para a recuperação de antioxidantes fenólicos a partir de resíduos de mamão (*Carica papaya* L.) e também a extração convencional com etanol para comparação. A maior capacidade antioxidante e teor de compostos fenólicos foi exibida pelo extrato etanólico, seguido pelos extratos obtidos pela extração de fluido supercrítico, com CO_2 -etanol e do extrato obtido na melhor condição de extração de fluido supercrítico, com CO_2 . A extração supercrítica de fluidos usando CO_2 -etanol foi considerada uma técnica atraente de extração verde para a recuperação de antioxidantes fenólicos dos resíduos de mamão.

Saad et al. (2019) investigaram um processo ecológico usando extração aquosa assistida por enzima, para recuperar simultaneamente e efetivamente compostos lipofílicos e polifenóis hidrofílicos do bagaço de framboesa (*Rubus idaeus* L.) e compararam com métodos de extração utilizando solventes. Os resultados mostraram que a extração com a protease alcalina aumentou significativamente o rendimento de extração de óleos e polifenóis. A extração com enzimas permitiu um aumento de 48% no rendimento de polifenóis, de 25% na capacidade antioxidante DPPH e de 20% na capacidade antioxidante ORAC quando comparado a extração com solventes orgânicos. Logo, o uso de uma protease alcalina oferece uma alternativa favorável ao meio ambiente para a recuperação simultânea de compostos fitoquímicos lipofílicos e hidrofílicos.

Okur et al. (2019) avaliaram diferentes técnicas de extração etanólica do bagaço de cereja ácida (*Prunus cerasus* L.), a extração assistida por micro-ondas, alta pressão hidrostática, assistida ultrassônica e a convencional, realizada em banho-maria. Todas as tecnologias emergentes possibilitaram aumento no rendimento dos compostos fenólicos e da capacidade antioxidante em relação ao método convencional de extração. Entre as novas tecnologias, o micro-ondas (90 segundos) destacou-se por possibilitar maior conteúdo fenólico total, individual e também maior capacidade antioxidante.

Darra et al. (2018) investigaram um método ecológico usando a β -ciclodextrina, para a recuperação de polifenóis de bagaço de pêsego (*Prunus persica* L.), comparada à extração convencional com etanol. O extrato obtido pela extração com 50 mg/mL de β -ciclodextrina apresentou as maiores concentrações de polifenóis, taninos, β -caroteno, flavonoides e capacidade antioxidante DPPH. O extrato em

questão apresentou maiores teores dos ácidos gálico e cafeico, e para atingir os mesmos rendimentos, seria necessário utilizar o etanol em concentração dez vezes maior. Foi evidenciado, portanto, que a utilização de β -ciclodextrina se apresenta como um método alternativo verde para a extração fenólica de resíduos de alimentos.

4. Processos de secagem e microencapsulação dos subprodutos de frutas

Durante o período de colheita e processamento das frutas, são produzidas grandes quantidades de subprodutos, podendo ser encontrados problemas de armazenamento e deterioração destes, tornando-se necessário procurar métodos que permitam a conservação desses materiais, como a secagem e microencapsulação, para usá-los posteriormente de maneira eficaz (Carmona-Jiménez, García-Moreno, & García-Barroso, 2018; Gargouri et al., 2017), como mostrados na Tabela 4.

A secagem é um dos métodos mais antigos de preservação de alimentos, que tornam o manuseio mais fácil, diminuem a degradação química e tornam os produtos mais estáveis durante o processamento (Papillo et al., 2018; Ribeiro, Costa, & Afonso, 2016). Do ponto de vista industrial, a maneira mais prática e conveniente de aplicar bagaço de groselha processada é na forma de pós obtidos pela secagem do material da fruta (Michalska et al., 2017).

Estão disponíveis no mercado diferentes técnicas de secagem e como os processos são realizados em diferentes condições de tempo e temperatura, resultam em produtos com características e qualidade diferentes (Kuck & Noreña., 2016).

A secagem por atomização ou spray drying é o método mais comum e rentável de encapsulação de ingredientes alimentícios, mantendo as características físicas e químicas, preservando a qualidade sensorial e nutricional, não causa degradação térmica, mesmo das substâncias sensíveis ao calor, devido à secagem rápida e a exposição a elevadas temperaturas ser relativamente curta (Leite Neta et al., 2019; Kh; Sarabandi, Peighambardoust;, Mahoonak;, & Samaei., 2018), obtendo pós com elevada qualidade e capacidade antioxidante (Kuck & Noreña., 2016; Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende et al., 2018).

A liofilização ou freeze drying consiste em um processo de remoção de água por meio da sublimação, ou seja, na transformação do gelo para o vapor sem passar pela fase líquida (Krumreich, D'Avila, Freda, Chaves, & Chim, 2016; A. C. P. Souza et

al., 2017), e possui vantagens como: (i) a estrutura do produto liofilizado apresenta característica esponjosa permitindo rápida reconstituição e (ii) manutenção das características do produto original como sabor, aroma, cor, textura, estrutura e atividade biológica (Agudelo, Igual, Camacho, & Martínez-Navarrete, 2017; Bando, Kansha, Ishizuka, & Tsutsumi, 2017; Krumreich et al., 2016). Devido à baixa atividade de água e baixas temperaturas exigidas no processo, a maioria das deteriorações e reações microbiológicas são interrompidas, o que resulta em um produto final de excelente qualidade (Ratti, 2001). É uma técnica indicada para a secagem de vegetais e frutas que contém compostos termossensíveis e instáveis em soluções aquosas, como vitaminas, constituintes voláteis, compostos fitoquímicos antioxidantes, como tocoferóis, ácido ascórbico, carotenoides e compostos fenólicos, pelo fato da utilização de temperaturas que preservam esses compostos (Agudelo et al., 2017; Bando et al., 2017; Krumreich et al., 2016). Os pós obtidos após a liofilização são geralmente caracterizados por sua baixa densidade aparente e alta porosidade (Horszwald, Julien, & Andlauer, 2013). Apesar de muitas vantagens, a liofilização é um processo longo e de alto custo, não sendo economicamente viável para a secagem de subprodutos de baixo valor (Agudelo et al., 2017; Ciccoritti et al., 2018). Silva et al. (2014) liofilizaram a - 50 °C, sob vácuo de 5 mtorr ($9,67 \times 10^{-5}$ psi) por 48 horas, os subprodutos de abacaxi, acerola, caju, goiaba, graviola, mamão, manga, maracujá, pitanga e sapoti, com objetivo da máxima preservação de fitoquímicos.

A secagem por convecção, convencionalmente também denominada secagem em estufa, é um dos métodos mais simples e baratos para a estabilização de matrizes alimentares, com reidratação limitada e, ao mesmo tempo, é um processo de fácil expansão (Ciccoritti et al., 2018). Além disso, a técnica apresenta aspectos negativos, como uma duração relativamente longa e alta temperatura, que em alguns casos podem comprometer a qualidade do produto final e perda de componentes bioativos (Jung, Cavender, & Zhao, 2015; Michalska et al., 2017). A qualidade de um produto obtido por secagem convectiva por ar quente é drasticamente reduzida em relação à qualidade do alimento original (Ratti, 2001). A secagem com ar quente é muito mais barata, mas fornece resultados variáveis, dependendo da temperatura e da metodologia aplicada (Carmona-Jiménez et al., 2018).

A secagem por impacto utiliza fluxos de alta velocidade de ar quente através do produto que está sendo seco, que são então circulados de volta através do

elemento de aquecimento (Jung et al., 2015). Esses fluxos intensivos de ar quente resultam em uma secagem muito eficiente e rápida, diminuindo drasticamente o tempo de secagem e também inibe o escurecimento enzimático (Jung et al., 2015).

Na secagem por micro-ondas a vácuo, a energia das micro-ondas é absorvida pela água localizada em todo o volume do material que está sendo seco (Michalska et al., 2017). Isso cria alta pressão de vapor no centro do material, permitindo a rápida transferência de umidade para o vácuo ao redor, evitando o colapso estrutural (Michalska et al., 2017).

A maior preocupação com a secagem de bagaço de frutas é que os compostos bioativos presentes, são sensíveis a fatores ambientais (Jung et al., 2015). O bagaço de maçã, quando fresco e úmido, é altamente perecível devido à sua alta umidade (Joshi & Attri, 2006) e por meio da secagem a umidade e a atividade de água diminuem, proporcionando uma maior segurança microbiológica e um período de armazenamento mais longo, reduzindo o espaço de armazenamento e os custos de transporte (Jung et al., 2015). O bagaço de uva é suscetível à degradação microbiana devido à umidade residual, dessa forma a secagem é considerada um método essencial para conservação (Carmona-Jiménez et al., 2018).

A microencapsulação é uma alternativa de preservação desses compostos que se degradam facilmente durante o processamento e armazenamento, protegendo-os da luz, umidade, altas temperaturas e oxigênio, aumentando a estabilidade, preservando as propriedades antioxidantes e facilitando a introdução nos alimentos (Carpes et al., 2020; Crizel et al., 2018; Jyothi et al., 2010; Tatar et al., 2019). Também possui finalidade de mascarar as propriedades sensoriais desagradáveis (Crizel et al., 2018), fornecer uma liberação controlada do composto bioativo no meio, prolongando assim a vida útil dos produtos (Jyothi et al., 2010) e melhorar a funcionalidade tecnológica das fibras (Crizel et al., 2018).

A microencapsulação consiste de um processo pelo qual pequenas partículas ou gotículas do agente ativo a ser encapsulado são envolvidas ou incorporadas em um material de parede (agente encapsulante), para protegê-lo das condições ambientais adversas e assim produzir pós com muitas propriedades úteis e de fácil manipulação (Fang & Bhandari, 2010; Gharsallaoui, Roudaut, Chambin, Voilley, & Saurel, 2007; Mahdavi, Jafari, Ghorbani, & Assadpoor, 2014; Tatar et al., 2019).

Diferentes métodos podem ser empregados no encapsulamento como, spray drying, extrusão, revestimento em leito fluidizado, complexação por inclusão, separação por suspensão centrífuga, liofilização (A. C. P. Souza et al., 2017), emulsão, dentre outros (Fang & Bhandari, 2010). Os agentes encapsulantes são utilizados individualmente ou combinados, com o objetivo de melhorar as propriedades físicas dos produtos em pó, como diminuir a higroscopicidade, a adesão das partículas, o grau de aglomeração, transformações estruturais, como colapso e cristalização e aumentar a temperatura de transição vítrea e a solubilidade para posterior reconstituição (Gagneten et al., 2019; Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende et al., 2018; Shishir & Chen, 2017). Os pós resultantes podem apresentar diferentes propriedades físico-químicas, dependendo da estrutura, concentração e das características do agente encapsulante (Mahdavi, Jafari, Assadpoor, & Dehnad, 2016; Shishir & Chen, 2017).

Tabela 4. Processos de secagem e microencapsulação aplicados em subprodutos de frutas.

Subproduto da Fruta	Condição de Secagem	Agente Encapsulante	Proporção Material a ser encapsulado: Agente Encapsulante	Autores
Extrato de bagaço de cereja ácida (<i>Prunus cerasus</i> L.)	Liofilização (- 40 °C/24 horas) (microencapsulação)	Proteína de soro de leite e de soja	2:1 (v/m)	(Petrovic et al., 2018)
Extrato de cascas de mamão	Secagem por pulverização (microencapsulação)	Resíduos de cápsulas de gelatina (1, 1,5 e 2%) e Tween 80 (0,1%)	-	(Crizel et al., 2018)
Bagaço de maçã	Secagem por Impacto (110 °C/3 horas) Secagem por circulação forçada de ar (40 °C/24 horas) Liofilização (-55 °C/60 horas)	N.A	N.A	(Jung et al., 2015)
Casca de abacaxi e Bagaço de mirtilo (<i>Vaccinium</i> spp)	Secagem por circulação forçada de ar (55 °C/24 horas)	N.A	N.A	(Crizel et al., 2016)
Resíduo de limão (<i>Citrus limon</i> L.)	Secagem em um secador com ventilação (25 °C/48 horas)	N.A	N.A	(Gargouri et al., 2017)
Extrato de casca de Uva		Sílica mesoporosa do tipo MCM-41 (comercial)	-	(Brezoiu et al., 2019)
Extrato de bagaço de uva <i>Cabernet Sauvignon</i>	Secagem sob vácuo (4 a 6 horas) (microencapsulação)	Sílica MCM-41 modificada com Zn e Mg	-	
Extrato de casca de romã (<i>Punica granatum</i> L.)	Liofilização (- 55 °C/0,15 mmHg/48 horas) (microencapsulação)	Maltodextrina (5, 10 e 15%) com alginato de cálcio (0,1%)	1:5 (m/m)	(Azarpazhooh et al., 2019)
Extrato de bagaço de jabuticaba (<i>Myrciaria cauliflora</i> (Mart.) O. Berg)	Liofilização (96 horas/-54 °C/230-300 Hg) (microencapsulação)	Maltodextrina (20%) Mistura de 15% de maltodextrina com 5% de pectina Mistura de 15% de maltodextrina com 5% de isolado de proteína de soja	1:9 (v/v)	(A. C. P. Souza et al., 2017)

Mistura de 10% de maltodextrina com 5% de pectina e 5% de isolado de proteína de soja				
Extrato de bagaço de morango	Liofilização (-52 °C/72 horas) (microencapsulação)	Maltodextrina e goma arábica (10:0, 8:2 e 6:4)	1:20 (m/m)	(Tatar et al., 2019)
Bagaço de framboesa (<i>Rubus idaeus</i> L.) Bagaço de oxicoco (<i>Vaccinium macrocarpon</i> Aiton)	Secagem por circulação forçada de ar (55 °C/16 horas)	N.A	N.A	(Mildner-Szkudlarz et al., 2016)
Extrato de semente e casca de acerola (<i>Malpighia emarginata</i> DC)	Spray Drying (T ^a entrada: 170 °C/T ^a saída: 82 °C) Liofilização (-58,8 °C/pressão de 6,11 mbar/vácuo de 0,42 mbarr/48 horas) (microencapsulação)	Goma arábica e maltodextrina (1:1 m/m)	10:1 (v/m)	(Yara Rafaella Ribeiro Santos Rezende et al., 2018)

N.A: Não se aplica.

Rodrigues, Januário, Santos, Bergamasco, & Madrona (2018) liofilizaram o extrato de casca de jabuticaba e também encapsularam com maltodextrina e a mistura de maltodextrina com goma xantana. Os autores concluíram que em relação à cor e aos compostos bioativos, as microcápsulas apresentaram menor degradação que o extrato liofilizado sem agente encapsulante, concluindo que o encapsulamento protegeu os compostos bioativos das condições ambientais adversas durante o armazenamento.

Ciccoritti et al. (2018) descreveram a influência de dois métodos diferentes de secagem, secagem por convecção *versus* liofilização do bagaço de cereja ácida (*Prunus cerasus* L.). A liofilização foi o método mais eficiente para preservar o conteúdo original de antocianina, vitamina C e fenólicos totais.

Michalska et al. (2017) avaliaram as relações entre o conteúdo de fitoquímicos, a capacidade antioxidante e as condições de secagem do bagaço de groselha (*Ribes nigrum* L.). Foi estudado o efeito da secagem por convecção, por micro-ondas, por liofilização e sua combinação. Todos os processos de desidratação levaram a uma redução no teor total de fenólicos e na capacidade antioxidante. A desidratação de bagaço de groselha usando convecção a 50 °C ou micro-ondas a 480 W foram os métodos de secagem recomendados, pois essas condições garantiram a preservação satisfatória dos componentes químicos presentes no material fresco e a mais alta capacidade antioxidante do produto final.

Papoutsis et al. (2017) investigaram o efeito da secagem a vácuo, secagem ao ar quente e liofilização sobre os polifenóis e capacidade antioxidante do bagaço de limão (*Citrus limon*). Os resultados deste estudo indicaram que a técnica de secagem deve ser cuidadosamente selecionada de acordo com os compostos bioativos destinados a ser extraídos. A capacidade antioxidante foi significativamente afetada pelos diferentes métodos de secagem, em geral, as amostras secas ao ar quente ou sob vácuo apresentaram maior capacidade antioxidante em comparação com as secas por liofilização. Os autores afirmaram que o calor pode promover a síntese de novos compostos que contribuem para a capacidade antioxidante.

Carpes et al. (2020) caracterizaram os extratos de bagaço de uva (*Vitis labrusca* L. Bordeaux) liofilizados e microencapsulados por pulverização com maltodextrina (50%). O extrato de resíduo de uva liofilizado apresentou maior teor de compostos fenólicos totais e individuais, antocianinas e maior capacidade antioxidante

pelo método ABTS e FRAP, comparado ao resíduo microencapsulado por pulverização.

5. Estratégias de aproveitamento dos subprodutos de frutas

Os subprodutos de frutas são muito comuns na indústria de alimentos, dessa forma, busca-se por sua reavaliação e reutilização (Badjona, Adubofuor, Amoah, & Diako, 2019; Gómez & Martinez, 2018). As novas estratégias tecnologicamente viáveis, para utilização desses recursos renováveis abundantes e de baixo custo, minimizam os problemas de seu descarte, contribuem reduzindo custos industriais, proporcionam menor impacto ambiental e uma economia de processamento, agregando valor a esses resíduos ainda pouco explorados (Badjona et al., 2019; Carmona-Jiménez et al., 2018; Packer et al., 2015; Plazzotta, Manzocco, & Nicoli, 2017; L. M. R. da Silva et al., 2014).

Os subprodutos de frutas podem ser incorporados em produtos alimentícios, como ingredientes (Abuda & Narain, 2018; Badjona et al., 2019; Bhol, Lanka, & Bosco, 2015; Bouayed et al., 2011; Jung et al., 2015; Mildner-Szkudlarz et al., 2016; Petrovic et al., 2018; Saito et al., 2019; Šarić et al., 2016), fonte de fibras (Gargouri et al., 2017) e aditivos alimentares (Gargouri et al., 2017), antimicrobianos (Tamara Rezende Marques et al., 2017; Sójka et al., 2015), corantes naturais (Macedo et al., 2015), antioxidantes (Carpes et al., 2020; Castro-vargas et al., 2019; Crizel et al., 2018; Tamara Rezende Marques et al., 2017; Packer et al., 2015), emulsificante (Huc-mathis et al., 2019) e conservantes (Castro-vargas et al., 2019). A incorporação dos subprodutos em alimentos processados, apresenta vantagem em relação ao fato dos consumidores estarem cada vez mais conscientes e preferirem alimentos mais naturais, sem aditivos químicos, saudáveis e sustentáveis (Carpes et al., 2020; Kurek et al., 2019).

Os compostos bioativos de alto valor, com propriedades antioxidantes, extraídos e/ou isolados de subprodutos alimentares, podem ser utilizados para aplicação em suplementos nutracêuticos, aditivos dietéticos, cosméticos e produtos farmacêuticos (Castro-vargas et al., 2019; Packer et al., 2015; L. M. R. da Silva et al., 2014). Os pigmentos obtidos de subprodutos vegetais são não tóxicos, renováveis e não prejudiciais à natureza e existe um crescente interesse em utilizá-los

comercialmente como corantes naturais em formulações alimentícias, além de apresentarem forte capacidade antioxidante (Kurek et al., 2019). Além disso, aliado às adequadas propriedades nutricionais e funcionais, os subprodutos de frutas têm a vantagem de não possuir as proteínas do glúten em sua composição, tornando-os ingredientes potencialmente ideais para a criação de novos produtos alimentares para pacientes celíacos (Šarić et al., 2016). A Tabela 5 sumariza estudos científicos abordando diferentes formas de aproveitamento de resíduos de frutas.

Tabela 5. Possíveis usos e aproveitamento dos subprodutos de frutas.

Subproduto da Fruta	Usos Potenciais	Autores
Bagaço de maçã (<i>Pyrus malus</i>)	Emulsificante para estabilizar óleo nas emulsões aquosas	(Huc-mathis et al., 2019)
Bagaço de caju	Corante natural	(Macedo et al., 2015)
Bagaço de goiaba	Antioxidante natural de carne de frango processada	(Packer et al., 2015)
Bagaço de ameixa	Antimicrobiano contra <i>Listeria</i> spp.	(Šójka et al., 2015)
Bagaço de mirtilo	Biscoitos sem glúten	(Šarić et al., 2016)
Bagaço de framboesa	Biscoitos sem glúten	(Šarić et al., 2016)
Bagaço de framboesa (<i>Rubus idaeus</i> L.)	Substituto parcial da farinha de trigo em muffins de estilo americano	(Mildner-Szkudlarz et al., 2016)
Bagaço de oxicoco (<i>Vaccinium macrocarpon</i> Aiton)	Substituto parcial da farinha de trigo em muffins de estilo americano	(Mildner-Szkudlarz et al., 2016)
Bagaço de acerola (<i>Malpighia emarginata</i> DC.)	Antioxidante e antibacteriano	(Tamara Rezende Marques et al., 2017)
Resíduo de acerola (<i>Malpighia puniceifolia</i> L.)	Substituto parcial da farinha de trigo em biscoitos	(Abuda & Narain, 2018)
Casca de jabuticaba (<i>Myrciaria cauliflora</i>)	Queijo <i>petit-suisse</i>	(Saito et al., 2019)

O pó de bagaço de limão é considerado uma boa fonte de compostos bioativos e o isolamento de nutracêuticos antioxidantes, pode ser uma maneira vantajosa de revalorizar esses subprodutos e para uso potencial como aditivos em alimentos funcionais. O resíduo de limão apresenta capacidade antioxidante comparável aos antioxidantes sintéticos (Gargouri et al., 2017).

Moura et al. (2017) utilizaram casca de maracujá e bagaço de laranja para extração de pectinas. As características tecnológicas da pectina extraída da casca do maracujá foram melhores, sugerindo que este produto pode ser explorado industrialmente como espessante e emulsificante em preparações alimentícias. Rojas-Bravo et al. (2019) concluíram que o pó de casca de manga apresenta potencial de utilização em formulações de filmes e revestimentos comestíveis. Além disso, Rojas et al. (2015) destacam que as cascas de manga demonstraram ser eficientes para a extração e obtenção de pectina.

A adição de subprodutos de frutas, como fibra de açaí em biscoitos (H. Lima, Corrêa, Santos, & Lourenço, 2014) e bagaço de romã em pães (Bhol et al., 2015) que são produtos de panificação consumidos diariamente pela população em geral, se mostra interessante, benéfico e viável. Na mesma linha, os subprodutos de romã podem ser reutilizados, a fim de obter fibras alimentares ou compostos bioativos, aplicados em produtos alimentícios que requerem hidratação, desenvolvimento de viscosidade e preservação de frescor, como pães fermentados (Bhol et al., 2015). Šarić et al. (2016) obtiveram um pó a partir do bagaço de framboesa e mirtilo para obter novos ingredientes alimentares, com o objetivo de melhorar o perfil nutricional, aumentar o teor de compostos bioativos, antocianinas e capacidade antioxidante de biscoitos sem glúten de valor agregado.

Badjona et al. (2019) utilizaram o bagaço de cenoura e abacaxi para o desenvolvimento de pães, avaliando sua composição nutritiva e qualidade sensorial. A avaliação sensorial mostrou que a substituição da farinha de trigo com 15% de bagaço de cenoura e 5% de bagaço abacaxi foi a mais preferida pelos participantes e apresentaram melhor conteúdo de cinzas, fibras e beta-caroteno. Bagaço de cenoura e abacaxi foram, portanto, ingredientes promissores para utilização no desenvolvimento de pães, trazendo um enriquecimento nutricional e promovendo a sustentabilidade alimentar.

Montalvo-González et al. (2018) verificaram que a fibra de bagaço de abacaxi pode ser utilizada como ingrediente em misturas de carnes de porco/peru para produção de salsichas do tipo Viena. Já Carpes et al. (2020) avaliaram o efeito de pós liofilizados e microencapsulados produzidos a partir de subprodutos de uva na inibição da oxidação lipídica do patê de frango durante o armazenamento refrigerado. Ambos os pós resultaram em valores mais baixos de oxidação lipídica comparados ao patê controle (sem adição) e ao patê adicionado de antioxidante comercial (eritorbato de sódio), devido ao seu alto conteúdo fenólico com função antioxidante. Deste modo, os pós do extrato de resíduo de uva possuem possibilidades de uso como antioxidantes naturais em indústria de carnes.

Kurek et al. (2019) concluíram que os extratos de bagaço de mirtilo (*Vaccinium corymbosum* L.) e de uva vermelha (*Vitis vinifera*), ricos em antocianinas, são indicadores eficazes e poderiam ser usados como uma maneira de informar os consumidores sobre qualidade da carne para consumo.

As sementes de mamão apresentam ação contra a oxidação lipídica em óleos comestíveis vegetais, podendo ser usadas como conservantes, contribuindo para um aumento no prazo de validade e podem ser exploradas para substituir o TBHQ (Castro-vargas et al., 2019). Além disso, Crizel et al. (2018) demonstraram que é possível produzir filmes biodegradáveis com capacidade antioxidante à base de micropartículas de gelatina e casca de mamão Formosa. Quando aplicados como embalagem para banha de porco, sob alta temperatura e incidência de luz, as amostras apresentaram uma quantidade significativamente menor de compostos de oxidação, após armazenamento. A adição de micropartículas de casca de mamão é uma estratégia promissora para o desenvolvimento de embalagens ambientalmente corretas de produtos alimentícios com alto teor de gordura e suscetíveis à oxidação, sendo uma alternativa às embalagens de polietileno sintético para preservação de alimentos.

6. Considerações finais

Vários estudos confirmaram o alto potencial de aproveitamento, aplicação e recuperação dos subprodutos da indústria de processamento de frutas, através das variadas possibilidades de utilização e dos amplos métodos de extração e secagem.

Foi comprovada a riqueza dos subprodutos de frutas em compostos bioativos, como compostos fenólicos, flavonoides, antocianinas e vitamina C e sua elevada capacidade antioxidante.

Neste sentido, é tendência de que os subprodutos de frutas sejam cada vez mais valorizados e explorados, e que haja um estímulo na sua utilização para desenvolvimento de ingredientes funcionais para alimentos, na formulação de alimentos, cosméticos e nutracêuticos, em filmes e embalagens alimentícias. Além do potencial de serem incorporados na forma de aditivos, como emulsificantes, corantes, conservante e antioxidantes naturais em produtos alimentícios, destinados principalmente a um público que procura por alimentos com menor grau de processamento ou menor conteúdo de ingredientes artificiais.

Agradecimentos

Este trabalho foi financiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq [proc. 409221/2018-0] e pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES [código de financiamento 001]. Os autores agradecem a bolsa de estudos e o auxílio financeiro.

Referências

- Abuda, A. K. S., & Narain, N. (2018). Characterization and alternatives to use acerola residue. *Acta Horticulturae*, 1198, 145–154. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2018.1198.24>
- Agudelo, C., Igual, M. M., Camacho, M. M., & Martínez-Navarrete, N. (2017). Effect of process technology on the nutritional, functional, and physical quality of grapefruit powder. *Food Science and Technology International*, 23(1), 61–74. <https://doi.org/10.1177/1082013216658368>
- Ayala-Zavala, J. F., Vega-Vega, V., Rosas-Domínguez, C., Palafox-Carlos, H., Villa-Rodríguez, J. A., Siddiqui, M. W., ... González-Aguilar, G. A. (2011). Agro-industrial potential of exotic fruit byproducts as a source of food additives. *FRIN*, 44(7), 1866–1874. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.02.021>
- Azarpazhooh, E., Sharayei, P., Zomorodi, S., & Ramaswamy, H. S. (2019). Physicochemical and Phytochemical Characterization and Storage Stability of Freeze-dried Encapsulated Pomegranate Peel Anthocyanin and In Vitro Evaluation of Its Antioxidant Activity. *Food and Bioprocess Technology*, 12, 199–210.
- Badjona, A., Adubofuor, J., Amoah, I., & Diako, C. (2019). Valorisation of carrot and pineapple pomaces for rock buns development. *Scientific African*, 6, 1–12.

- <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2019.e00160>
- Balasundram, N., Sundram, K., & Samman, S. (2006). Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chemistry*, 99(1), 191–203. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.07.042>
- Bando, K., Kansha, Y., Ishizuka, M., & Tsutsumi, A. (2017). Innovative freeze-drying process based on self-heat recuperation technology. *Journal of Cleaner Production*, 168, 1244–1250. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2017.09.088>
- Bhol, S., Lanka, D., & Bosco, S. J. D. (2015). Quality characteristics and antioxidant properties of breads incorporated with pomegranate whole fruit bagasse. *Journal of Food Science and Technology*. <https://doi.org/10.1007/s13197-015-2085-8>
- Bicudo, M. O. P., Jó, J., Oliveira, G. A. de, Chaimsohn, F. P., Sierakowski, M. R., Freitas, R. A. de, & Ribani, R. H. (2015). Microencapsulation of Juçara (*Euterpe edulis* M.) Pulp by Spray Drying Using Different Carriers and Drying Temperatures. *Drying Technology*, 33(2), 153–161. <https://doi.org/10.1080/07373937.2014.937872>
- Bouayed, J., Hoffmann, L., & Bohn, T. (2011). Total phenolics, flavonoids, anthocyanins and antioxidant activity following simulated gastro-intestinal digestion and dialysis of apple varieties: Bioaccessibility and potential uptake. *Food Chemistry*, 128(1), 14–21. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.02.052>
- Brezoiu, A., Matei, C., Deaconu, M., Stanciuc, A., Trifan, A., Gaspar-pintiliescu, A., & Berger, D. (2019). Polyphenols extract from grape pomace . Characterization and valorisation through encapsulation into mesoporous silica-type matrices. *Food and Chemical Toxicology*, 133(August), 110787. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2019.110787>
- Carmona-Jiménez, Y., García-Moreno, M. V., & García-Barroso, C. (2018). Effect of Drying on the Phenolic Content and Antioxidant Activity of Red Grape Pomace. *Plant Foods for Human Nutrition*.
- Carpes, S. T., Pereira, D., Moura, C. De, Reis, A. S. dos, Silva, L. D. da, Oldoni, T. L. C., ... Plata-oviedo, M. V. S. (2020). Lyophilized and microencapsulated extracts of grape pomace from winemaking industry to prevent lipid oxidation in chicken pâté. *Brazilian Journal of Food Technology*, 23(e2019112), 1–13. <https://doi.org/https://doi.org/10.1590/1981-6723.11219>
- Carrera, C., Ruiz-Rodríguez, A., Palma, M., & Barroso, C. G. (2012). Ultrasound assisted extraction of phenolic compounds from grapes. *Analytica Chimica Acta*, 732, 100–104. <https://doi.org/10.1016/j.aca.2011.11.032>
- Castro-vargas, H. I., Baumann, W., Ferreira, S. R. S., & Parada-Alfonso, F. (2019). Valorization of papaya (*Carica papaya* L .) agroindustrial waste through the recovery of phenolic antioxidants by supercritical fluid extraction. *Journal of Food Science and Technology*, 56(June), 3055–3066. <https://doi.org/10.1007/s13197-019-03795-6>
- Chemat, F., Zill-E-Huma, & Khan, M. K. (2011). Applications of ultrasound in food technology: Processing, preservation and extraction. *Ultrasonics Sonochemistry*, 18(4), 813–835. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2010.11.023>
- Cheng, Z., Moore, J., & Yu, L. (2006). High-throughput relative DPPH radical scavenging capacity assay. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(20), 7429–7436. <https://doi.org/10.1021/jf0611668>
- Ciccoritti, R., Paliotta, M., Centioni, L., Mencarelli, F., & Carbone, K. (2018). The effect of genotype and drying condition on the bioactive compounds of sour cherry pomace. *European Food Research and Technology*, 244(4), 635–645.

- <https://doi.org/10.1007/s00217-017-2982-3>
- Crizel, T. D. M., Hermes, V. S., Rios, A. de O., & Flores, S. H. (2016). Evaluation of bioactive compounds, chemical and technological properties of fruits byproducts powder. *Journal of Food Science and Technology*, 53(November), 4067–4075. <https://doi.org/10.1007/s13197-016-2413-7>
- Crizel, T. D. M., Rios, A. D. O., Alves, V. D., Bandarra, N., Moldão-Martins, M., & Flôres, S. H. (2018). Biodegradable Films Based on Gelatin and Papaya Peel Microparticles with Antioxidant Properties. *Food and Bioprocess Technology*, 11, 536–550.
- D'Archivio, M., Filesì, C., Di Benedetto, R., Gargiulo, R., Giovannini, C., & Masella, R. (2007). Polyphenols, dietary sources and bioavailability. *Annali Dell'Istituto Superiore Di Sanita*, 43(4), 348–361.
- Dahmoune, F., Boulekbache, L., Moussi, K., Aoun, O., Spigno, G., & Madani, K. (2013). Valorization of Citrus limon residues for the recovery of antioxidants: Evaluation and optimization of microwave and ultrasound application to solvent extraction. *Industrial Crops & Products*, 50, 77–87. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.07.013>
- Darra, N. El, Rajha, H. N., Debs, E., Saleh, F., El-ghazzawi, I., Louka, N., & Maroun, R. G. (2018). Comparative Study between Ethanolic and β -Cyclodextrin Assisted Extraction of Polyphenols from Peach Pomace. *International Journal of Food Science*, 2018. <https://doi.org/10.1155/2018/9491681>
- Fang, Z., & Bhandari, B. (2010). Encapsulation of polyphenols - A review. *Trends in Food Science and Technology*, 21(10), 510–523. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2010.08.003>
- Ferreira, E. A., Siqueira, H. E., Boas, E. V. V., Hermes, V. S., & Rios, A. de O. (2016). Bioactive compounds and antioxidant activity of pineapple fruit of different cultivars. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 38(3 (e-146)), 7. <https://doi.org/10.1590/0100-29452016146>
- Ferrentino, G., Asaduzzaman, M., & Scampicchio, M. M. (2018). Current technologies and new insights for the recovery of high valuable compounds from fruits by-products. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 58(3), 386–404. <https://doi.org/10.1080/10408398.2016.1180589>
- Ferrentino, G., Morozova, K., Mosibo, O. K., Ramezani, M., & Scampicchio, M. (2018). Biorecovery of antioxidants from apple pomace by supercritical fluid extraction. *Journal of Cleaner Production*, 186, 253–261. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2018.03.165>
- Firuzi, O., Lacanna, A., Petrucci, R., Marrosu, G., & Saso, L. (2005). Evaluation of the antioxidant activity of flavonoids by “ferric reducing antioxidant power” assay and cyclic voltammetry. *Biochimica et Biophysica Acta - General Subjects*, 1721(1–3), 174–184. <https://doi.org/10.1016/j.bbagen.2004.11.001>
- Fragoso, S., Mestres, M., Busto, O., & Guasch, J. (2010). Comparison of three extraction methods used to evaluate phenolic ripening in red grapes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(7), 4071–4076. <https://doi.org/10.1021/jf9040639>
- Gagneten, M., Corfield, R., Mattson, M. G., Sozzi, A., Leiva, G., Salvatori, D., & Schebor, C. (2019). Spray-dried powders from berries extracts obtained upon several processing steps to improve the bioactive components content. *Powder Technology*, 342, 1008–1015. <https://doi.org/10.1016/J.POWTEC.2018.09.048>
- Gargouri, B., Ammar, S., Verardo, V., Besbes, S., Segura-Carretero, A., & Bouazi, M. (2017). RP - HPLC – DAD - ESI - TOF – MS based strategy for new insights into

- the qualitative and quantitative phenolic profile in Tunisian industrial Citrus Limon by - product and their antioxidant activity. *European Food Research and Technology*, 243(11), 2011–2024. <https://doi.org/10.1007/s00217-017-2904-4>
- Gharsallaoui, A., Roudaut, G., Chambin, O., Voilley, A., & Saurel, R. (2007). Applications of spray-drying in microencapsulation of food ingredients: An overview. *Food Research International*, 40(9), 1107–1121. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2007.07.004>
- Gómez, M., & Martínez, M. M. (2018). Fruit and vegetable by-products as novel ingredients to improve the nutritional quality of baked goods. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 58(13), 2119–2135. <https://doi.org/10.1080/10408398.2017.1305946>
- Guaadaoui, A., Benaicha, S., Elmajdoub, N., Bellaoui, M., & Hamal, A. (2014). What is a bioactive compound? A combined definition for a preliminary consensus. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 3(3), 17–179. <https://doi.org/10.11648/j.ijnfs.20140303.16>
- Hernández-Carranza, P., Ávila-Sosa, R., Guerrero-Beltrán, J. ., Navarro-Cruz, A. ., Corona-Jiménez, E., & Ochoa-Velasco, C. e. (2016). OPTIMIZATION OF ANTIOXIDANT COMPOUNDS EXTRACTION FROM FRUIT BY-PRODUCTS : APPLE POMACE , ORANGE AND BANANA PEEL. *Journal of Food Processing and Preservation*, 40, 103–115. <https://doi.org/10.1111/jfpp.12588>
- Horszwald, A., Julien, H., & Andlauer, W. (2013). Characterisation of Aronia powders obtained by different drying processes. *Food Chemistry*, 141(3), 2858–2863. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.05.103>
- Huc-mathis, D., Journet, C., Fayolle, N., & Bosc, V. (2019). Emulsifying properties of food by-products : Valorizing apple pomace and oat bran. *Colloids and Surfaces A*, 568(January), 84–91. <https://doi.org/10.1016/j.colsurfa.2019.02.001>
- Ignat, I., Volf, I., & Popa, V. I. (2011). A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry*, 126(4), 1821–1835. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.026>
- Joshi, V. K., & Attri, D. (2006). *Solid state fermentation of apple pomace for the production of value added products*. 5(August), 289–296.
- Jung, J., Cavender, G., & Zhao, Y. (2015). Impingement drying for preparing dried apple pomace flour and its fortification in bakery and meat products. *Journal of Food Science*, 52(September), 5568–5578. <https://doi.org/10.1007/s13197-014-1680-4>
- Jyothi, N. V. N., Prasanna, P. M., Sakarkar, S. N., Prabha, K. S., Ramaiah, P. S., & Srawan, G. Y. (2010). Microencapsulation techniques, factors influencing encapsulation efficiency. *Journal of Microencapsulation*, 27(3), 187–197. <https://doi.org/10.3109/02652040903131301>
- Khoddami, A., Wilkes, M. A., & Roberts, T. H. (2013). *Techniques for Analysis of Plant Phenolic Compounds*. 2328–2375. <https://doi.org/10.3390/molecules18022328>
- Krumreich, F., D'Avila, R. F., Freda, S. A., Chaves, F. C., & Chim, J. F. (2016). Análises físico-químicas e estabilidade de compostos bioativos presentes em polpa de uvaia em pó obtidos por métodos de secagem e adição de maltodextrina e goma arábica. *REVISTA THEMA*, 14(Nº2), 17.
- Kuck, L. S., & Noreña., C. P. Z. (2016). Microencapsulation of grape (*Vitis labrusca* var . Bordo) skin phenolic extract using gum Arabic , polydextrose , and partially hydrolyzed guar gum as encapsulating agents. *FOOD CHEMISTRY*, 194, 569–576. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.08.066>
- Kurek, M., Hlupí, L., Sctar, M., Bosiljkov, T., & Gali, K. (2019). Comparison of Two pH

- Responsive Color Changing Bio-Based Films Containing Wasted Fruit Pomace as a Source of Colorants. *Journal of Food Science*, 00. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.14716>
- Leite Neta, M. T. S., de Jesus, M. S., da Silva, J. L. A., Araujo, H. C. S., Sandes, R. D. D., Shanmugam, S., & Narain, N. (2019). Effect of spray drying on bioactive and volatile compounds in soursop (*Annona muricata*) fruit pulp. *Food Research International*, 124, 70–77. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.09.039>
- Lima, H., Corrêa, N. C. F., Santos, O., & Lourenço, L. de F. H. (2014). *Use of agroindustrial wastes (açai fiber and glycerol) in the preparation of cookies*. (1). <https://doi.org/10.1007/s13197-014-1493-5>
- Lin, C. S. K., Pfaltzgraff, L. A., Herrero-Davila, L., Mubofu, E. B., Abderrahim, S., Clark, J. H., ... Luque, R. (2013). *Environmental Science global perspective*. 426–464. <https://doi.org/10.1039/c2ee23440h>
- Macedo, M., Rorigues, R. D. P., Pinto, G. A. S., & Brito, E. S. de. (2015). Influence of pectinolytic and cellulolytic enzyme complexes on cashew bagasse maceration in order to obtain carotenoids. *Journal of Food Science and Technology*, 52(June), 3689–3693. <https://doi.org/10.1007/s13197-014-1411-x>
- Mahdavi, S. A., Jafari, S. M., Assadpoor, E., & Dehnad, D. (2016). Microencapsulation optimization of natural anthocyanins with maltodextrin, gum Arabic and gelatin. *International Journal of Biological Macromolecules*, 85, 379–385. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.01.011>
- Mahdavi, S. A., Jafari, S. M., Ghorbani, M., & Assadpoor, E. (2014). Spray-Drying Microencapsulation of Anthocyanins by Natural Biopolymers: A Review. *Drying Technology*, 32(5), 509–518. <https://doi.org/10.1080/07373937.2013.839562>
- Marques, T. R., Caetano, A. A., Rodrigues, L. M. A., Simão, A. A., Machado, G. H. A., & Corrêa, A. D. (2017). Characterization of phenolic compounds, antioxidant and antibacterial potential the extract of acerola bagasse flo. *Acta Scientiarum - Technology*, 39(2), 143–148. <https://doi.org/10.4025/actascitechnol.v39i2.28410>
- Medina-Torres, N., Ayora-Talavera, T., Espinosa-Andrews, H., Sánchez-Contreras, A., & Pacheco, N. (2017). Ultrasound Assisted Extraction for the Recovery of Phenolic Compounds from Vegetable Sources. *Agronomy*, 7(47), 19. <https://doi.org/10.3390/agronomy7030047>
- Michalska, A., Wojdyło, A., Łysiak, G. P., Lech, K., & Figiel, A. (2017). Functional relationships between phytochemicals and drying conditions during the processing of blackcurrant pomace into powders. *Advanced Powder Technology*, 28(5), 1340–1348. <https://doi.org/10.1016/j.apt.2017.03.002>
- Mildner-Szkudlarz, S., Bajerska, J., Górnaś, P., Seglina, D., Pilarska, A., & Jesionowski, T. (2016). Physical and Bioactive Properties of Muffins Enriched with Raspberry and Cranberry Pomace Powder : A Promising Application of Fruit By-Products Rich in Biocompounds. *Plant Foods for Human Nutrition*, (april), 9. <https://doi.org/10.1007/s11130-016-0539-4>
- Mojzer, E. B., Hrcic, M. K., Škerget, M., Knez, Ž., & Bren, U. (2016). Polyphenols: Extraction Methods, Antioxidative Action, Bioavailability and Anticarcinogenic Effects. *Molecules*, 21, 901. <https://doi.org/10.3390/molecules21070901>
- Montalvo-González, E., Aguilar-Hernández, G., Hernández-Cázares, A. S., Ruiz-López, I. I., Pérez-Silva, A., Hernández-Torres, J., & Vivar-Vera, M. D. L. Á. (2018). Production , chemical , physical and technological properties of antioxidant dietary fiber from pineapple pomace and effect as ingredient in sausages. *CyTA - Journal of Food*, 16(1), 831–839. <https://doi.org/10.1080/19476337.2018.1465125>

- Moura, F. A. de, Macagnan, F. T., Santos, L. R. dos, Bizzani, M., Petkowicz, C. L. de O., & Silva, L. P. da. (2017). Characterization and physicochemical properties of pectins extracted from agroindustrial by-products. *Journal of Food Science and Technology*, 54(September), 3111–3117. <https://doi.org/10.1007/s13197-017-2747-9>
- Okur, İ., Baltacıoğlu, C., Ağçam, E., Baltacıoğlu, H., & Alpas, H. (2019). Evaluation of the Effect of Different Extraction Techniques on Sour Cherry Pomace Phenolic Content and Antioxidant Activity and Determination of Phenolic Compounds by FTIR and HPLC. *Waste and Biomass Valorization*, 10, 3545–3555. <https://doi.org/10.1007/s12649-019-00771-1>
- Packer, V. G., Melo, P. S., Bergamaschi, K. B., Selani, M. M., Villanueva, N. D. M., Alencar, S. M. De, & Contreras-castillo, C. J. (2015). Chemical characterization , antioxidant activity and application of beetroot and guava residue extracts on the preservation of cooked chicken meat. *Journal of Food Science and Technology*, 52(November), 7409–7416. <https://doi.org/10.1007/s13197-015-1854-8>
- Papillo, V. A., Locatelli, M., Travaglia, F., Bordiga, M., Garino, C., Arlorio, M., & Coisson, J. D. (2018). Spray-dried polyphenolic extract from Italian black rice (*Oryza sativa* L., var. Artemide) as new ingredient for bakery products. *Food Chemistry*, 269, 603–609. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2018.07.059>
- Papoutsis, K., Pristijono, P., Golding, J. B., Stathopoulos, C. E., Bowyer, M. C., Scarlett, C. J., & Vuong, Q. V. (2018). Optimizing a sustainable ultrasound-assisted extraction method for the recovery of polyphenols from lemon by-products : comparison with hot water and organic solvent extractions. *European Food Research and Technology*, 244(8), 1353–1365. <https://doi.org/10.1007/s00217-018-3049-9>
- Papoutsis, K., Pristijono, P., Golding, J. B., Stathopoulos, C. E., Bowyer, M. C., Scarlett, C. J., & Vuong, Q. V. (2016). Optimisation of aqueous extraction conditions for the recovery of phenolic compounds and antioxidants from lemon pomace. *International Journal of Food Science and Technology*, (may), 1–10. <https://doi.org/10.1111/ijfs.13168>
- Papoutsis, K., Pristijono, P., Golding, J. B., Stathopoulos, C. E., Bowyer, M. C., Scarlett, C. J., & Vuong, Q. V. (2017). Effect of vacuum-drying , hot air-drying and freeze-drying on polyphenols and antioxidant capacity of lemon (*Citrus limon*) pomace aqueous extracts. *International Journal of Food Science and Technology*, 52, 880–887. <https://doi.org/10.1111/ijfs.13351>
- Papoutsis, K., Pristijono, P., Golding, J. B., Stathopoulos, C. E., Scarlett, C. J., Bowyer, M. C., & Vuong, Q. Van. (2016). Impact of different solvents on the recovery of bioactive compounds and antioxidant properties from lemon (*Citrus limon* L .) pomace waste. *Food Science and Biotechnology*, 25(4), 971–977. <https://doi.org/10.1007/s10068-016-0158-8>
- Paraman, I., Sharif, M. K., Supriyadi, S., & Rizvi, S. S. H. (2015). Food and Bioproducts Processing Agro-food industry byproducts into value-added extruded foods. *Food and Bioproducts Processing*, 96, 78–85. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2015.07.003>
- Peixoto, C. M., Dias, M. I., Alves, M. J., Calheta, R. C., Barros, L., Pinho, S. P., & Ferreira, I. C. F. R. (2018). Grape pomace as a source of phenolic compounds and diverse bioactive properties. *Food Chemistry*, 253(January), 132–138. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.163>
- Persic, M., Mikulic-Petkovsek, M., Slatnar, A., & Veberic, R. (2017). LWT - Food Science and Technology Chemical composition of apple fruit , juice and pomace and the correlation between phenolic content , enzymatic activity and browning.

- LWT - Food Science and Technology*, 82, 23–31.
<https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.04.017>
- Petrovic, J., Pajin, B., Loncarevic, I., Saponjac, V. T., Nikolic, I., Ackar, Đ., & Zaric, D. (2018). Encapsulated sour cherry pomace extract: Effect on the colour and rheology of cookie dough. *Food Science and Technology International*, 25(2)(July), 130–140. <https://doi.org/10.1177/1082013218802027>
- Plazzotta, S., Manzocco, L., & Nicoli, M. C. (2017). Fruit and vegetable waste management and the challenge of fresh-cut salad. *Trends in Food Science and Technology*, 63, 51–59. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.02.013>
- Prasad, K. N., Yang, E., Yi, C., Zhao, M., & Jiang, Y. (2009). Effects of high pressure extraction on the extraction yield, total phenolic content and antioxidant activity of longan fruit pericarp. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 10(2), 155–159. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2008.11.007>
- Ramos, S. (2007). Effects of dietary flavonoids on apoptotic pathways related to cancer chemoprevention. *Journal of Nutritional Biochemistry*, 18(7), 427–442. <https://doi.org/10.1016/j.jnutbio.2006.11.004>
- Ratti, C. (2001). *Hot air and freeze-drying of high-value foods : a review*. 49, 311–319.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9–10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
- Rezende, Y. R. R. S., Nogueira, J. P., & Narain, N. (2018). Microencapsulation of extracts of bioactive compounds obtained from acerola (*Malpighia emarginata* DC) pulp and residue by spray and freeze drying : Chemical , morphological and chemometric characterization. *Food Chemistry*, 254(February), 281–291. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.02.026>
- Ribeiro, L. C. ., Costa, J. M. C. da;, & Afonso, M. R. A. . (2016). Hygroscopic behavior of lyophilized acerola pulp powder. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, 20(3), 269–274. <https://doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v20n3p269-274>
- Rigon, R. T., & Noreña, C. P. Z. (2016). Microencapsulation by spray-drying of bioactive compounds extracted from blackberry (*rubus fruticosus*). *Journal of Food Science and Technology*, 53(March), 1515–1524. <https://doi.org/10.1007/s13197-015-2111-x>
- Rodrigues, L. M., Januário, J. G. B., Santos, S. S., Bergamasco, R., & Madrona, G. S. (2018). Microcapsules of ‘ jaboticaba ’ byproduct : Storage stability and application in gelatin. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, 22(6), 424–429.
- Rojas-Bravo, M., Rojas-Zenteno, E. G., Hernández-Carranza, P., Ávila-Sosa, R., Aguilar-Sánchez, R., Ruiz-López, I. I., & Ochoa-Velasco, C. E. (2019). A Potential Application of Mango (*Mangifera indica* L . cv Manila) Peel Powder to Increase the Total Phenolic Compounds and Antioxidant Capacity of Edible Films and Coatings. *Food and Bioprocess Technology*, 12, 1584–1592.
- Rojas, R., Contreras-Esquivel, J. C., Orozco-Esquivel, M. T., Muñoz, C., Aguirre-Joya, J. A., & Aguilar, C. N. (2015). Mango Peel as Source of Antioxidants and Pectin : Microwave Assisted Extraction. *Waste and Biomass Valorization*, 6(july), 1095–1102. <https://doi.org/10.1007/s12649-015-9401-4>
- Saad, N., Louvet, F., Tarrade, S., Meudec, E., Grenier, K., Landolt, C., ... Bressollier, P. (2019). Enzyme-Assisted Extraction of Bioactive Compounds from Raspberry (*Rubus idaeus* L .) Pomace. *Journal of Food Science*, 84(6), 1371–1381. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.14625>

- Saito, T., Martins-Madalão, M. C., Bernardes, P. C., Bosi, M. G., Della Lucia, S. M., Saraiva, S. H., & Ibrahim Silva, P. (2019). Jaboticaba (*Myrciaria cauliflora*) peel extract increases bioactive compounds in petit-suisse cheese. *International Food Research Journal*, 26(1), 277–285.
- Sarabandi, K., Peighambaroust, S. H., Mahoonak, A. R. S., & Samaei, S. P. (2018). Effect of different carriers on microstructure and physical characteristics of spray dried apple juice concentrate. *Journal of Food Science and Technology*, 55(8), 3098–3109. <https://doi.org/10.1007/s13197-018-3235-6>
- Šarić, B., Miša, A., Mandić, A., Nedeljković, N., Pojić, M., Pestorić, M., & Đilas, S. (2016). Valorisation of raspberry and blueberry pomace through the formulation of value-added gluten-free cookies. *Journal of Food Science and Technology*, 53(February), 1140–1150. <https://doi.org/10.1007/s13197-015-2128-1>
- Shishir, M. R. I., & Chen, W. (2017). Trends of spray drying: A critical review on drying of fruit and vegetable juices. *Trends in Food Science and Technology*, 65, 49–67. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.05.006>
- Silva, L. M. R. da, Figueiredo, E. A. T. de, Ricardo, N. M. P. S., Vieira, I. G. P., Figueiredo, R. W. de, Gomes, C. L., & Brasil, I. M. (2014). Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. *Food Chemistry*, 143, 398–404. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.08.001>
- Sójka, M., Kołodziejczyk, K., Milala, J., Abadias, M., Viñas, I., Guyot, S., & Baronron, A. (2015). Composition and properties of the polyphenolic extracts obtained from industrial plum pomaces. *Journal of Functional Foods*, 12, 168–178. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2014.11.015>
- Souza, A. C. P., Gurak, P. D., & Marczak, L. D. F. (2017). Food and Bioproducts Processing Maltodextrin, pectin and soy protein isolate as carrier agents in the encapsulation of anthocyanins-rich extract from jaboticaba pomace. *Food and Bioproducts Processing*, 102, 186–194. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2016.12.012>
- Tatar, B. C., Sumnu, G., & Oztop, M. (2019). Microcapsule characterization of phenolic powder obtained from strawberry pomace. *Journal of Food Processing and Preservation*, e13892(January), 1–8. <https://doi.org/10.1111/jfpp.13892>
- Vinatoru, M. (2001). An overview of the ultrasonically assisted extraction of bioactive principles from herbs. *Ultrasonics Sonochemistry*, 8(3), 303–313. [https://doi.org/10.1016/S1350-4177\(01\)00071-2](https://doi.org/10.1016/S1350-4177(01)00071-2)
- Wijngaard, H. H., & Brunton, N. (2010). The optimisation of solid-liquid extraction of antioxidants from apple pomace by response surface methodology. *Journal of Food Engineering*, 96(1), 134–140. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2009.07.010>
- Yilmaz, F. M., Karaaslan, M., & Vardin, H. (2015). Optimization of extraction parameters on the isolation of phenolic compounds from sour cherry (*Prunus cerasus* L.) pomace. *Journal of Food Science and Technology*, 52(May), 2851–2859. <https://doi.org/10.1007/s13197-014-1345-3>
- Zhu, M., Huang, Y., Wang, Y., Shi, T., Zhang, L., Chen, Y., & Xie, M. (2019). Comparison of (poly) phenolic compounds and antioxidant properties of pomace extracts from kiwi and grape juice. *Food Chemistry*, 271(May 2018), 425–432. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.07.151>

4. ARTIGO ORIGINAL

Caracterização físico-química de microencapsulados do extrato de resíduo de acerola e análise da estabilidade em modelo alimentício de gelatina ²

RESUMO

Este estudo teve como objetivo extrair os compostos bioativos do resíduo de acerola, microencapsulá-los e avaliar sua estabilidade em sistema-modelo alimentício. O resíduo de acerola foi submetido à extração assistida por ultrassom (30 minutos, etanol 80%, razão 1:10 m/v). Posteriormente, o extrato foi microencapsulado por spray drying (SD) e liofilização (FD), utilizando maltodextrina (MD), goma arábica (GA) e proteína isolada do soro de leite (PIS) como agentes. O melhor pó, definido pela função desejabilidade, foi incorporado ao sistema-modelo de gelatina e sua estabilidade ao armazenamento foi analisada. Os pós foram caracterizados quanto a umidade, higroscopicidade, solubilidade, cor, eficiência da microencapsulação, compostos fenólicos, flavonoides e antocianinas totais, capacidade antioxidante ABTS, DPPH e FRAP. Os extratos apresentaram elevadas concentrações de compostos bioativos, capacidade antioxidante e coloração vermelha intensa. Os pós apresentaram umidade de 5,02 a 10,05%, solubilidade de 78,83 a 92%, higroscopicidade de 7,64 a 14,76% e tendência para a cor vermelha e amarela. O melhor método para obtenção de compostos fenólicos e flavonoides foi a secagem por SD/GA, apresentando 1855,11 miligramas de ácido gálico equivalente/100 g de pó, com maior capacidade antioxidante FRAP e concentração de quercetina (289,38 µg/g) e para obtenção das antocianinas foi FD/GA com 33,85 mg de cianidina-3-glicosídeo/100 g de pó, maiores capacidades antioxidante DPPH e ABTS e 69,97% de eficiência da microencapsulação dos flavonoides. O pó SD/PIS apresentou o maior valor da desejabilidade global em função das variáveis-resposta conteúdo fenólico, antocianinas e flavonoides totais e o estudo da estabilidade sugere que os compostos bioativos foram sensíveis à presença de luz e instáveis durante o armazenamento.

² Este artigo será submetido à revista: *Powder Technology*

Conclui-se que o resíduo de acerola apresenta potencial promissor de reutilização e a microencapsulação é uma boa alternativa para melhorar a estabilidade dos extratos.

Palavras chave: Resíduo; Acerola; Microencapsulação; Estabilidade; Compostos bioativos; Capacidade Antioxidante.

1. Introdução

A acerola (*Malpighia emarginata* DC) é uma fruta nativa da América Central e do norte da América do Sul [2]. Alguns dos maiores plantios de acerola estão no Brasil, sendo esse o maior produtor atualmente, com 11.000 hectares de plantação, produzindo um total de 32.990 toneladas / ano [3]. No estado do Espírito Santo são 114 hectares plantados, que produzem em torno de 1.094 toneladas da fruta e as principais variedades cultivadas são a *Okinawa* e Sertaneja [4].

É uma fruta versátil, podendo ser consumida *in natura*, ou processada na forma de suco, polpa, geleia e compota. Possui ácido ascórbico, carotenoides, compostos fenólicos, antocianinas e flavonoides [2], [5], dessa forma, apresenta capacidade antioxidante [2], [6] e diversas propriedades funcionais. Estudos sugerem que a acerola possui propriedades benéficas ao organismo humano, devido à presença dos compostos bioativos [2], [6]–[8].

Estudos comprovam que subprodutos, como cascas e sementes, apresentam elevadas concentrações de compostos bioativos em relação à parte comestível da fruta. Estima-se que em torno de 40% do volume da acerola não é aproveitado após o processamento industrial, o que gera grandes quantidades de subprodutos que geralmente são descartados ou subutilizados [5], [9]. Os subprodutos da acerola podem apresentar maiores concentrações de antocianinas [5], flavonoides [5], ácido ascórbico [1], carotenoides [5], compostos fenólicos [5] que a polpa, dependendo da maneira como são obtidos e armazenados. Neste contexto, o aproveitamento integral da fruta contribui para reduzir a taxa de desperdício e valorizar comercialmente, gerando receita e lucratividade ao produtor e para indústria de alimentos.

Para o aproveitamento do resíduo do despulpamento da acerola pode-se aplicar tecnologias de extração, que consistem de procedimentos de separação dos compostos fitoquímicos, com o objetivo de purificar o material vegetal, tornando-o útil

para diversas aplicações [10]. A extração assistida por ultrassom é considerada uma técnica avançada, levando a uma melhor recuperação dos compostos bioativos do conteúdo celular vegetal e qualidade do extrato obtido, reduz o tempo e aumenta o rendimento da extração [11]–[13]. Durante a sonicação, o processo de cavitação leva ao inchaço das células e a quebra das paredes celulares, o que proporciona altas taxas de difusão [11], [13]. Os extratos obtidos quando são incorporados em algum alimento, podem fornecer benefícios, aumentando seu potencial funcional [9]. Entretanto, a comercialização e o uso são limitados devido à forma líquida e a instabilidade dos compostos fenólicos que se degradam facilmente na presença de oxigênio, umidade, altas temperaturas, luz e enzimas oxidativas [5], [14].

O uso das técnicas de encapsulação, como a secagem por spray drying e a liofilização, estão entre as tecnologias utilizadas pela indústria de alimentos, como forma de minimizar as perdas de compostos bioativos e garantir a estabilidade das substâncias. Por meio dessas tecnologias, as substâncias de interesse são incorporadas em uma matriz de revestimento, retardando os processos de degradação, controlando sua liberação e melhorando a sua estabilidade [14], [15]. As técnicas de secagem por spray drying e liofilização são técnicas bem estabelecidas e muito utilizadas para encapsulação de diversas substâncias farmacêuticas, microrganismos, polifenóis, vitaminas, minerais, corantes, entre outros.

Neste contexto, objetivou-se, no presente estudo, avaliar o efeito de diferentes agentes encapsulantes na secagem por spray dryer e por liofilização do extrato de resíduo do despulpamento de acerola, caracterizando os pós obtidos e incorporando-os em sistema-modelo de curta vida de prateleira (gelatina).

2. Material e métodos

2.1. Material

O resíduo do despulpamento da acerola (*Malpighia emarginata* DC) foi cedido pela empresa produtora de polpas de frutas, Frumel (Alegre, 20° 47' 09" Sul e 41° 31' 28" Oeste, Espírito Santo, Brasil) e armazenado a -18 ± 2 °C.

Os reagentes, 2,2-difenil-1-picril-hidrazil (DPPH), 2,4,6-tripiridil-s-triazina (TPTZ), ácido 6-hidroxi-2,5,7,8 tetrametilcroman-2-carboxílico (Trolox), catequina,

ácido p-cumárico e quercetina foram obtidos da Sigma-Adrich (Germany). O ácido fórmico foi obtido da Vetec Química Fina (Brasil) e o ácido clorídrico da Alphatec (Brasil). O ácido gálico, carbonato de sódio, cloreto de potássio, cloreto de sódio, álcool etílico e reagente para fenol Folin-Ciocalteau foram adquiridos de Dinâmica Química Contemporânea (Brasil). O 2,2'-azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolina-6-sulfônico) (ABTS) foi adquirido da Chem-Impex (Estados Unidos) e a acetonitrila da J.T. Baker (Brasil). O acetato de sódio triidratado, cloreto férrico, cloreto de alumínio, nitrito de sódio, hidróxido de sódio, persulfato de potássio e sulfato ferroso da Neon (Brasil). Todos os produtos químicos foram de grau analítico ou HPLC. Os agentes carreadores utilizados foram goma arábica (Labsynth, Brasil), maltodextrina 10 DE (Ingredion, Brasil) e proteína isolada do soro de leite (Vitafor, Brasil).

2.2. Métodos

2.2.1. Preparo do extrato do resíduo da acerola

O resíduo de acerola foi triturado em mixer (Philips Walita, RI 1363/AB, Brasil) e misturado com etanol 80% (v/v) acidificado a pH 2,5 com HCl (37% v/v). A proporção de resíduo: solvente foi de 1:10 (m/v). Os fitoquímicos foram extraídos usando um ultrassom de banho (CTA do Brasil, Campanha, Brasil), com potência de 900 W, temperatura de 35 °C, durante 30 minutos. Após esse período, o extrato etanólico obtido foi filtrado a vácuo. Posteriormente, foi concentrado em um evaporador rotatório a vácuo (Fisatom 801, São Paulo, Brasil) a 55 °C e 40 rpm, até a remoção de todo o etanol [16]. O extrato concentrado foi acondicionado em frasco âmbar e armazenado em freezer (-18 ± 2 °C) até o momento das análises [5].

2.2.2. Microencapsulação dos extratos

Para preparar as dispersões, foram feitas soluções aquosas contendo os agentes encapsulantes, maltodextrina 10 DE (MD), goma arábica (GA) e proteína isolada de soro de leite (PIS) na concentração de 30% [17]. A cada uma das três soluções de agentes foi adicionado o extrato concentrado do resíduo de acerola com 2,54% de sólidos totais, na proporção de 1:1 (v/v) e cada dispersão foi então homogeneizada a 25 °C, por 20 minutos em um agitador magnético (KASVI, K40-1810H, Brasil). Posteriormente, as dispersões foram submetidas à secagem por spray

drying (Vazão de alimentação: 1,09 mL/min; Fluxo de ar comprimido: 0,21 m³/min; Pressão do ar: 0,1 Mpa; Temperatura de entrada: 150 °C; Temperatura de saída: 60 °C) e liofilização (Temperatura: -60 °C; Pressão: 6,67 Pascal; Vácuo: 28,40 Pascal; Tempo: 122 horas).

2.2.3. Caracterização físico-química dos extratos e dos pós microencapsulados

2.2.3.1. Umidade

A umidade (%) foi determinada por gravimetria, com secagem das amostras em estufa a 105 °C (Nova Ética, São Paulo, Brasil), até atingir peso constante [18].

2.2.3.2. Análise colorimétrica

A cor foi medida usando um colorímetro (Konica Minolta, CR-5, Japão), utilizando o sistema CIELAB (L*, a*, b*), onde L* indica luminosidade (0 = preto e 100 = branco), a* indica intensidade de verde (-) e vermelho (+) e b* indica intensidade de azul (-) e amarelo (+). O ângulo de tonalidade cromática (h°) e saturação de cor ou chroma (C*) foram fornecidos pelo colorímetro.

A diferença global de cor dos pós microencapsulados foi calculada pela Equação 1 [19].

$$\Delta E = \{[(\Delta L^*)^2 + (\Delta a^*)^2 + (\Delta b^*)^2]^{1/2}\} \text{ (Eq. 1)}$$

Em que ΔE é a diferença global de cor, ΔL^* é a variação da coordenada L*, Δa^* é a variação da coordenada a* e Δb^* é a variação da coordenada b*.

A variação das coordenadas foi calculada a partir dos resultados de L*, a* e b* obtidos na dispersão antes da secagem (extrato adicionado do agente encapsulante) e do pó obtido após secagem, que foi reconstituído com água para equivaler à condição inicial de entrada no spray dryer/lioofilizador, atingindo o mesmo teor de sólidos solúveis [20].

2.2.3.3. Solubilidade

A solubilidade foi determinada de acordo com o método de Eastman e Moore [21], com modificações. Em 1 g de amostra em pó, adicionou-se 50 mL de água destilada com auxílio de um agitador magnético, durante 30 minutos. Em seguida, a solução foi centrifugada a 13520 g (HERMLE, Z 326 K, Alemanha) por 5 minutos. Uma

alíquota de 25 mL do sobrenadante foi transferida para uma placa de Petri e seca em estufa a 105 °C, até atingir peso constante.

A solubilidade foi expressa em porcentagem e calculada utilizando a Equação 2.

$$\text{Solubilidade (\%)} = \{(Pa * 2)/Pb\} \times 100 \text{ (Eq. 2)}$$

Onde:

Pa (g) é a massa da alíquota de 25 mL do sobrenadante após a secagem;

Pb (g) é a massa da amostra em pó incorporada em 50 mL de água.

2.2.3.4. Higroscopicidade

A higroscopicidade foi determinada de acordo com Cai e Corke [19], com modificações. 2,5 g dos diferentes pós foram acondicionados em dessecador contendo uma solução saturada de cloreto de sódio (umidade relativa: 75%; Aw: 0,75) a 25 °C. Após 7 dias, as amostras foram pesadas e a higroscopicidade foi expressa como gramas de umidade absorvida por 100 gramas de sólidos secos [20].

2.2.3.5. Morfologia por microscopia eletrônica de varredura

A morfologia dos pós foi avaliada utilizando microscopia eletrônica de varredura (MEV), de acordo com Shu et al. [22], com adaptações. Uma amostra dos pós foi fixada em *stubs* com fitas dupla face. Em seguida, foram metalizadas com uma fina camada de ouro em metalizador (Quorum, Q150RS). As amostras liofilizadas e pulverizadas foram observadas sistematicamente a 500 e 1500 vezes de magnificação, respectivamente, em microscópio eletrônico de varredura (JEOL, JSM-6010LA, Brasil).

2.2.4. Determinação dos compostos bioativos e capacidade antioxidante

Para determinação dos compostos bioativos e da capacidade antioxidante do extrato, este foi convenientemente diluído com uma solução de etanol 80% (v/v) [16]. Os pós foram reconstituídos em água destilada acidificada a pH 2,5 com HCl, na proporção de 1:16 (m/v), completamente dissolvidos e a membrana das microcápsulas desfeita por meio de maceração [16], [17], [20]. As alíquotas foram convenientemente diluídas com uma solução de etanol 80% (v/v) e centrifugadas a 13520 g durante 5 minutos a 20 °C, antes das análises.

2.2.4.1. Conteúdo fenólico total

O conteúdo fenólico foi determinado usando o reagente Folin-Ciocalteu, de acordo com a metodologia de Singleton, Rossi e Jr [23]. 0,6 mL da amostra reagiu com 3,0 mL do reagente Folin Ciocalteu diluído em água destilada (1:10; v/v). Após 3 minutos em repouso ao abrigo da luz, foram adicionados 2,4 mL de solução saturada de Na₂CO₃. A absorbância foi medida a 760 nm em espectrofotômetro (Thermo Fisher Scientific, Evolution 300 UV-Vis, Estados Unidos) após 1 hora de repouso, na ausência de luz. A quantificação foi realizada utilizando uma curva padrão de ácido gálico (0 - 150 mg/L) e os resultados expressos em mg de ácido gálico equivalente em 100 g de amostra seca (mg AGE/100g) e mg de ácido gálico equivalente por litro de extrato seco (mg AGE /L).

2.2.4.2. Flavonoides totais

Os flavonoides totais foram determinados de acordo com Kim et al. [24]. Os extratos foram convenientemente diluídos em água destilada, posteriormente foi adicionado 300 µL de NaNO₂ a 5% (v/v). Após o equilíbrio (5 min), adicionou-se 300 µL de AlCl₃ a 10% (v/v), após repouso de 1 minuto, foram adicionados 2 mL de NaOH 1 mol/L, completando-se o volume para 10 mL com água destilada. A absorbância foi medida em 510 nm. O teor de flavonoides foi calculado usando uma curva padrão de catequina (0 - 100 µg/mL) e o resultado foi expresso em mg de catequina equivalente por 100 g de amostra seca (mg CE/100g) e mg de catequina equivalente por litro de extrato seco (mg CE /L).

2.2.4.3. Antocianinas totais

As antocianinas foram analisadas de acordo com a metodologia descrita por Giusti e Wrolstad, sendo quantificadas pelo método do pH diferencial [25]. O teor de antocianina foi calculado com base no equivalente de cianidina-3-glicosídeo (massa molar 449,2 g/mol; coeficiente de absorvidade molar 26900 L.mol⁻¹.cm⁻¹) [25]. A absorbância foi medida em um espectrofotômetro a 535 nm. As antocianinas totais foram expressas em mg cianidina-3-glicosídeo equivalente por 100 g de amostra seca (mg cy-3-glu/100 g) e mg cianidina-3-glicosídeo equivalente por litro de extrato seco (mg cy-3-glu/L).

2.2.4.4. Determinação de quercetina e ácido p-cumárico

Antes da análise cromatográfica, os pós foram solubilizados em etanol 80% (v/v) na proporção de 1:16 (m/v), centrifugados por 5 minutos a 13520 g e o sobrenadante foi coletado. O extrato, o sobrenadante dos pós e os padrões solubilizados, foram filtrados em membrana de PTFE Hidrofílico (Analítica, Brasil) de 0,22 µm.

A identificação e quantificação da quercetina e do ácido p-cumárico foi realizada com base em Silveira [26], com modificações, utilizando um equipamento uPLC Acquity H Class (Waters, Estados Unidos), coluna BEH C₁₈ 1,7 µm, equipado com sistema quaternário de bombas, detector de arranjo de diodos (DAD), forno de coluna e injetor automático. A fase móvel A foi constituída de 100% de acetonitrila e a fase móvel B foi constituída por 0,1% (v/v) de ácido fórmico e a eluição foi feita na forma de gradiente. A corrida iniciou com 96% de A, após 10 minutos 82% de A, após 15 minutos 50% de A, após 16 minutos 0% de A e após 18 minutos 96% de A, com tempo total de corrida de 20 minutos. O fluxo da fase móvel foi de 0,25 mL/min e o volume de injeção 5,0 µL. Os cromatogramas foram obtidos nos comprimentos de onda de 368 nm (quercetina) e 289 nm (ácido p-cumárico).

Os compostos fenólicos foram identificados nas amostras por comparação com os tempos de retenção dos padrões e a confirmação foi feita pelo método de adição de padrão interno. A quantificação foi realizada por meio da construção de curvas padrões da quercetina (0 - 1200 µg/mL) e do ácido p-cumárico (0 - 140 µg/mL), sendo os resultados expressos em microgramas de quercetina por grama de amostra seca (µg QE/g), miligramas de quercetina por litro de extrato seco (mg QE/L), microgramas de ácido p-cumárico por grama de amostra seca (µg AC/g) e miligrama de ácido p-cumárico por litro de extrato seco (mg AC/L).

2.2.4.5. Determinação da capacidade antioxidante – ABTS

A capacidade de eliminação do cátion radical ABTS foi realizada de acordo com a metodologia de Re et al. [27]. Para a formação do radical ABTS, uma solução aquosa de ABTS 7 mM foi adicionada a uma solução de persulfato de potássio 2,45 mM e mantida no escuro sob refrigeração. A absorvância foi medida no comprimento de onda de 734 nm, usando um espectrofotômetro. A absorvância do radical ABTS foi

corrigida para 0,70 ($\pm 0,05$) com adição de etanol 80% (v/v) antes das análises. A 3,5 mL da solução radical ABTS foram adicionados 0,5 mL de cada amostra (item 2.2.1 e 2.2.2) e foi realizada a leitura espectrofotométrica após 6 minutos de reação. A capacidade antioxidante foi calculada usando uma curva padrão preparada com Trolox (0 - 150 $\mu\text{mol/L}$) e os resultados expressos em micromol de Trolox equivalente por grama de amostra seca ($\mu\text{mol TE/g}$) e milimol de Trolox equivalente por litro de extrato seco (mmol TE/L) [5].

2.2.4.6. Determina o da capacidade antioxidante – DPPH

A capacidade de elimina o do radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) foi conduzida de acordo com Brand-Williams et al. [28], com modifica es. O radical foi preparado com etanol 80% (v/v) na concentra o de 1 mM. A absorvância foi medida em espectrofotômetro no comprimento de onda de 515 nm. A absorvância do radical DPPH foi corrigida para 0,70 ($\pm 0,05$) com adição de etanol 80% (v/v) antes das análises. A 3,5 mL da solução radical DPPH foram adicionados 0,5 mL de cada amostra (item 2.2.1 e 2.2.2) e foi realizada a leitura espectrofotométrica de cinco em cinco minutos até a estabiliza o da absorvância (30 minutos). A capacidade antioxidante foi calculada usando uma curva padrão preparada com Trolox (0 - 200 $\mu\text{mol/L}$) e o resultado expresso em micromol de Trolox equivalente por grama de amostra seca ($\mu\text{mol TE/g}$) e milimol de Trolox equivalente por litro de extrato seco (mmol TE/L).

2.2.4.7. Determina o da capacidade antioxidante – FRAP

A capacidade antioxidante também foi avaliada pelo potencial de redu o do ferro de acordo com Benzie e Strain, com modifica es [29]. O reagente FRAP foi preparado a partir da mistura de 25 mL de tampão acetato de sódio triidratado 0,3 M, 2,5 mL de uma solução aquosa de cloreto férrico 20 mM e 2,5 mL da solução ácida de 2,4,6-Tripyridyl-S-triazine (TPTZ) 10 mM. As amostras foram adicionadas   solução FRAP na proporção de 1:9 (v/v). Após 10 min de reação foi feita a leitura da absorvância em espectrofotômetro no comprimento de onda de 595 nm [30]. A capacidade antioxidante foi calculada a partir de uma curva padrão preparada com sulfato ferroso ($FeSO_4 \cdot 7H_2O$) (0 - 1079 $\mu\text{mol/L}$) e o resultado expresso em micromol

de sulfato ferroso equivalente (SFE) por grama de amostra seca ($\mu\text{mol SFE/g}$) e milimol de sulfato ferroso equivalente por litro de extrato seco (mmol SFE/L).

2.2.4.8. Eficiência da microencapsulação

Para a quantificação dos fenólicos e flavonoides presentes na superfície das micropartículas, foi feita a extração desses compostos utilizando uma solução de etanol 80% acidificado com HCl ($\text{pH}=2,5$), na proporção de 1:16 (m/v), posteriormente a mistura foi agitada em vórtex por 30 segundos, seguida de centrifugação a 13520 g, por 5 minutos a 20 °C. Após, o sobrenadante foi coletado para análise e quando necessário foi diluído com uma solução de etanol 80% [31]. A quantificação dos fenólicos e flavonoides totais presentes nas micropartículas foi feita como descrito nos itens 2.2.4.1 e 2.2.4.2.

A eficiência da microencapsulação (EM) dos compostos fenólicos, flavonoides e antocianinas foi calculada de acordo com a Equação 3 [5].

$$(\%) \text{ EM} = (1 - (\text{CSM}/\text{CTM})) * 100 \text{ (Eq. 3)}$$

Onde:

CSM: Quantidade do composto na superfície das micropartículas;

CTM: Quantidade total do composto nas micropartículas.

2.2.5. Estabilidade em sistema de curta vida de prateleira

A desejabilidade foi utilizada com intuito de determinar o melhor pó microencapsulado em função das variáveis-resposta conteúdo fenólico total, antocianinas totais e flavonoides totais, utilizando o software Microsoft Office Excel [32]. Cada variável resposta y_i , foi convertida em uma função desejabilidade individual d_i dentro do intervalo $0 \leq d_i \leq 1$. Usou-se a Equação 4 para calcular a desejabilidade individual das variáveis repostas que se desejou maximizar.

$$d_i = \begin{cases} 0 & \hat{y}_i < L_i \\ \left(\frac{y_i - L_i}{T_i - L_i}\right)^{r_i} & L_i \leq \hat{y}_i \leq T_i \text{ (Eq. 4)} \\ 1 & \hat{y}_i > T_i \end{cases}$$

Em que:

L_i é o limite inferior admissível;

T_i é o valor alvo (ótimo).

Foi utilizada a função desejabilidade linear ($r_i = 1 \forall i$). Os valores de T_i e L_i foram definidos com os resultados experimentais. Através dos valores das desejabilidades individuais, obteve-se a desejabilidade global que foi calculada através da equação 5.

$$D = (\prod_{i=1}^N d_i)^{1/N} \text{ (Eq. 5)}$$

Em que:

D é a desejabilidade global;

N é o número de variáveis respostas.

A condição ótima foi aquela que obteve o maior valor de desejabilidade global e o pó de melhor desempenho foi aplicado na formulação de um sistema modelo de gelatina, conforme descrito por Bernardes et al. [17], com adaptações.

Doze gramas de gelatina comercial incolor sem sabor (Dr. Oetker, Brasil) foi dissolvida em 200 mL de água fervente e adicionada de 100 mL de água gelada. O pó selecionado foi reconstituído em água na proporção de 1:1 (m/v). Por fim, foi misturado com a gelatina incolor pré preparada, na proporção de 1:1 (v/v). As amostras foram armazenadas em frascos de vidro transparente vedados com parafilme®, em uma incubadora BOD refrigerada (8 ± 2 ° C) durante 48 horas, na presença de luz artificial (uma lâmpada fluorescente Kian, 59 W) mantida perpendicularmente e suspensa a 40 cm das amostras [14]. As análises de cor, conteúdo fenólico total, flavonoides totais e antocianinas totais e capacidades antioxidante ABTS, DPPH e FRAP, foram realizadas em três repetições, nos tempos 0, 12, 24, 36 e 48 horas de armazenamento, conforme descrito nos itens 2.2.3.2, 2.2.4.1 a 2.2.4.3 e 2.2.4.5 a 2.2.4.7.

A cor instrumental (coordenadas L^* , a^* e b^* , e parâmetros h^0 e C^*) foi determinada com a gelatina no estado sólido e a diferença global de cor (ΔE) foi calculada, tendo o tempo zero como referência.

Os compostos bioativos foram extraídos da gelatina com dissolução em etanol 80% (v/v) na proporção de 1:5 (m/v) e as misturas foram acidificadas com HCl para pH 2,5. Estas foram mantidas por 2 horas para extração completa dos compostos e posteriormente centrifugadas a 13520 g, por 10 minutos a 20 °C. Após, o sobrenadante foi recolhido e analisado.

Modelos matemáticos foram ajustados aos dados experimentais das capacidades antioxidantes ABTS, DPPH e FRAP obtidos nos diferentes tempos de

armazenamento, utilizando os softwares SigmaPlot 12.0 e Microsoft Office Excel[®]. Os dados experimentais obtidos do conteúdo fenólico total, flavonoides totais e antocianinas totais, foram ajustados à equação linear, determinando a ordem da reação [31] e foram calculados a constante de degradação (k) e o tempo de meia-vida ($t_{\frac{1}{2}}$), ou seja, o tempo necessário para degradação de 50% dos compostos, de acordo com as Equações 6 e 7, utilizando o software Microsoft Office Excel[®].

$$k \text{ (h}^{-1}\text{)} = -(\ln(C_t/C_0))/t \text{ (Eq. 6)}$$

$$t_{\frac{1}{2}} \text{ (h)} = -(\ln(0,5))/k \text{ (Eq. 7)}$$

Onde:

C_0 : é o conteúdo inicial dos compostos;

C_t : é o conteúdo dos compostos após t horas de armazenamento.

2.2.6. Análises Estatísticas

Para o experimento, foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado (DIC) conduzido por um esquema fatorial com dois fatores e três repetições. Os fatores e os níveis correspondentes foram: agente encapsulante (MD, GA e PIS) e técnica de secagem (liofilização e spray drying). Para avaliar os dados foi aplicada a análise de variância (ANOVA) e o teste de Tukey para comparação entre médias, com nível de significância de 5%, utilizando o software Statistica 7 (StatSoft, EUA).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1. Caracterização do extrato concentrado de resíduo de acerola

Os resultados (média \pm desvio padrão) dos compostos bioativos totais e individuais, da capacidade antioxidante, umidade e cor obtidos para o extrato concentrado do resíduo do despulpamento da acerola no presente trabalho estão apresentados na Tabela 1, sendo superiores aos encontrados por Rezende et al. [5] em todas as condições testadas em ultrassom. Sabe-se que diferenças nas condições de extração, como temperatura, concentração de solução extratora e razão solução/resíduo são determinantes na extração de antocianinas e compostos fenólicos [10]. Além disso, no presente estudo houve a etapa de rotaevaporação, eliminando grande parte do solvente, o que garante a concentração dos sólidos. Nota-

se que com a etapa de evaporação o resíduo atinge elevados teores de compostos bioativos, valorizando mais este resíduo e seu reaproveitamento.

Tabela 1. Caracterização do extrato concentrado de resíduo de acerola

<i>Umidade (%)</i>				
97,46 ± 0,04				
<i>Compostos bioativos *</i>				
Conteúdo fenólico (mg AGE/L)	Flavonoides totais (mg CE/L)		Antocianinas totais (mg cy-3-glu/L)	
166132,80 ± 3765,47	22690,52 ± 255,37		3748,68 ± 71,67	
<i>Quercetina e p-cumárico *</i>				
Quercetina (mg QE/L)				Ácido p-cumárico (mg AC/L)
4646,57				2111,93
<i>Capacidade antioxidante *</i>				
ABTS (mmol TE/L)	DPPH (mmol TE/L)		FRAP (mmol SFE/L)	
409,69 ± 22,36	170,03 ± 12,53		1757,37 ± 31,25	
<i>Cor</i>				
L*	a*	b*	h°	C*
4,57 ± 0,55	20,66 ± 1,87	7,76 ± 0,95	20,54 ± 0,64	22,07 ± 2,09

Dados expressos em média ± desvio padrão, em base seca *. AGE: ácido gálico equivalente; CE: catequina equivalente; cy-3-glu: cianidina-3-glicosídeo; TE: Trolox equivalente; SFE: sulfato ferroso equivalente. ABTS: capacidade de eliminação do cátion ABTS, DPPH: capacidade de eliminação do radical DPPH, FRAP: poder antioxidante de redução do ferro.

O baixo valor de L* encontrado indicou coloração escura, dada a natureza concentrada do extrato. Os valores de a* e b* positivos indicam uma tendência da cor para o vermelho e amarelo, respectivamente. O extrato apresentou uma coloração vermelha intensa, as antocianinas presentes na sua forma catiônica estável contribuem para essa coloração. O ângulo de tonalidade cromática h° foi de 20,54, que confirma a tendência de tonalidade das amostras para o vermelho, o valor de C* foi de 22,07, mostrando uma cor saturada e intensa. Por cromatografia líquida de ultra performance (uPLC) identificou-se e quantificou-se dois compostos fenólicos no extrato concentrado do resíduo do despulpamento da acerola, um flavonoide - quercetina e um ácido fenólico - ácido p-cumárico (Tabela 1). Marques et al. [34] também encontraram compostos fenólicos no extrato do bagaço de acerola, sendo 0,29 ± 0,02 mg/L de quercetina e 2,41 ± 0,13 mg/L de ácido p-cumárico.

3.2. Caracterização físico-química dos pós

As propriedades físicas, umidade e higroscopicidade são essenciais para a qualidade do produto seco obtido e seus valores informam sobre a estabilidade e vida útil dos pós, enquanto a solubilidade está associada à sua posterior reconstituição [40]. Os resultados da umidade, solubilidade e higroscopicidade dos pós microencapsulados obtidos estão apresentados na Tabela 2. Para todas as propriedades físicas estudadas os fatores, agente encapsulante e método de secagem não atuaram de forma independente, ou seja, a interação entre eles foi significativa a 5% de probabilidade.

Tabela 2. Propriedades físicas dos extratos de resíduos de acerola em pó secos por liofilização e spray dryer com diferentes agentes encapsulantes.

	Método/Agente	MD	PIS	GA
Umidade (%)	SD	5,02 ± 0,29 aB	5,74 ± 0,19 aA	6,28 ± 0,06 aB
	FD	10,05 ± 1,03 aA	5,92 ± 0,52 bA	8,51 ± 1,20 aA
Solubilidade (%)	SD	89,72 ± 2,05 aA	84,70 ± 2,22 aA	91,87 ± 1,07 aA
	FD	78,83 ± 5,64 bB	83,29 ± 2,25 bA	92,00 ± 2,58 aA
Higroscopicidade (%)	SD	9,99±0,04 bA	9,77±0,06 bA	14,76±0,17 aA
	FD	7,64 ± 1,09 bB	9,32 ± 1,29 bA	12,07 ± 0,48aB

Dados expressos em média ± desvio padrão. Pares de médias seguidas de pelo menos uma mesma letra minúscula na horizontal e de pelo menos uma mesma letra maiúscula na vertical, não diferem entre si, a 5% de significância, pelo teste de Tukey. Agentes encapsulantes: MD: Maltodextrina; PIS: Proteína isolada de soro de leite; GA: Goma arábica. Métodos de secagem: SD: Spray dryer e FD: Liofilização.

A secagem por spray drying (SD) e por liofilização (FD) utilizando a proteína isolada do soro de leite (PIS) produziu pós com um teor de umidade próximo a 5% indicando que são quimicamente e fisicamente estáveis [14]. Os pós liofilizados apresentaram umidade menor que os valores encontrados por Ezhilarasi et al. [37] nos pós encapsulados por liofilização utilizando maltodextrina (MD) e proteína isolada do soro de leite (PIS) (acima de 10%) no extrato da fruta Garcinia. Menores teores de umidade são desejáveis para os pós de alimentos, a fim de evitar degradação de compostos bioativos e impedir fluidez e dispersão, ou seja, para prolongar a vida útil dos pós [14].

Para os pós secos por liofilização o melhor agente encapsulante foi PIS, apresentando menor umidade. Segundo Akhavan et al. [38] o teor de umidade depende do tipo de material de parede. A GA e a MD não diferiram entre si e apresentaram maior umidade, isso pode ter ocorrido pelo fato destas possuírem maior capacidade de retenção de água, pois apresentam maior quantidade de grupos hidroxila.

Para os pós microencapsulados com MD e GA o método de secagem por spray dryer foi mais eficiente, com menor umidade que quando secos por liofilização, o que pode ser explicado pelo fato do processo de liofilização demorar mais tempo para atingir o mesmo teor de umidade das amostras atomizadas, em que a secagem é quase imediata [39].

Rezende et al. [5] também encontraram maior umidade no pó do resíduo de acerola seco por liofilização que por spray dryer, Franceschinis et al. [40], Kuck e Noreña [41] e Piovesana e Noreña [42] obtiveram a mesma resposta para o suco microencapsulado de amora-preta, para o extrato de pele de uva e para o extrato de hibiscos, respectivamente. Pellicer et al. [43] observaram o mesmo comportamento, a secagem por spray drying produziu micropartículas com o menor teor de umidade (1,9 a 2,3%) em comparação com a liofilização (3,9 a 4,1%), mas obtiveram valores mais baixos em ambas as secagens possivelmente pelas diferentes misturas de agentes encapsulantes utilizados.

A alta solubilidade do produto em pó é vantajosa, pois essa característica está associada à posterior facilidade de reconstituição do pó, como encontrado nos pós SD/GA e FD/GA [35]. A solubilidade do produto em pó depende de vários fatores, principalmente da composição do produto e do tamanho das partículas que quanto menor for, maior a superfície disponível para hidratação e conseqüentemente maior a solubilidade [5], [41].

No presente estudo não houve diferença significativa ($p > 0,05$) em relação aos agentes encapsulantes utilizados na secagem por SD, em relação à solubilidade. Os pós do subproduto da vinificação da uva Bordô (*Vitis labrusca*) obtidos da secagem por spray dryer realizada por De Souza et al. [39] também não apresentaram diferença significativa na solubilidade, utilizando maltodextrina 10 DE. Já no estudo de Bernardes et al. [17], em que realizou-se a microencapsulação do extrato da polpa de jussara por spray dryer utilizando maltodextrina, goma arábica e inulina, todas as

microcápsulas apresentaram solubilidade em solução aquosa de aproximadamente 99%, sendo assim maiores que as encontradas no presente trabalho.

Na secagem por FD o melhor agente foi a GA, cujos pós apresentaram maior solubilidade. Os pós microencapsulados com MD e PIS apresentaram menor solubilidade e não diferiram entre si a 5% de significância. Isso pode ser explicado pelo fato de a GA ser um heteropolissacarídeo complexo com uma estrutura ramificada e mais grupos hidrofílicos que a MD, o que resulta em uma maior capacidade de diluição em água. Rocha et al. [44] encontraram uma menor solubilidade na mistura de extratos fenólicos de jabuticaba, jussara e mirtilo secos por SD, com maior teor de concentrado proteico de soro de leite. No estudo de Rezende et al. [5], também não foi observada diferença significativa na solubilidade dos pós de extrato de polpa e de resíduo de acerola, secos por SD e FD, utilizando como agente encapsulante mistura de MD com GA (1:1 v/v).

Em relação à solubilidade dos pós microencapsulados com maltodextrina, a secagem por SD se mostrou mais favorável apresentando maiores valores que a secagem por FD. Isso pode ter ocorrido pelo fato dos pós obtidos por spray drying apresentarem menor teor de umidade após a secagem e as micropartículas secas por SD serem menores que as secas por FD. O mesmo comportamento foi observado por Kuck e Noreña [41] usando goma arábica, polidextrose e goma guar parcialmente hidrolisada (PHGG) como agentes encapsulantes do extrato de casca de uva e por Piovesana e Noreña [42] utilizando PHGG e polidextrose para encapsular extrato de hibiscos.

Os valores de higroscopicidade variaram de 7,64% a 14,76% (Tabela 2), indicando baixa higroscopicidade dos pós, uma característica favorável pois desta forma os pós terão uma menor tendência em absorver a umidade do ambiente, mantendo suas características físico-químicas [5]. Os valores encontrados foram próximos ao encontrado por Rezende et al. [5] nos pós obtidos da polpa e do resíduo de acerola. O resultado obtido por Rigon e Noreña [45] nos pós de amora secos por spray dryer utilizando goma arábica, foram próximos ao encontrado no presente trabalho, $14,76 \pm 0,17$, nas mesmas condições de encapsulamento. Valores altos de higroscopicidade e umidade não são favoráveis para produtos em pó, uma vez que diminuem a estabilidade, facilitam a aglomeração, podem favorecer a degradação dos

compostos fenólicos, causam perda de qualidade, com redução no tempo de armazenamento [14], [35], [46].

Os pós produzidos com maltodextrina e goma arábica apresentaram menor higroscopicidade quando secos por liofilização em comparação com o spray dryer. Esse resultado pode estar relacionado ao maior teor de umidade final dos pós liofilizados e menor tamanho das partículas atomizadas quando comparado com os pós liofilizados [47]. Partículas mais fragmentadas e finas são obtidas com a secagem utilizando temperaturas mais altas e apresentam uma maior superfície de contato, sendo assim maior capacidade de absorção de água [48]. Esse comportamento também foi observado por Rezende et al. [5], Saikia et al. [49] e Kuck e Noreña [41]. Já os pós encapsulados com a PIS não apresentaram diferenças significativas ($p>0,05$) para a higroscopicidade em relação ao método de secagem utilizado.

Para ambos os métodos de secagem, a higroscopicidade das microcápsulas com GA difere das com PIS e MD e apresentam os maiores valores. As microcápsulas com PIS e MD possuem menor capacidade de absorver água de um ambiente com umidade relativa superior à do equilíbrio. Esse resultado pode ser explicado pela alta capacidade da GA de se ligar a água, que está relacionado ao grande número de grupos hidrofílicos presentes na sua estrutura química [19]. Tonon et al. [48], Lima et al. [16] e Rocha et al. [44] afirmam que a maltodextrina 10 DE é pouco hidrolisada, por isso tem um peso molecular alto exibindo menos grupos hidrofílicos, por isso possuem menor capacidade de absorver água. E o fato das proteínas formarem um filme em torno das partículas dificultaria a absorção de água [50].

Silva et al. [20], Tonon et al. [48] e Ramakrishnan et al. [14] também obtiveram uma maior higroscopicidade para pós de jabuticaba, de polpa de açaí e de suco de tamarilho, respectivamente, secos por spray dryer utilizando goma arábica do que utilizando maltodextrina 10 DE. Rocha et al. [44] também observaram nos pós do extrato fenólico atomizado que a maltodextrina e o concentrado proteico do soro apresentaram os menores valores de higroscopicidade, quando comparado a pós contendo goma arábica. Sarabandi et al. [46] quando substituiu a MD e a GA por concentrado proteico do soro tiveram a higroscopicidade dos seus pós de suco de maçã secos em spray dryer reduzida, confirmando a capacidade das proteínas de formar filme na superfície das micropartículas.

3.3. Morfologia dos pós

Na Figura 1 estão apresentadas as micrografias dos extratos de resíduos de acerola em pó, secos por liofilização e spray dryer com diferentes agentes encapsulantes, obtidos por meio de MEV.

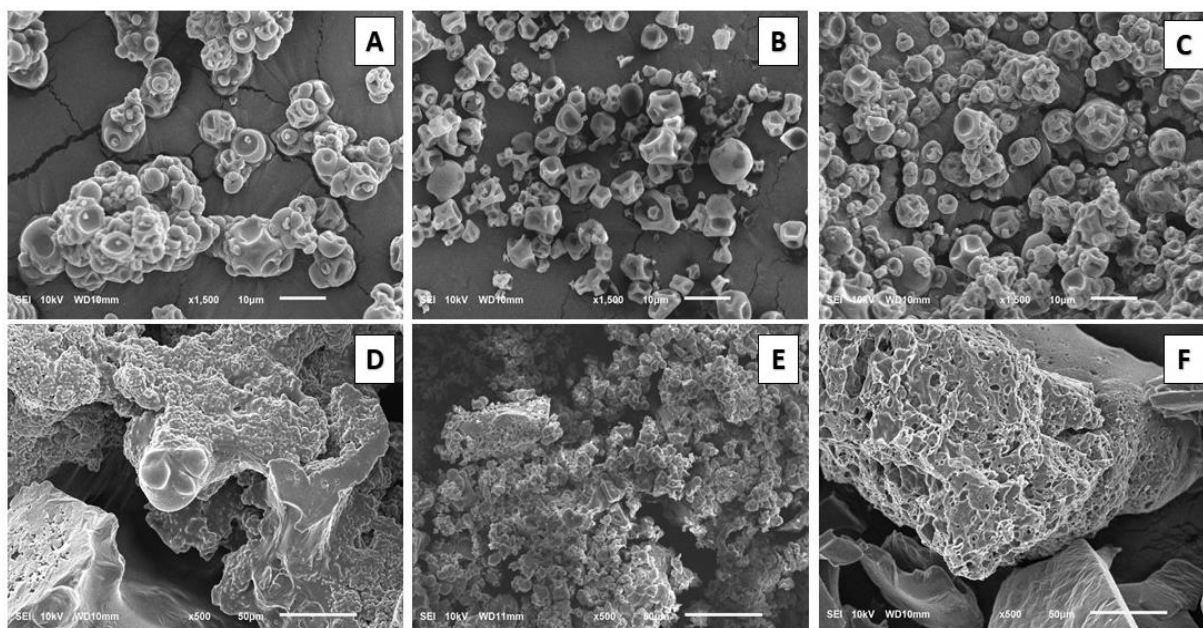


Figura 1: Micrografias dos extratos de resíduos de acerola microencapsulados com maltodextrina (MD), proteína isolada de soro de leite (PIS) e goma arábica (GA) por spray dryer e liofilização. A: tratamento 1 (spray dryer, com MD); B: tratamento 2 (spray dryer, com PIS); C: tratamento 3 (spray dryer, com GA); D: tratamento 4: (liofilizado, com MD); E: tratamento 5 (liofilizado, com PIS) e F: tratamento 6 (liofilizado, com GA).

As micropartículas secas por spray drying mostradas na Figura 1A, B e C exibiram estruturas esféricas, de tamanhos diferentes, características das micropartículas produzidas por esse método de secagem, sem sinais de aglomeração e rachaduras [45], [51]. Os pós secos por spray drying apresentaram concavidades e superfície rugosa, o que também foi observado por outros autores [41], [42], [46], [50]. As concavidades são formadas devido à rápida evaporação da água no processo de pulverização, que provoca contração ou encolhimento das micropartículas [52]. Sarabandi et al. [46], [50] concluíram em seus estudos que o aumento do encolhimento das partículas, foi devido à rápida formação de um filme proteico nas gotículas, nos estágios iniciais da secagem por SD. De acordo com Cano-Chauca et al. [53] e Chang et al. [54], a ausência de rachaduras, fissuras e poros superficiais e

adesão de partículas arredondadas menores ao redor das maiores, pode ser devido à ausência de superfícies cristalinas e a presença de superfícies amorfas.

As micropartículas secas por liofilização mostradas na Figura 1D, E e F exibiram uma estrutura bem diferente das micropartículas secas por pulverização, entretanto os pós com PIS também apresentaram algumas estruturas esféricas. Os pós liofilizados apresentaram formato irregular e de vários tamanhos, observado também por outros autores [41], [42], [55], que pode ocorrer devido ao amassamento do material após liofilização [55] e presença de superfície porosa e rugosa. As características estruturais das micropartículas liofilizadas são proporcionadas pela superfície congelada, onde ocorre a sublimação, sendo que a retirada da água resulta em uma estrutura porosa, sem encolhimento [56]. Microcápsulas com superfícies muito porosas, ásperas ou fissuradas possuem maior superfície de contato, o que pode tornar os materiais mais suscetíveis a reações de degradação [41].

3.4. Análise colorimétrica dos pós

Em todos os parâmetros de cor analisados (L^* , a^* , b^* , h° , C^* e ΔE) os fatores, agente encapsulante e método de secagem, não atuaram de forma independente, sendo a interação entre eles significativa a 5% de probabilidade. A Tabela 3 apresenta os resultados dos parâmetros colorimétricos estudados. Em ambos os métodos de secagem os agentes encapsulantes utilizados diferiram significativamente ($p \leq 0,05$) quanto ao parâmetro L^* . Os pós mais escuros (valores mais próximos de zero) foram os obtidos com PIS.

Tabela 3. Parâmetros colorimétricos dos extratos de resíduos de acerola em pó secos por liofilização e spray dryer com diferentes agentes encapsulantes.

Método/Agente		MD	PIS	GA
L*	SD	19,39 ± 0,04 aA	1,38 ± 0,03 cA	11,57 ± 0,13 bB
	FD	4,01 ± 0,05 bB	1,13 ± 0,05 cB	12,65 ± 0,15 aA
a*	SD	32,88 ± 0,08 aA	3,60 ± 0,15 cA	13,56 ± 0,08 bB
	FD	16,12 ± 0,05 aB	2,08 ± 0,15 cB	15,63 ± 0,04 bA
b*	SD	31,41 ± 0,06 aA	1,75 ± 0,05 cA	18,08 ± 0,11 bB
	FD	6,70 ± 0,29 bB	1,94 ± 0,09 cA	19,48 ± 0,26 aA
h°	SD	43,69 ± 0,12 bA	25,93 ± 1,38 cB	53,13 ± 0,20 aA
	FD	22,56 ± 0,82 cB	43,05 ± 3,30 bA	51,26 ± 0,45 aA
C*	SD	45,47 ± 0,03 aA	4,01 ± 0,12 cA	22,60 ± 0,11 bB
	FD	17,46 ± 0,15 bB	2,85 ± 0,06 cB	24,97 ± 0,18 aA
ΔE	SD	2,92 ± 0,13 bB	1,41 ± 0,07 bA	15,05 ± 2,24 aA
	FD	27,71 ± 0,03 aA	2,29 ± 0,14 cA	7,29 ± 0,46 bB

Dados expressos em média ± desvio padrão. Pares de médias seguidas de pelo menos uma mesma letra minúscula na horizontal e de pelo menos uma mesma letra maiúscula na vertical, não diferem entre si, a 5% de significância, pelo teste de Tukey. Agentes encapsulantes: MD: Maltodextrina; PIS: Proteína isolada de soro de leite; GA: Goma arábica. Métodos de secagem: SD: Spray dryer e FD: Liofilização.

Na secagem por SD o pó encapsulado com a MD apresentou maior valor de L* que o pó com GA, ou seja, uma cor mais clara. O mesmo foi obtido por Ramakrishnan et al. [14] nos pós de suco de tamarilo, por Sarabandi et al. [50] no suco de cereja encapsulado e por Sarabandi et al. [46] no suco de maçã encapsulado. Nos pós encapsulados com MD e PIS a secagem por SD produziu os pós mais claros, já nos pós encapsulados com GA a secagem por spray dryer produziu pós mais escuros. No estudo de Rezende et al. [5], o pó do extrato do resíduo de acerola encapsulado com uma mistura de MD e GA, seco por SD, se mostrou mais escuro que o pó liofilizado.

Como a maltodextrina é branca no estado seco, os pós desidratados com adição deste agente podem apresentar valores de luminosidade mais altos por serem mais claros [39]. A proteína isolada do soro de leite apresenta coloração levemente amarelada, o que pode contribuir para a formação dos pós mais escuros.

Os valores de a* e b* mostram que todos os dados estavam localizados no primeiro quadrante (+ a*, + b*), indicando uma tendência dos pós para a cor vermelha e amarela. A diferença encontrada na cor dos pós pode ser devido à cor inerente aos carreadores.

Em ambos os métodos de secagem os pós encapsulados com a MD apresentaram maior valor de a* mostrando uma maior intensidade da cor vermelha,

quando comparado aos pós com GA e com PIS, isso pode ser explicado pelo fato da maltodextrina ser o agente encapsulante mais branco entre os utilizados, influenciando menos a cor dos pós e permitindo que a cor natural do extrato do resíduo de acerola, vermelha intensa, ficasse mais evidente. Sarabandi et al. [50] também observaram que o valor de a^* dos pós de suco de cereja secos por SD diminuíram com a aplicação do concentrado proteico de soro de leite em combinação com MD e GA, reduzindo a cor vermelha nesses pós.

Em relação à coordenada b^* , na secagem por SD o pó seco com MD apresentou o maior valor, seguido da GA e da PIS, que apresentou menor intensidade da cor amarela. Na secagem por FD, o pó com GA apresentou a cor amarela mais intensa, seguido da MD e da PIS.

Os pós secos por spray dryer com adição de PIS apresentaram maiores valores de a^* , comparativamente aos secos por liofilização. Já a coordenada b^* não variou com os diferentes métodos de secagem para os pós produzidos com PIS. Rezende et al. [5] obtiveram resultado similar para o pó do extrato do resíduo de acerola encapsulado com uma mistura de MD e GA (1:1 v/v). Nos pós encapsulados com GA, o seco por liofilização apresentou maior valor de a^* e b^* , apresentando uma cor mais intensa do vermelho e amarelo que o pó seco por SD. Os pós de cálices de hibiscos encapsulados com GA por Piovesana e Noreña [42] também obtiveram os maiores valores de a^* e b^* no tratamento por liofilização. Para os pós encapsulados com MD, o seco por spray dryer apresentou maior valor de a^* e de b^* , apresentando uma cor vermelha e amarela mais forte que o pó seco por liofilização.

Jiménez-Aguilar et al. [57] relataram que valores elevados da coordenada a^* podem ser atribuídos ao teor de antocianinas presente, responsáveis pela cor vermelha das microcápsulas. Além disso, amostras ricas em carotenoides podem apresentar elevados valores de b^* e a^* , pois estas substâncias possuem espectro de absorção do amarelo ao vermelho.

As condições de secagem em altas temperaturas, como no spray dryer, podem resultar em perdas consideráveis de cor vermelha devido a degradação térmica dos pigmentos, e no caso das antocianinas, a despeito do pouco tempo de tratamento térmico, pode ocorrer a formação da chalcona, com posterior formação de produtos poliméricos de cor marrom e indesejáveis [51], [58]. No entanto, a secagem por spray dryer é considerada um bom método de secagem, pois é realizada em um curto

período de tempo e tem sido recomendada para uma boa retenção dos pigmentos naturais.

As mudanças nas coordenadas cromáticas levam a grandes diferenças de tonalidade. Valores de h° mais próximos a 0° indicam uma tendência à coloração avermelhada das amostras e valores de h° mais próximos de 90° , as amostras tendem a uma coloração amarelada [58]. Os resultados de h° obtidos nos pós microencapsulados variaram de 22,56 a 53,13 indicando que a tonalidade das micropartículas se localiza no primeiro quadrante do espaço de cor CIELab, apresentando tendência para tons de vermelho e amarelo. Rezende et al. [5] também verificaram essa tendência para os pós do extrato de resíduo de acerola, mas os valores foram maiores que o encontrado no presente estudo e variaram de 57,78 a 78,60, indicando uma maior aproximação de tonalidade amarela.

Na secagem por spray dryer, os pós produzidos com GA apresentaram maior valor de h° , seguido da MD e da PIS que apresentou o menor valor. Na secagem por liofilização o pó com GA também apresentou o maior valor de h° , seguido da PIS e da MD que apresentou o menor valor. Sarabandi et al. [50] também obtiveram maior ângulo de tonalidade cromática nos pós de suco de cereja encapsulados por SD com GA, que os pós produzidos com MD.

Para os pós produzidos com MD ou PIS, o tipo de secagem impactou nas tonalidades cromáticas de forma distinta. Já nos pós adicionados de GA o tipo de secagem não influenciou em h° . Rezende et al. [5] encontraram maiores valor de h° para o pó seco por liofilização, utilizando mistura de MD e GA (1:1 v/v) como agente encapsulante do extrato do resíduo de acerola.

Quanto à cromaticidade (chroma – C^*), um maior valor desse parâmetro significa que a amostra têm maior pureza ou saturação da cor, o que é uma característica desejável [5]. A cromaticidade (C^*) indica a intensidade ou vivacidade da cor em alimentos ou produtos [17]. Os pós secos por spray dryer apresentaram maior C^* quando se utilizou a MD como encapsulante, seguida da GA e da PIS. Os pós liofilizados obtiveram maior saturação da cor quando se utilizou GA como encapsulante, seguida da MD e da PIS, que também apresentou o menor valor de C^* . Sarabandi et al. [50] obtiveram o maior índice chroma do suco de cereja em pó produzido por spray dryer com MD comparado ao com GA, além disso, a aplicação do concentrado proteico do soro de leite em combinação com cada transportador

reduziu a cromaticidade das amostras, concordando com os resultados do presente estudo.

Os pós encapsulados com maltodextrina e proteína isolada, apresentaram maiores valores de C^* na secagem por SD. Já os pós encapsulados com GA, apresentaram uma cor mais intensa na secagem por liofilização. Os pós de cálices de hibiscos encapsulados com GA por Piovesana e Noreña [42] também obtiveram o maior valor de C^* na liofilização.

A diferença global de cor (ΔE) é calculada com o objetivo de analisar a variação de cor resultante dos processos de secagem. Valores baixos de ΔE são desejáveis porque indicam a manutenção da cor, ou seja, maior foi a estabilidade da cor dos pós frente ao processamento [20]. Uma diferença global de cor entre 0 e 1,5 pode ser considerada pequena, indicando que a amostra é quase idêntica à original, valores de ΔE entre 1,5 e 5, indicam que a diferença de cor já pode ser distinguida e essa diferença se torna evidente quando o valor de ΔE é maior que 5 [59].

Os pós encapsulados com MD apresentaram maior valor de ΔE quando liofilizados, dessa forma a secagem por spray dryer se mostrou mais favorável devido a menor perda de cor, diferente do que ocorreu com os pós produzidos com GA. Na secagem por spray dryer, o pó encapsulado com GA apresentou maior valor de ΔE indicando a maior perda de cor. Silva et al. [20] observaram uma maior perda de cor nos pós de jabuticaba secos por spray dryer quando utilizou a mistura de GA/MD (5:1 v/v) comparado a MD pura.

Os pós secos por spray dryer com MD e PIS não diferiram entre si ($p>0,05$) e apresentaram os menores valores de ΔE . Considera-se que estes agentes encapsulantes foram efetivos na manutenção da cor do produto durante o processo de spray drying. Em relação à liofilização, o agente encapsulante mais eficiente para manutenção da cor foi a PIS.

Pode se concluir, portanto, que as condições de microencapsulação do extrato do resíduo de acerola influenciam significativamente e de maneira distinta na cor dos pós. Sendo a cor um dos fatores mais importantes nos alimentos, servindo como atrativo para os consumidores, sugere-se o uso dos agentes maltodextrina e goma arábica, na produção de pós por spray drying e liofilização, respectivamente, para utilização como corantes na indústria de alimentos.

3.5. Compostos bioativos e capacidade antioxidante dos pós

Os efeitos da microencapsulação do extrato de resíduo de acerola foram avaliados no conteúdo fenólico, flavonoides, antocianinas e capacidade antioxidante por ABTS, DPPH e FRAP (Tabela 4). Para todos os compostos bioativos e métodos de capacidades antioxidantes analisadas, a interação entre os fatores agente encapsulante e método de secagem foram significativas a 5% de probabilidade, dessa forma, a análise dos resultados foi feita considerando a dependência entre os fatores.

Tabela 4. Compostos bioativos e capacidade antioxidante dos extratos de resíduos de acerola em pó secos por liofilização e spray dryer com diferentes agentes encapsulantes.

	Método/Agente	MD	PIS	GA
Conteúdo fenólico * (mg AGE/100 g)	SD	1013,88 ± 83,38 cA	1679,28 ± 41,29 bA	1855,11 ± 62,35 aA
	FD	1048,84 ± 32,46 aA	1139,95 ± 14,32 aB	1062,40 ± 75,04 aB
Quercetina * (µg QE/g)	SD	ND	284,22	289,38
	FD	111,87	219,68	150,12
Ácido p-cumárico * (µg AC/g)	SD	170,61	ND	ND
	FD	109,38	ND	ND
Flavonoides totais * (mg CE/100 g)	SD	82,05 ± 0,88 cB	212,48 ± 10,03 bA	274,31 ± 2,12 aA
	FD	127,69 ± 9,48 bA	67,95 ± 3,04 cB	233,34 ± 1,04 aB
Antocianinas totais* (mg cy-3-glu/100 g)	SD	20,19 ± 1,35 bA	26,58 ± 0,90 aA	21,41 ± 0,31 bB
	FD	22,93 ± 0,95 bA	30,24 ± 3,34 aA	33,85 ± 1,68 aA
ABTS * (µmol TE/g)	SD	23,76 ± 1,24 bA	34,96 ± 7,08 abB	43,53 ± 4,04 aB
	FD	21,89 ± 0,69 bA	73,44 ± 8,86 aA	85,35 ± 3,79 aA
DPPH * (µmol TE/g)	SD	19,90 ± 1,60 bA	20,46 ± 1,14 bB	32,53 ± 3,28 aB
	FD	19,27 ± 3,88 cA	37,88 ± 3,68 bA	66,91 ± 8,12 aA
FRAP * (µmol SFE/g)	SD	139,21 ± 21,43 bA	224,52 ± 20,93 aA	256,56 ± 12,95 aA
	FD	103,17 ± 23,10 bA	155,56 ± 2,01 aB	164,54 ± 14,56 aB

Dados expressos como média ± desvio padrão, em base seca (*). AGE: ácido gálico equivalente; QE: quercetina; AC: ácido p-cumárico; CE: catequina equivalente; cy-3-glu: cianidina-3-glicosídeo; TE: Trolox equivalente; SFE: sulfato ferroso equivalente. ABTS: Capacidade de eliminação do cátion ABTS, DPPH: Capacidade de eliminação do radical DPPH, FRAP: Poder antioxidante de redução do ferro. Agentes encapsulantes: MD: Maltodextrina; PIS: Proteína isolada de soro de leite; GA: Goma arábica. Métodos de secagem: SD: Spray dryer e FD: Liofilização. ND: Não detectado. Pares de médias seguidas de pelo menos uma mesma letra minúscula na horizontal e de pelo menos uma mesma letra maiúscula na vertical, não diferem entre si, a 5% de significância, pelo teste de Tukey.

O teor de compostos bioativos nos pós diminuíram quando comparados aos níveis encontrados no extrato do resíduo de acerola (Tabela 1), devido as condições de secagem aplicadas que afetam adversamente esses compostos [60]. Como a capacidade antioxidante está relacionada a presença de compostos fenólicos na

amostra, a capacidade antioxidante encontrada nos pós microencapsulados foi menor que a encontrada no extrato do resíduo de acerola.

O teor de compostos bioativos também reduziu no estudo feito por Rigon e Noreña [45] utilizando o extrato de amora e sua secagem por spray drying com goma arábica e polidextrose e no de Bernardes et al. [17] com a polpa de jussara e seu encapsulamento utilizando spray dryer e os agentes encapsulantes maltodextrina, goma arábica e inulina. Piovesana e Noreña [42] também obtiveram um menor teor de antocianinas nos pós encapsulados do extrato de cálice de hibisco quando comparado ao extrato puro. Todos os pós microencapsulados obtidos por Kuck e Noreña [41] tiveram valores mais baixos de compostos fenólicos e redução da AA DPPH quando comparado ao extrato de casca de uva.

O teor de compostos fenólicos do extrato do resíduo de acerola microencapsulado variou de 1013,88 a 1855,11 mg AGE/100 g, o teor de flavonoides esteve entre 67,95 e 274,31 mg CE/100 g e as antocianinas totais foram de 20,19 a 33,85 mg cy-3-glu/100 g de pó. O teor de compostos fenólicos individuais, quercetina e ácido p-cumárico dos pós, estão apresentados na Tabela 4. Rezende et al. [5] encontrou para o extrato do resíduo e da polpa de acerola conteúdo fenólico variando de 1016,83 a 1052,91 mg AGE/100 g, flavonoides variando de 226,53 a 551,50 mg de quercetina equivalente/100g e antocianinas totais de 2,00 a 11,16 mg/100 g.

Analisando a secagem por liofilização, não houve diferença significativa no teor de compostos fenólicos a 5% de probabilidade em relação aos agentes encapsulantes utilizados. Na secagem por spray dryer (SD) obteve-se maior teor de compostos fenólicos quando se utilizou a goma arábica (GA) como material de parede, seguido da proteína isolada de soro de leite (PIS) e da maltodextrina (MD) que apresentou o menor teor de compostos fenólicos. Bernardes et al. [17] também encontraram maior teor de compostos fenólicos nas microcápsulas de jussara encapsuladas por spray dryer com GA. Kuck e Noreña [41] também obtiveram maior teor de fenólicos quando utilizaram 10% de GA na secagem por SD do extrato de casca de uva. Rocha et al. [44] obteve a GA como o material de parede mais eficiente para encapsular a mistura de extratos fenólicos.

Em relação ao teor de flavonoides dos pós obtidos, na secagem por spray dryer a GA foi o melhor agente encapsulante, seguido da PIS e da MD e essa mesma tendência foi encontrada para o conteúdo fenólico dos pós secos por spray dryer. Na

secagem por liofilização a GA foi o melhor agente encapsulante, seguido da MD e da PIS que nesse caso foi o menos eficiente para encapsular os flavonoides.

Para encapsular as antocianinas utilizando a secagem por pulverização a PIS se mostrou melhor do que a MD e GA, que não diferiram entre si. No estudo de Tonon, Brabet e Hubinger [61] para suco de açaí seco por spray dryer, também não houve diferença significativa para as antocianinas totais com o uso dos encapsulantes MD e GA. No presente estudo, na secagem por liofilização a PIS e a GA não diferiram ($p>0,05$) e foram os melhores agentes encapsulantes de antocianinas utilizados.

A alta eficiência do encapsulamento com GA está relacionada à sua estrutura, que permite que ela forme um filme efetivamente encapsulante, envolvendo adequadamente os compostos bioativos, aumentando sua estabilidade [62]. O fato da MD ser menos eficiente na encapsulação dos compostos bioativos pode ser explicado por ela não possuir propriedades emulsificantes [63]. As proteínas possuem propriedades de superfície ativa e formam um filme em torno das micropartículas, protegendo os compostos bioativos, por isso apresentam boa eficiência de encapsulamento [64].

Analisando-se a influência dos agentes encapsulantes frente aos tipos de secagem, observou-se que para os pós encapsulados com a maltodextrina não houve diferença ($p>0,05$) no método de secagem utilizado para encapsular os compostos fenólicos e as antocianinas. O mesmo resultado é observado no estudo feito por Franceschinis et al. [40] para os pós de suco de amora encapsulados. Em relação ao teor de flavonoides os pós encapsulados com a maltodextrina obtiveram melhor resultado quando secos por liofilização.

Para os pós encapsulados com PIS e GA a técnica de spray dryer se mostrou mais eficiente na encapsulação dos compostos fenólicos e dos flavonoides que a liofilização. O mesmo resultado foi observado por Rezende et al. [5] no pó de extrato de resíduo de acerola encapsulado com mistura em partes iguais de GA e MD. Outros autores também verificaram a eficiência do uso de goma arábica e da secagem por spray dryer [41], [65]. Na encapsulação das antocianinas utilizando a matriz encapsulante PIS não houve diferença ($p>0,05$) no método de secagem aplicado. Para a GA a secagem por liofilização foi melhor que o spray dryer para encapsular as antocianinas. A exposição de antocianinas a altas temperaturas causa a abertura do

anel flavilium, resultando na formação de uma chalcona, que é o primeiro passo da degradação térmica das antocianinas.

Uma maior eficiência da secagem por spray dryer pode ocorrer pelo fato de que, independentemente da utilização de altas temperaturas do ar de entrada, o tempo de secagem é muito menor quando comparado com a liofilização e a temperatura de saída é consideravelmente baixa, não influenciando, portanto, na degradação dos fitoquímicos. Deste modo, o tempo total de secagem torna-se importante, uma vez que, se o pó fica mais tempo exposto podem ocorrer mais perdas de compostos fenólicos [66]. Após o processo da liofilização, durante a etapa de trituração das amostras, podem ocorrer também perdas dos compostos bioativos pela exposição ao oxigênio e luz que induzem as reações de oxidação [41].

Em contraponto, alguns autores consideram que o método de secagem por liofilização pode ser melhor que a secagem por pulverização para encapsular os compostos bioativos devido a exposição a alta temperatura e ao oxigênio no processo de secagem por pulverização, que pode causar degradação e polimerização dos compostos fenólicos [40], [41].

Em relação à capacidade antioxidante em seus diferentes métodos de análise, para ambos os métodos de secagem, spray dryer e liofilização, GA e PIS proporcionaram pós com maior capacidade antioxidante, exceto para o método DPPH. Bernardes et al. [17] encontraram maior capacidade antioxidante ABTS nas microcápsulas de jussara encapsuladas por spray dryer com GA, sendo que esses pós apresentaram maior teor de compostos fenólicos. A capacidade antioxidante pode estar relacionada à presença de compostos fenólicos na amostra, que fornecem proteção contra oxidação, devido ao seu elevado poder redutor [5]. Dessa forma os resultados com maiores valores das capacidades antioxidantes podem estar associados ao seu maior conteúdo fenólico, sugerindo que a capacidade antioxidante seja proporcional à concentração desses compostos [67].

Rezende et al. [5] determinaram a capacidade antioxidante dos pós do extrato do resíduo e da polpa de acerola e obtiveram resultados superiores aos encontrados no presente estudo, possivelmente em razão da presença do ácido ascórbico nos pós de Rezende et al. [5] e a ausência desse composto nos pós do presente estudo pela sua perda durante a preparação do extrato (teores não apresentados).

Os resultados diferentes para cada média de capacidade antioxidante mostram a importância do uso de diferentes análises para que essa determinação seja segura e conclusiva, uma vez que cada método tem sua própria especificidade e atua em um determinado local de ação [5]. Os métodos ABTS e DPPH têm o princípio de estabilização de radicais por doação de átomos de hidrogênio [68], mas podem gerar resultados diferentes, pois os radicais ABTS e DPPH não possuem a mesma seletividade química [45]. O método FRAP se baseia na capacidade dos antioxidantes reduzirem o Fe^{3+} para o Fe^{2+} e mede diretamente a capacidade redutora da substância, que é um parâmetro importante para o composto ser um bom antioxidante [69].

Pode se concluir, portanto, que as condições de microencapsulação do extrato do resíduo de acerola influenciam significativamente e de maneira distinta o conteúdo fenólico, de flavonoides e antocianinas totais e as capacidades antioxidantes, ABTS, DPPH e FRAP. Sendo o teor de compostos bioativos e a capacidade antioxidante fatores importantes para a qualidade dos pós, sugere-se que o melhor método de encapsulação para obtenção de compostos fenólicos e flavonoides é a secagem por spray drying com GA como encapsulante, que obteve maior capacidade antioxidante FRAP e maior concentração de quercetina. Para obtenção das antocianinas o melhor método de encapsulamento é a liofilização com GA, que apresentou as maiores capacidades antioxidante DPPH e ABTS. Os pós SD/GA e FD/GA apresentam potencial para serem utilizados como fonte de compostos bioativos antioxidantes em produtos formulados.

3.6. Eficiência da microencapsulação

A microencapsulação bem sucedida deve resultar em micropartículas com uma retenção máxima dos materiais do núcleo no seu interior e mínimas quantidades na superfície [14], [38]. A eficiência da microencapsulação depende de vários fatores como, o agente encapsulante e sua concentração, propriedades dos materiais do núcleo, o método de encapsulamento e as condições aplicadas [5], [42].

Analisando-se a eficiência de encapsulação, pela Tabela 5, na secagem por spray dryer não houve diferença significativa a 5% em relação ao agente encapsulante utilizado, para encapsular os compostos fenólicos.

Tabela 5. Eficiência da microencapsulação dos extratos de resíduos de acerola em pó secos por liofilização e spray dryer com diferentes agentes encapsulantes.

	Método/Agente	MD	PIS	GA
EM Fenólicos (%)	SD	70,36 ± 1,17 aA	62,85 ± 3,05 aA	64,01 ± 1,67 aA
	FD	38,00 ± 2,32 abB	30,48 ± 4,92 bB	43,76 ± 3,11 aB
EM Flavonoides (%)	SD	57,15 ± 0,65 bA	65,41 ± 1,58 abA	69,02 ± 1,73 aA
	FD	27,92 ± 4,90 bB	30,89 ± 5,16 bB	69,97 ± 0,77 aA

Pares de médias seguidas de pelo menos uma mesma letra minúscula na horizontal e de pelo menos uma mesma letra maiúscula na vertical, não diferem entre si, a 5% de significância, pelo teste de Tukey. Agentes encapsulantes: MD: Maltodextrina; PIS: Proteína isolada de soro de leite; GA: Goma arábica. Métodos de secagem: SD: Spray dryer e FD: Liofilização. EM: Eficiência da microencapsulação.

Bernardes et al. [17] concluíram que a eficiência do encapsulamento por spray drying do extrato de jussara encapsulado variou entre os revestimentos usados e para encapsulamento dos compostos fenólicos a GA apresentou maior eficiência (87,19%) comparada à a MD (79,73%).

Para encapsular os flavonoides usando o spray drying a goma arábica apresentou maior eficiência comparada à maltodextrina, porém não diferenciando estatisticamente ($p > 0,05$) da proteína isolada do soro. Na secagem por liofilização a GA apresentou o maior valor para a eficiência de encapsulação dos flavonoides, seguida da PIS e da MD que não apresentaram diferença entre si ($p > 0,05$).

As diferentes composições dos agentes encapsulantes resultam em diferentes propriedades de formação de filme e propriedades emulsificantes, influenciando diretamente a eficiência do encapsulamento dos compostos bioativos [70]. A GA apresenta uma alta capacidade de encapsular os compostos bioativos, que pode estar relacionada à sua estrutura, composta majoritariamente por polissacarídeos e em menor proporção, frações proteicas e sua alta massa molar [14], [38]. Apresenta boa propriedade emulsificante e atua como um excelente formador de filme na superfície dos pós, aprisionando melhor o composto encapsulado [14], [38].

Para os três agentes encapsulantes utilizados, a secagem por spray drying, em linhas gerais se mostrou mais eficiente para encapsular os compostos bioativos comparada à liofilização. Em contrapartida, Rezende et al. [5] encontraram maior eficiência de encapsulação dos fenólicos e flavonoides no extrato de resíduo de acerola encapsulado com mistura de MD e GA por liofilização.

A liofilização pode apresentar menor eficiência de encapsulação que a secagem por spray drying, devido ao alto teor de umidade encontrado nos pós liofilizados e pela formação de poros nas micropartículas, que pode causar uma

liberação prematura do componente encapsulado e redução da vida útil dos compostos bioativos, culminando, então, em baixa EM [5], [71]. Já na secagem por pulverização, a rápida evaporação das gotículas devido à elevada temperatura do ar de secagem, resultam na rápida formação de crosta na superfície das gotículas atomizadas, protegendo os compostos encapsulados, obtendo uma alta EM [71]. Alguns autores relatam, no entanto, que o encapsulamento por spray dryer pode ser menos eficiente que por liofilização porque durante o processo de secagem por spray dryer ocorre a rápida evaporação da água pelo uso de altas temperaturas de entrada, o que pode resultar na formação de concavidades e fissuras nas superfícies das micropartículas, liberando prematuramente o composto encapsulado e facilitando a sua degradação, obtendo assim uma baixa EM [5], [41].

Os resultados do presente estudo indicaram que o uso de GA associada à secagem por spray drying foi o tratamento mais eficiente para a microencapsulação dos compostos fenólicos, a fim de indiretamente melhorar a estabilidade do pó, ou seja, ampliar a vida útil dos compostos bioativos presentes [70]. No entanto, observa-se na Tabela 5 que alguns tratamentos apresentaram baixa eficiência da microencapsulação. Isto pode ocorrer devido aos compostos bioativos estarem localizados nas superfícies das micropartículas sem encapsulamento, resultando em sua menor estabilidade [38], [66].

3.7. Estabilidade dos compostos bioativos, da capacidade antioxidante e da cor em sistema-modelo alimentício

Aplicou-se a análise de otimização simultânea de variáveis, desejabilidade, pois objetivou-se encontrar a condição ideal de encapsulação do extrato de resíduo de acerola, que apresentasse elevados teores de compostos bioativos, possibilitando, assim, a incorporação do pó em um sistema-modelo alimentício simples, composto basicamente por proteína, de curta vida de prateleira, de fácil reconstituição, armazenado em baixas temperaturas e que possibilitasse a visualização da cor, para o estudo da estabilidade. Para atender a estes requisitos, as variáveis-resposta selecionadas foram maximizadas, conforme descrito em 2.2.5. A função desejabilidade varia entre 0 e 1, portanto para sua maximização objetiva-se encontrar valores individuais e globais próximos de 1 [20].

O resultado da desejabilidade que definiu o pó de melhor desempenho está apresentado na Tabela 6. Observa-se que o pó encapsulado por SD com PIS não apresentou o valor máximo da desejabilidade individual ($d=1,0$) para nenhuma das variáveis respostas selecionadas, mas apresentou o maior valor da desejabilidade global, de 0,64. Sendo assim, o pó produzido por spray dryer utilizando PIS foi selecionado para a incorporação em sistema-modelo alimentício.

Tabela 6. Análise de desejabilidade dos pós microencapsulados.

Agentes Encapsulantes	Métodos de Secagem	d_i Fenólicos	d_i Flavonoides	d_i Antocianinas	D_{global}
MD	SD	0,00	0,07	0,00	0,00
MD	FD	0,04	0,29	0,20	0,13
PIS	SD	0,79	0,70	0,47	0,64
PIS	FD	0,15	0,00	0,74	0,00
GA	SD	1,00	1,00	0,09	0,45
GA	FD	0,06	0,80	1,00	0,36

d_i : desejabilidade individual; D_{global} : desejabilidade global. Agentes encapsulantes: MD: Maltodextrina; PIS: Proteína isolada de soro de leite; GA: Goma arábica. Métodos de secagem: SD: Spray drying e FD: Liofilização.

O pó microencapsulado por spray dryer com proteína isolada do soro de leite foi incorporado no sistema modelo de gelatina e armazenado a 8 °C na presença de luz. Os compostos fenólicos, flavonoides, antocianinas, as capacidades antioxidantes pelos métodos ABTS, DPPH e FRAP, bem como a cor instrumental foram medidos em diferentes tempos (0, 12, 24, 36 e 48 horas).

Para os compostos bioativos, o modelo de primeira ordem foi ajustado ao comportamento dos dados e foram calculadas as constantes de degradação (k) e os tempos de meia vida ($t_{1/2}$), que é o tempo necessário para que ocorra redução de 50% da concentração inicial de um composto (Tabela 7). Quanto maior o valor da constante de degradação (k), menor é a estabilidade e menor é o tempo de meia vida do composto [72].

Tabela 7. Parâmetros cinéticos da degradação dos compostos fenólicos, flavonoides e antocianinas em sistema-modelo de gelatina incorporado com extrato de resíduo de acerola encapsulado por spray dryer com proteína isolada do soro de leite durante um período de 48 horas.

	k (h ⁻¹)	t _{1/2} (h)	R ²
Compostos fenólicos	0,0200	34,66	0,8911
Flavonoides totais	0,0125	55,39	0,8685
Antocianinas totais	0,0077	90,49	0,8550

k: Constante de degradação. t_{1/2}: Tempo de meia-vida. R²: Coeficiente de determinação.

Bernardes et al. [17], Souza et al. [73], Idham, Muhamad e Sarmidi [31] e Santos et al. [72], também mostraram que a degradação dos compostos bioativos seguiu a cinética de primeira ordem durante armazenamento, o que significa que a degradação desses compostos permaneceu linear com o tempo [17].

Os compostos fenólicos apresentaram a maior taxa de degradação, seguido dos flavonoides e das antocianinas, que apresentaram maior estabilidade no armazenamento. Já Bernardes et al. [17] encontraram menores valores da constante de degradação e maiores valores de tempo de meia vida para os compostos fenólicos e antocianinas presentes em gelatina com microcápsulas de jussara armazenadas por três dias na presença de luz, comparado ao presente estudo. Isso pode ser explicado por se tratar de outra matéria prima e por terem sido aplicadas diferentes condições de microencapsulação.

A diminuição dos compostos bioativos na gelatina durante o armazenamento pode ser um efeito da degradação acelerada devido à presença de luz. Compostos fenólicos, flavonoides e antocianinas são sensíveis a vários fatores, como a luz, que degrada estes compostos por fotoxidação [17], [39], [74].

Souza et al. [73] verificaram menores constantes de degradação e maiores tempos de meia vida para antocianinas presentes nas micropartículas, obtidas do extrato do subproduto da uva Bordô encapsulado por spray dryer com maltodextrina, armazenados a 25 °C durante 120 dias, comparado ao presente estudo. Yinbin et al. [70] obtiveram mais de 80% de retenção total de compostos fenólicos em pós de ameixa encapsulados, armazenados por 60 dias a 25 °C. Já no presente estudo encontrou-se uma menor porcentagem de retenção no pó, de 38,29%, ou seja, ocorreram maiores perdas de compostos fenólicos no armazenamento. O pó de resíduo de acerola microencapsulado por SD com PIS, obteve 69,23% de retenção

de antocianinas. Ramakrishnan et al. [14] encontraram um valor superior, de 92,52% de retenção de antocianinas, no pó de tamarilho seco por SD com GA, armazenado por 28 dias na presença de luz.

O fato de o presente estudo apresentar menor estabilidade dos compostos bioativos comparado aos estudos citados pode ser explicado pelo fato do pó obtido ter sido diluído em água (1:1 m/v). Em geral, maiores atividades de água reduzem significativamente a estabilidade e o tempo de meia vida de pigmentos naturais [75], [76]. Quanto maior o teor de água, maior é a mobilidade molecular, o que facilita as reações físico-químicas da degradação [61].

Na Figura 2 estão apresentadas as tendências da estabilidade da capacidade antioxidante medida por diferentes métodos (ABTS, DPPH e FRAP).

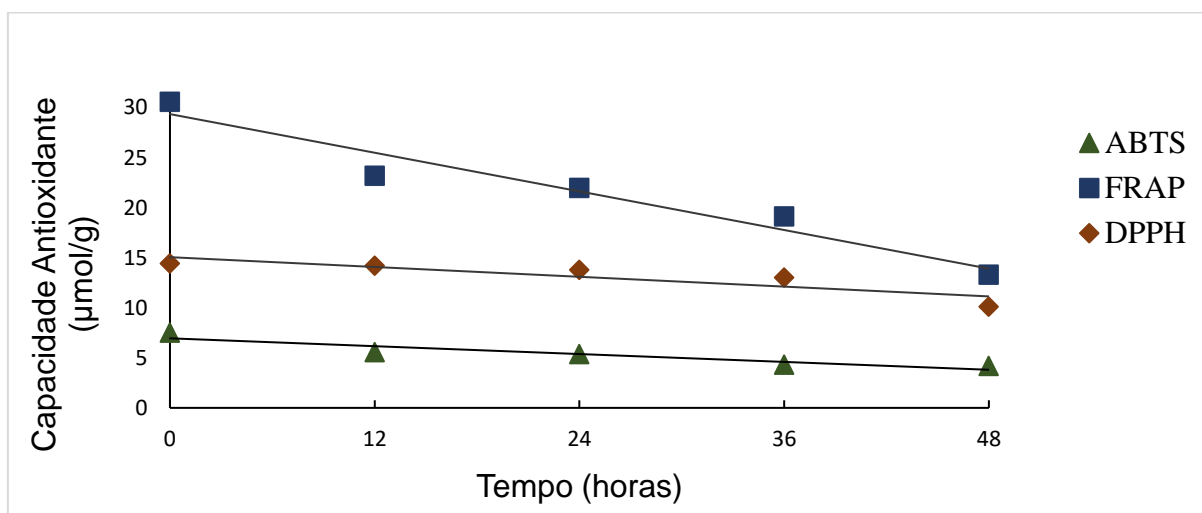


Figura 2: Tendências da estabilidade da capacidade antioxidante.

Para as capacidades antioxidantes ABTS, DPPH e FRAP foram ajustados modelos matemáticos lineares, significativos ($p \leq 0,05$) para representar a relação entre essas variáveis e o tempo de armazenamento, que foram: ABTS ($y = -0,0655x + 6,9484$; $R^2 = 0,8712$), DPPH ($y = -0,0817x + 15,0570$; $R^2 = 0,7759$) e FRAP ($y = -0,3217x + 29,3521$; $R^2 = 0,9424$).

Conforme relatado em outros estudos, a capacidade antioxidante pode estar relacionada aos compostos fenólicos [5], [17]. Confirmando essa relação, houve uma consequente diminuição das capacidades antioxidantes ABTS, DPPH e FRAP na gelatina, durante o armazenamento a 8 °C na presença de luz por 48 horas. Ramakrishnan et al. [14] também verificaram diminuições consistentes nos teores de

antocianinas, fenólicos, flavonoides e capacidade antioxidante durante o armazenamento dos pós de tamarillo na presença de luz.

Os valores obtidos para os parâmetros de cor da gelatina estão apresentados na Tabela 8 e indicam uma tendência para a cor vermelha e amarela.

Tabela 8. Parâmetros de cor (L^* , a^* , b^* , h° , C^* e ΔE) no sistema-modelo de gelatina incorporado com o pó do extrato do resíduo de acerola encapsulado por spray dryer com proteína isolada do soro de leite nos tempos zero e em 48 horas de armazenamento.

Tempo (horas)	Parâmetros colorimétricos					ΔE
	L^*	a^*	b^*	h°	C^*	
t_0	$43,78 \pm 0,03$ a	$14,77 \pm 0,05$ a	$20,33 \pm 0,17$ b	$53,99 \pm 0,18$ b	$25,13 \pm 0,16$ a	0 b
t_{48}	$43,47 \pm 0,59$ a	$11,09 \pm 0,21$ b	$21,29 \pm 0,28$ a	$62,48 \pm 0,13$ a	$24,02 \pm 0,35$ b	$3,85 \pm 0,11$ a

Os valores são expressos como média \pm desvio padrão. Pares de médias seguidas de pelo menos uma mesma letra minúscula na vertical, não diferem entre si, ao nível de 5% significativas, pelo teste de Tukey. L^* : Luminosidade; a^* , b^* : Coordenada cromática; C^* : Chroma; h° : Ângulo de tonalidade cromática; ΔE : Diferença global de cor.

O sistema modelo de gelatina sofreu mudanças nos parâmetros de cor com o tempo de armazenamento, com diminuição dos valores de a^* e C^* e aumento de b^* e h° . De Souza et al. [39] também obtiveram aumento do parâmetro b^* e em alguns casos, diminuição do parâmetro a^* durante o armazenamento nos pigmentos em pó obtido dos subprodutos da vinificação da uva Bordô.

A redução da coordenada a^* da gelatina pode ter sido causada pela degradação das antocianinas durante o armazenamento [31], [39]. O aumento da coordenada b^* pode ser atribuída ao fato das antocianinas se degradarem [62] e formarem produtos poliméricos de cor levemente amarelada (chalcona) e marrons com o tempo [51], [55]. A diminuição do chroma indica que a intensidade da cor diminuiu com o armazenamento. O aumento do ângulo de tonalidade deve-se a uma aproximação da cor amarela e afastamento da cor vermelha com o tempo. A luminosidade da gelatina não apresentou diferença significativa ($p > 0,05$) entre o tempo inicial (t_0) e final (t_{48}) de armazenamento.

No final das 48 horas a diferença global de cor (ΔE) foi de 3,85. Dessa forma observou-se que existe uma distinção de cor mas esta não é evidente [59], mostrando manutenção da cor original, o que é desejável para uma futura utilização do pó SD/PIS no enriquecimento de produtos alimentícios [17]. Em contraponto, Bernardes et al. [17]

encontrou maiores valores de variação de cor (ΔE) para as gelatinas com microcápsulas de jussara encapsuladas com goma arábica (4,40) e inulina (5,43) armazenadas por três dias, apesar de não terem tido influência da luz.

4. CONCLUSÃO

O método de extração utilizado para recuperar os compostos bioativos do resíduo de acerola se mostrou eficaz, sendo possível identificar a quercetina e o ácido p-cumárico, uma elevada capacidade antioxidante e uma coloração vermelha intensa. Baseado nos consideráveis teores de fenólicos, incluindo flavonoides e antocianinas, considera-se que o resíduo de acerola apresenta potencial promissor de utilização.

Como ocorreram diferenças significativas em relação as variáveis-resposta estudadas, cada condição de encapsulação possui vantagens e desvantagens que devem ser consideradas, mostrando que a microencapsulação é uma boa alternativa para o extrato do resíduo de acerola. Por exemplo, os pós SD/MD e FD/GA se destacaram para possível utilização como corantes naturais em substituição aos corantes artificiais geralmente utilizados na indústria de alimentos, sendo que a condição SD/MD apresentou no geral melhores características físicas, menor diferença global de cor e o maior teor de ácido p-cumárico. O melhor método de encapsulação para obtenção de compostos fenólicos e flavonoides foi a secagem por spray drying com GA, que obteve a maior concentração de quercetina e para obtenção das antocianinas foi a liofilização com GA. Os pós SD/GA e FD/GA apresentam potencial para serem utilizados como fonte de compostos bioativos antioxidantes em produtos formulados, realizando uma complementação nutricional, enriquecendo esses produtos.

O pó SD/PIS apresentou baixa umidade, higroscopicidade e diferença global de cor, adequada solubilidade, elevados teores de compostos fenólicos, flavonoides e antocianinas. Ao incorporá-lo no sistema-modelo de gelatina, verificou-se que os compostos bioativos seguiram a cinética de degradação de primeira ordem e foram sensíveis ao tempo de armazenamento e possivelmente à presença de luz. No entanto, a diferença global de cor da gelatina durante o armazenamento não foi evidente, mantendo-se a cor original, o que é desejável para futura utilização desse pó em produtos alimentícios.

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001. Os autores agradecem aos órgãos brasileiros de apoio financeiro, ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq, Edital Universal, proc. 409221/2018-0) pelo financiamento do projeto e à Fundação de Amparo à Pesquisa e Inovação do Espírito Santo (FAPES, Edital 16/2019, T.O. 139/2020).

REFERÊNCIAS

- [1] Y. R. R. S. Rezende, J. P. Nogueira, and N. Narain, "Comparison and optimization of conventional and ultrasound assisted extraction for bioactive compounds and antioxidant activity from agro-industrial acerola (*Malpighia emarginata* DC) residue," *LWT - Food Sci. Technol.*, vol. 85, pp. 158–169, 2017.
- [2] A. Prakash and R. Baskaran, "Acerola , an untapped functional superfruit : a review on latest frontiers," *J. Food Sci. Technol.*, vol. 55, no. 9, pp. 3373–3384, 2018.
- [3] C. V. Pommer, W. Barbosa, D. E. F. Em, C. Quentes, and D. O. Brasil, "The impact of breeding on fruit production in warm climates of brazil," vol. 2, pp. 612–634, 2009.
- [4] Instituto Capixaba de Pesquisa Assistência Técnica e Extensão Rural (INCAPER), "Polos de Fruticultura - Acerola," 2015. [Online]. Available: <https://incaper.es.gov.br/fruticultura-acerola>. [Accessed: 20-Mar-2019].
- [5] Y. R. R. S. Rezende, J. P. Nogueira, and N. Narain, "Microencapsulation of extracts of bioactive compounds obtained from acerola (*Malpighia emarginata* DC) pulp and residue by spray and freeze drying : Chemical , morphological and chemometric characterization," *Food Chem.*, vol. 254, no. February, pp. 281–291, 2018.
- [6] L. Delva and R. Goodrich-Schneider, "Antioxidant activity and antimicrobial properties of phenolic extracts from acerola (*Malpighia emarginata* DC) fruit," *Int. J. Food Sci. Technol.*, vol. 48, no. 5, pp. 1048–1056, 2013.
- [7] F. M. Dias *et al.*, "Acerola (*Malpighia emarginata* DC .) juice intake protects against alterations to proteins involved in inflammatory," *Lipids Heal. Dis*, vol. 13, no. 24, pp. 1–9, 2014.
- [8] R. da Silva Nunes *et al.*, "Antigenotoxicity and Antioxidant Activity of Acerola Fruit (*Malpighia glabra* L.) at Two Stages of Ripeness," *Plant Foods Hum. Nutr.*, vol. 66, no. 2, pp. 129–135, 2011.
- [9] P. B. . Silva, C. R. . Duarte, and M. A. S. . Barrozo, "A novel system for drying of agro-industrial acerola (*Malpighia emarginata* D. C.) waste for use as bioactive compound source," *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.*, vol. 52, pp. 350–357, Mar. 2019.
- [10] N. Medina-Torres, T. Ayora-Talavera, H. Espinosa-Andrews, A. Sánchez-Contreras, and N. Pacheco, "Ultrasound Assisted Extraction for the Recovery of

- Phenolic Compounds from Vegetable Sources,” *Agronomy*, vol. 7, no. 47, p. 19, 2017.
- [11] F. Chemat, Zill-E-Huma, and M. K. Khan, “Applications of ultrasound in food technology: Processing, preservation and extraction,” *Ultrason. Sonochem.*, vol. 18, no. 4, pp. 813–835, 2011.
- [12] C. Carrera, A. Ruiz-Rodríguez, M. Palma, and C. G. Barroso, “Ultrasound assisted extraction of phenolic compounds from grapes,” *Anal. Chim. Acta*, vol. 732, pp. 100–104, 2012.
- [13] M. Vinatoru, “An overview of the ultrasonically assisted extraction of bioactive principles from herbs,” *Ultrason. Sonochem.*, vol. 8, no. 3, pp. 303–313, 2001.
- [14] Y. Ramakrishnan, N. M. Adzahan, Y. A. Yusof, and K. Muhammad, “Effect of wall materials on the spray drying efficiency, powder properties and stability of bioactive compounds in tamarillo juice microencapsulation,” *Powder Technol.*, vol. 328, pp. 406–414, 2018.
- [15] A. Gharsallaoui, G. Roudaut, O. Chambin, A. Voilley, and R. Saurel, “Applications of spray-drying in microencapsulation of food ingredients: An overview,” *Food Res. Int.*, vol. 40, no. 9, pp. 1107–1121, 2007.
- [16] E. M. F. Lima, M. C. M. Madalão, D. B. Benincá, S. H. Saraiva, and P. I. Silva, “Effect of encapsulating agent and drying air temperature on the characteristics of microcapsules of anthocyanins and polyphenols from juçara (*Euterpe edulis Martius*),” *Int. Food Res. J.*, vol. 26 (2), p. 11, 2019.
- [17] A. L. Bernardes, J. A. Moreira, M. das G. V. Tostes, N. M. B. Costa, P. I. Silva, and A. G. V. Costa, “In vitro bioaccessibility of microencapsulated phenolic compounds of jussara (*Euterpe edulis Martius*) fruit and application in gelatine model-system,” *LWT - Food Sci. Technol.*, vol. 102, no. April 2018, pp. 173–180, 2019.
- [18] Instituto Adolfo Lutz (IAL), “4ª Edição, 1ª Edição Digital,” *Métodos físicos-químicos para análise Aliment.*, p. 1020, 2008.
- [19] Y. Z. Cai and H. Corke, “Production and Properties of Spray-dried,” *J. Food Sci.*, vol. 65, no. 3600, pp. 1248–1252, 2000.
- [20] P. I. Silva, P. C. Stringheta, R. F. Teófil, and I. R. N. de Oliveira, “Parameter optimization for spray-drying microencapsulation of jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba*) peel extracts using simultaneous analysis of responses,” *J. Food Eng.*, vol. 117, no. 4, pp. 538–544, 2013.
- [21] J. E. Eastman and R. Moore, “Cold-water-soluble granular starch for gelled food compositions,” *United States Pat.*, no. 19, p. 10, 1984.
- [22] B. Shu, W. Yu, Y. Zhao, and X. Liu, “Study on microencapsulation of lycopene by spray-drying,” *J. Food Eng.*, vol. 76, no. 4, pp. 664–669, 2006.
- [23] V. L. Singleton, Rossi, J. A., and J. . Jr, “Colorimetry of total phenolics with acid reagents,” *PHENOLICS Determ.*, pp. 144–158, 1965.
- [24] D. O. Kim, S. W. Jeong, and C. Y. Lee, “Antioxidant capacity of phenolic phytochemicals from various cultivars of plums,” *Food Chem.*, vol. 81, no. 3, pp. 321–326, 2003.
- [25] M. Giusti and R. E. Wrolstad, “Current protocols in food analytical chemistry, anthocyanins,” *Extr. Isol. Purif. anthocyanins.*, p. 1000, 2001.
- [26] A. L. C. Silveira, “Validação de métodos para a determinação de compostos fenólicos em melancia.” Dissertação de Mestrado. Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco, 2013.
- [27] R. Re, N. Pellegrini, A. Proteggente, A. Pannala, M. Yang, and C. Rice-Evans, “Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization

- assay," *Free Radic. Biol. Med.*, vol. 26, no. 9–10, pp. 1231–1237, 1999.
- [28] W. Brand-Williams, M. E. Cuvelier, and C. Berset, "Respostas Perceptivas E," *LWT - Food Sci. Technol.*, vol. 28, no. 1, pp. 25–30, 1995.
- [29] I. F. F. Benzie and J. J. Strain, "Determination of optimal extraction conditions for phenolic compounds from: *Pistacia atlantica* leaves using the response surface methodology," *Anal. Biochem.*, vol. 8, no. 31, pp. 6107–6114, 1996.
- [30] M. L. Morais, A. C. R. Silva, C. R. R. Araújo, E. A. Esteves, and N. A. V. Dessimoni-Pinto, "Determinação do potencial antioxidante in vitro de frutos do Cerrado brasileiro," *Rev. Bras. Frutic.*, vol. 35, no. 2, pp. 355–360, 2013.
- [31] Z. Idham, I. I. Muhamad, and M. R. Sarmidi, "Degradation kinetics and color stability of spray-dried encapsulated anthocyanins from *Hibiscus sabdariffa* L.," *J. Food Process Eng.*, vol. 35, no. 4, pp. 522–542, 2012.
- [32] G. Derringer and R. Suich, "Simultaneous Optimization of Several Response Variables," *J. Qual. Technol.*, vol. 12, no. 4, pp. 214–219, 1980.
- [33] D. P. Xu *et al.*, "Natural antioxidants in foods and medicinal plants: Extraction, assessment and resources," *Int. J. Mol. Sci.*, vol. 18, no. 1, pp. 20–31, 2017.
- [34] T. R. Marques, A. A. Caetano, A. A. Simão, F. C. de O. Castro, V. de O. Ramos, and A. D. Corrêa, "Metanolic extract of *Malpighia emarginata* bagasse: Phenolic compounds and inhibitory potential on digestive enzymes," *Brazilian J. Pharmacogn.*, vol. 26, no. 2, pp. 191–196, 2016.
- [35] R. V. . Tonon, C. . Brabet, and M. D. . Hubinger, "Influence of process conditions on the physicochemical properties of açai (*Euterpe oleracea* Mart.) powder produced by spray drying," *J. Food Eng.*, vol. 88, no. 3, pp. 411–418, 2008.
- [36] A. L. R. Rattes and W. P. Oliveira, "Spray drying conditions and encapsulating composition effects on formation and properties of sodium diclofenac microparticles," *Powder Technol.*, vol. 171, no. 1, pp. 7–14, 2007.
- [37] P. N. Ezhilarasi, D. Indrani, B. S. Jena, and C. Anandharamakrishnan, "Freeze drying technique for microencapsulation of *Garcinia* fruit extract and its effect on bread quality," *J. Food Eng.*, vol. 117, no. 4, pp. 513–520, 2013.
- [38] S. A. Mahdavi, S. M. Jafari, E. Assadpoor, and D. Dehnad, "Microencapsulation optimization of natural anthocyanins with maltodextrin, gum Arabic and gelatin," *Int. J. Biol. Macromol.*, vol. 85, pp. 379–385, 2016.
- [39] V. B. De Souza, M. Thomazini, J. C. D. C. Balieiro, and C. S. Fávaro-Trindade, "Effect of spray drying on the physicochemical properties and color stability of the powdered pigment obtained from vinification byproducts of the Bordo grape (*Vitis labrusca*)," *Food Bioprod. Process.*, vol. 93, no. June, pp. 39–50, 2015.
- [40] L. Franceschinis, D. M. Salvatori, N. Sosa, and C. Schebor, "Physical and Functional Properties of Blackberry Freeze- and Spray-Dried Powders," *Dry. Technol.*, vol. 32, no. 2, pp. 197–207, 2014.
- [41] L. S. Kuck and C. P. Z. Noreña., "Microencapsulation of grape (*Vitis labrusca* var. Bordo) skin phenolic extract using gum Arabic, polydextrose, and partially hydrolyzed guar gum as encapsulating agents," *FOOD Chem.*, vol. 194, pp. 569–576, 2016.
- [42] A. Piovesana and C. P. Z. Noreña, "Microencapsulation of Bioactive Compounds from *Hibiscus* Calyces Using Different Encapsulating Materials," *Int. J. of Food Eng.*, p. 9, 2018.
- [43] J. A. Pellicer *et al.*, "Optimization of the microencapsulation of synthetic strawberry flavour with different blends of encapsulating agents using spray drying," *Powder Technol.*, vol. 338, pp. 591–598, 2018.
- [44] J. de C. G. Rocha *et al.*, "Microencapsulation by atomization of the mixture of

- phenolic extracts," *Powder Technol.*, vol. 343, pp. 317–325, 2018.
- [45] R. T. Rigon and C. P. Z. Noreña, "Microencapsulation by spray-drying of bioactive compounds extracted from blackberry (*rubus fruticosus*)," *J. Food Sci. Technol.*, vol. 53, no. March, pp. 1515–1524, 2016.
- [46] K. Sarabandi, S. H. Peighambaroust;, A. R. S. Mahoonak;, and S. P. Samaei., "Effect of different carriers on microstructure and physical characteristics of spray dried apple juice concentrate," *J. Food Sci. Technol.*, vol. 55, no. 8, pp. 3098–3109, 2018.
- [47] Y. B. Che Man, J. Irwandi, and W. J. W. Abdullah, "Effect of different types of maltodextrin and drying methods on physico-chemical and sensory properties of encapsulated durian flavour," *J. Sci. Food Agric.*, vol. 79, no. 8, pp. 1075–1080, 1999.
- [48] R. V. Tonon, C. Brabet, D. Pallet, P. Brat, and M. D. Hubinger, "Physicochemical and morphological characterisation of açai (*Euterpe oleraceae* Mart.) powder produced with different carrier agents," *Int. J. Food Sci. Technol.*, vol. 44, no. 10, pp. 1950–1958, 2009.
- [49] S. Saikia, N. K. Mahnot, and C. L. Mahanta, "Optimisation of phenolic extraction from *Averrhoa carambola* pomace by response surface methodology and its microencapsulation by spray and freeze drying," *Food Chem.*, vol. 171, pp. 144–152, 2015.
- [50] K. Sarabandi, S. H. Peighambaroust, A. S. Mahoonak, and S. P. Samaei, "Effect of carrier types and compositions on the production yield, microstructure and physical characteristics of spray dried sour cherry juice concentrate," *J. Food Meas. Charact.*, vol. 11, no. 4, pp. 1602–1612, 2017.
- [51] S. M. Jafari, M. Ghalegi Ghalenoei, and D. Dehnad, "Influence of spray drying on water solubility index, apparent density, and anthocyanin content of pomegranate juice powder," *Powder Technol.*, vol. 311, 2017.
- [52] M. Rosenberg, I. J. Kopelman, and Y. Talmon, "A Scanning Electron Microscopy Study of Microencapsulation," *J. Food Sci.*, vol. 50, no. 1, pp. 139–144, 1985.
- [53] M. Cano-chauca, P. C. Stringheta, A. M. Ramos, and J. Cal-vidal, "Effect of the carriers on the microstructure of mango powder obtained by spray drying and its functional characterization," *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.*, vol. 6, pp. 420–428, 2005.
- [54] L. S. Chang, R. Karim, S. M. Abdulkarim, Y. Aniza, and H. M. Ghazali, "Storage stability , color kinetics and morphology of spray-dried soursop (*Annona muricata* L .) powder : effect of anticaking agents," *Int. J. Food Prop.*, vol. 21, no. 1, pp. 1937–1954, 2018.
- [55] D. F. Rocha-Parra, M. C. Lanari, M. C. Zamora, and J. Chirife, "Influence of storage conditions on phenolic compounds stability, antioxidant capacity and colour of freeze-dried encapsulated red wine," *LWT - Food Sci. Technol.*, vol. 70, pp. 162–170, 2016.
- [56] J. M. Aguilera and D. W. Stanley, *Microstructural principles of food processing and engineering.*, 2nd ed. USA, 1999.
- [57] D. M. Jiménez-Aguilar, A. E. Ortega-Regules, J. D. Lozada-Ramírez, M. C. I. Pérez-Pérez, E. J. Vernon-Carter, and J. Welti-Chanes, "Color and chemical stability of spray-dried blueberry extract using mesquite gum as wall material," *J. Food Compos. Anal.*, vol. 24, no. 6, pp. 889–894, 2011.
- [58] S. Y. Quek, N. K. Chok, and P. Swedlund, "The physicochemical properties of spray-dried watermelon powders," *Chem. Eng. Process. Process Intensif.*, vol. 46, no. 5, pp. 386–392, 2007.

- [59] J. M. Obón, M. R. Castellar, M. Alacid, and J. A. Fernández-López, "Production of a red-purple food colorant from *Opuntia stricta* fruits by spray drying and its application in food model systems," *J. Food Eng.*, vol. 90, no. 4, pp. 471–479, 2009.
- [60] A. Mishra, A. K. Sharma, S. Kumar, A. K. Saxena, and A. K. Pandey, "Bauhinia variegata leaf extracts exhibit considerable antibacterial, antioxidant, and anticancer activities," *Biomed Res. Int.*, vol. 2013, 2013.
- [61] R. V. Tonon, C. Brabet, and M. D. Hubinger, "Anthocyanin stability and antioxidant activity of spray-dried açai (*Euterpe oleracea* Mart.) juice produced with different carrier agents," *Food Res. Int.*, vol. 43, no. 3, pp. 907–914, 2010.
- [62] V. M. Burin, P. N. Rossa, N. E. Ferreira-Lima, M. C. R. Hillmann, and M. T. Boirdignon-Luiz, "Anthocyanins: optimisation of extraction from Cabernet Sauvignon grapes, microcapsulation and stability in soft drink," *Int. J. Food Sci. Technol.*, vol. 46, no. 1, pp. 186–193, 2011.
- [63] K. Kaderides, A. M. Goula, and K. G. Adamopoulos, "A process for turning pomegranate peels into a valuable food ingredient using ultrasound-assisted extraction and encapsulation," *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.*, vol. 31, pp. 204–215, 2015.
- [64] B. Bazaria and P. Kumar, "Effect of whey protein concentrate as drying aid and drying parameters on physicochemical and functional properties of spray dried beetroot juice concentrate," *Food Biosci.*, vol. 14, pp. 21–27, 2016.
- [65] A. Horszwald, H. Julien, and W. Andlauer, "Characterisation of Aronia powders obtained by different drying processes," *Food Chem.*, vol. 141, no. 3, pp. 2858–2863, 2013.
- [66] M. Çam, N. C. İçyer, and F. Erdoğan, "Pomegranate peel phenolics: Microencapsulation, storage stability and potential ingredient for functional food development," *LWT - Food Sci. Technol.*, vol. 55, no. 1, pp. 117–123, 2014.
- [67] J. Bouayed, L. Hoffmann, and T. Bohn, "Total phenolics, flavonoids, anthocyanins and antioxidant activity following simulated gastro-intestinal digestion and dialysis of apple varieties: Bioaccessibility and potential uptake," *Food Chem.*, vol. 128, no. 1, pp. 14–21, 2011.
- [68] G. Sudha, S. Vadivukkarasi, R. B. I. Shree, and P. Lakshmanan, "Antioxidant activity of various extracts from an edible mushroom *pleurotus eous*," *Food Sci. Biotechnol.*, vol. 21, no. 3, pp. 661–668, 2012.
- [69] O. Firuzi, A. Lacanna, R. Petrucci, G. Marrosu, and L. Saso, "Evaluation of the antioxidant activity of flavonoids by 'ferric reducing antioxidant power' assay and cyclic voltammetry," *Biochim. Biophys. Acta - Gen. Subj.*, vol. 1721, no. 1–3, pp. 174–184, 2005.
- [70] L. Yinbin, L. Wu, M. Weng, B. Tang, P. Lai, and J. Chen, "Effect of different encapsulating agent combinations on physicochemical properties and stability of microcapsules loaded with phenolics of plum (*Prunus salicina* lindl.)," *Powder Technol.*, vol. 340, pp. 459–464, 2018.
- [71] A. Tsali and A. M. Goula, "Valorization of grape pomace: Encapsulation and storage stability of its phenolic extract," *Powder Technol.*, vol. 340, pp. 194–207, 2018.
- [72] S. S. Santos, L. M. Rodrigues, S. C. Costa, and G. S. Madrona, "Antioxidant compounds from blackberry (*Rubus fruticosus*) pomace: Microencapsulation by spray-dryer and pH stability evaluation," *Food Packag. Shelf Life*, p. 100177, Dec. 2017.
- [73] V. B. De Souza *et al.*, "Functional properties and stability of spray-dried pigments

- from Bordo grape (*Vitis labrusca*) winemaking pomace," *Food Chem.*, vol. 164, pp. 380–386, 2014.
- [74] Z. Fang and B. Bhandari, "Encapsulation of polyphenols - A review," *Trends Food Sci. Technol.*, vol. 21, no. 10, pp. 510–523, 2010.
- [75] K. M. Herbach, F. C. Stintzing, and R. Carle, "Betalain stability and degradation - Structural and chromatic aspects," *J. Food Sci.*, vol. 71, no. 4, pp. 41–50, 2006.
- [76] J. H. Pasch and J. H. von Elbe, "Betanine Degradation As Influenced By Water Activity," *J. Food Sci.*, vol. 40, no. 6, pp. 1145–1147, 1975.

5. CONCLUSÃO

Com o levantamento bibliográfico conclui-se que os subprodutos de frutas são ricos em compostos bioativos e possuem elevada capacidade antioxidante, apresentam possibilidades de uso e recuperação dos fitoquímicos presentes. Esse estudo valoriza e estimula a utilização de subprodutos de frutas como ingredientes e aditivos alimentícios, formulação de embalagens e filmes alimentícios.

O subproduto de acerola apresentou potencial promissor de utilização, possibilitando a obtenção de um extrato rico em compostos bioativos e capacidade antioxidante. A microencapsulação mostrou ser uma boa alternativa para o extrato de resíduo de acerola, obtendo pós com potencial para serem utilizados como fonte de compostos bioativos antioxidantes e corantes naturais em produtos formulados. Os compostos bioativos foram sensíveis ao armazenamento e possivelmente à presença de luz.

Posteriormente, em estudos futuros, sugere-se analisar se a incidência de luz influenciou realmente na degradação desses compostos e como os compostos bioativos e a capacidade antioxidante se comportam durante um tempo de armazenamento longo dos pós. Paralelamente, pesquisas podem ser realizadas aplicando o extrato e os pós obtidos em sistemas alimentícios de alto consumo pela população, avaliando o enriquecimento, a bioacessibilidade, a segurança, a vida de prateleira e as características sensoriais desse alimento.

APÊNDICE

APÊNDICE A - Material suplementar do artigo original



Figura 1: Subproduto de acerola.



Figura 2: Extrato concentrado do resíduo do despulpamento da acerola.

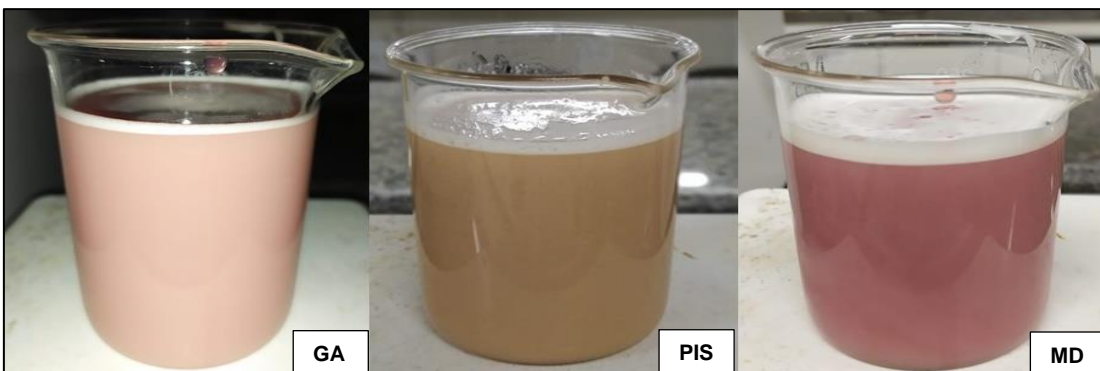


Figura 3: Extrato concentrado com os agentes encapsulantes goma arábica (GA), proteína isolada de soro de leite (PIS) e maltodextrina (MD).

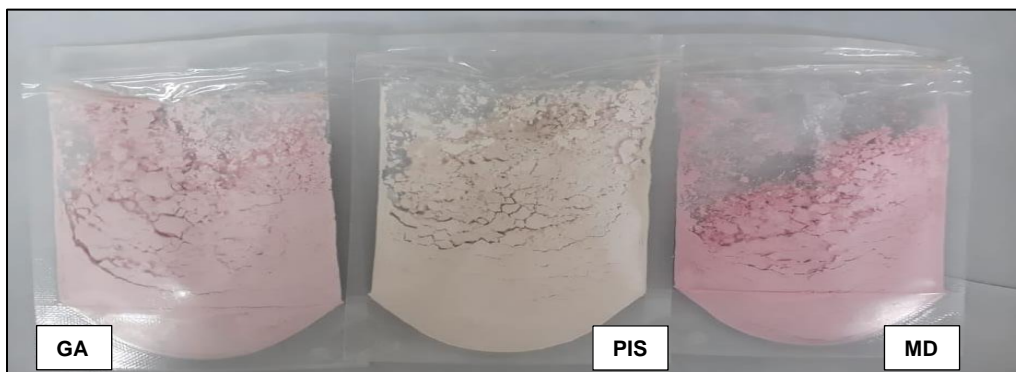


Figura 4: Pós secos por spray drying encapsulados com goma arábica (GA), proteína isolada de soro de leite (PIS) e maltodextrina (MD).



Figura 5: Pós secos por liofilização encapsulados com goma arábica (GA), proteína isolada de soro de leite (PIS) e maltodextrina (MD).

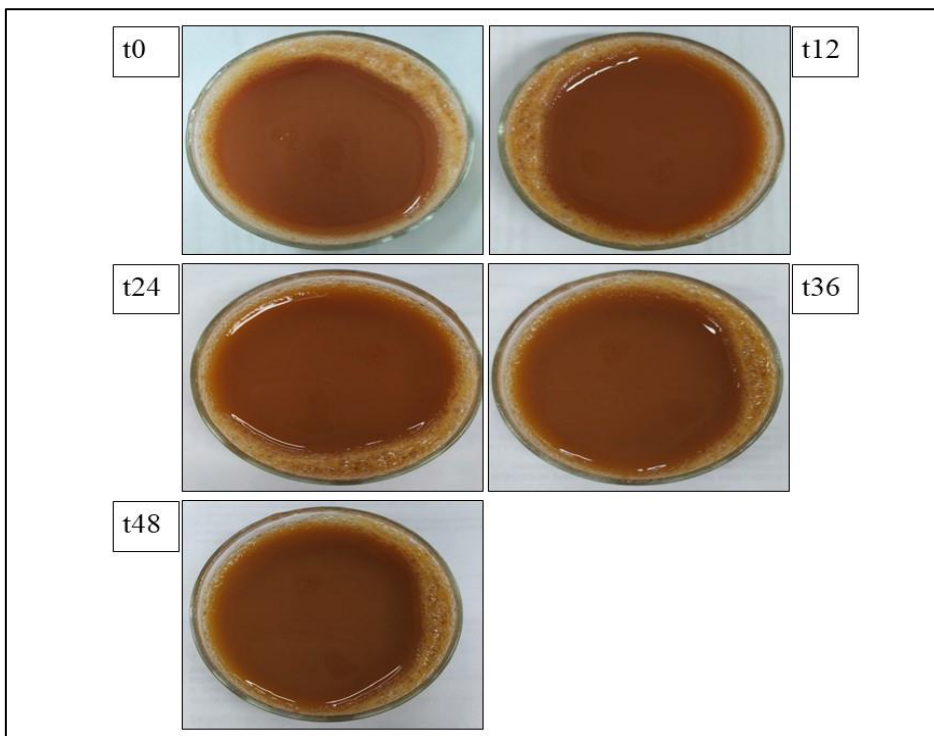


Figura 6: Fotografia do sistema modelo de gelatina com incorporação do pó do extrato do resíduo de acerola, encapsulado por spray dryer com proteína isolada do soro de leite, nos tempos zero (t0), 12 (t12), 24 (t24), 36 (t36) e 48 (t48) horas de armazenamento.