

IMPACTO DO PROCESSO DE SECAGEM NO CONTEÚDO DE COMPOSTOS BIOATIVOS PRESENTES NAS FOLHAS DE OLIVEIRA (*Olea europaea*)

L. M. M. MACHADO¹, R. NASCIMENTO¹ e G. S. ROSA¹

¹ Universidade Federal do Pampa, Curso de Engenharia Química
E-mail para contato: Lauren_machado@hotmail.com

RESUMO – Além de ricas em óleos e elevada capacidade antioxidante, as folhas de oliveira (*Olea europaea*) são utilizadas em medicações e, popularmente, como calmante natural. Essas folhas são comumente consideradas como resíduos, uma vez que a indústria tem interesse maior no fruto, utilizado na obtenção do azeite de oliva. O presente trabalho teve como objetivo analisar os compostos bioativos presentes nas folhas de oliveira, e verificar a influência da operação de secagem no conteúdo destes compostos. Para o processo de secagem, as amostras foram colocadas em um secador de leito fixo com escoamento paralelo de ar, nas temperaturas de 50 e 80 °C e velocidade de 2 m/s. Através do monitoramento dos dados durante os experimentos foram obtidas as curvas de cinética de secagem. A quantificação de fenóis totais foi realizada pelo método de Singleton e Rossi (1965), enquanto que a determinação de clorofila total foi realizada através do método de Lichtenthaler (1987). Os resultados obtidos para fenóis totais foram entre 8 e 14 mg.g⁻¹, enquanto que o conteúdo de clorofilas totais foi entre 12 e 46 mg.100 g⁻¹.

1. INTRODUÇÃO

O cultivo das oliveiras *Olea europaea* L., da família Oleaceae, chegou ao Brasil no século 19 atribuindo grande investimento dos produtores nesta área de olivicultura. A planta é milenar, mas o cultivo está se desenvolvendo aos poucos no Brasil. Segundo Coutinho *et al.*, (2009) o cultivo das oliveiras introduziu-se nas regiões Sul e Sudeste (Minas Geras, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul), devido apresentar o clima semiárido. É cultivada normalmente em regiões do mediterrâneo, caracterizadas por apresentarem elevadas temperaturas e baixo índice pluviométrico nos meses secos (verão).

Com a implantação dos olivais e o crescimento do consumo do óleo oriundo desses, o interesse nesta matéria-prima tem aumentado. De acordo com pesquisadores, são vários os benefícios relacionados as oliveiras, para a saúde humana, produção de cosméticos, formulação de medicamentos e na área gastronômica. Junto com o crescimento dos olivais, surgiram os cuidados necessários para ter frutos de ótima qualidade, onde uma das principais etapas é a prática de poda, que são realizadas ao longo da vida de uma oliveira, buscando equilibrar o crescimento e a frutificação. Fundamentalmente, quando ocorre a poda o que menos se pretende manter, são os ramos lenhosos e

grossos, gerando uma quantidade significativa de resíduos orgânicos (Coutinho *et al.*, 2009).

Estudos indicam que esses resíduos apresentam diversas potencialidades de componentes, melhores do que os presentes no fruto. Componentes estes com alta capacidade antioxidante, além de serem ricos em bioativos como fenóis e clorofila. De acordo com Melo *et al.*, (2008), os compostos fenólicos são substâncias amplamente distribuídas na natureza, sendo que, este grande e complexo grupo, faz parte dos constituintes de uma variedade de vegetais, frutas e produtos industrializados. Podem ser pigmentos, que dão a aparência colorida, ou apenas produtos do metabolismo secundário, normalmente derivado de reações de defesa das plantas contra agressões do ambiente. Esses compostos agem como antioxidantes, não somente pela sua habilidade em doar hidrogênio ou elétrons, mas também em virtude de seus radicais intermediários estáveis, que impedem a oxidação de vários ingredientes, particularmente de lipídios. Segundo Ctenas (2000) *apud* Jacques (2009), as clorofilas são pigmentos geralmente encontrados em folhas, frutos e outros alimentos de origem vegetal e responsáveis pelas colorações amarela, alaranjada e vermelha, sendo que nos vegetais folhosos apresentam coloração verde intensa, devido a suas fortes absorções das regiões azuis e vermelhas do espectro eletromagnético, e por causa destas absorções, a luz que ela reflete e transmite parece verde.

Devido ao excesso de folhas de oliveira provenientes da etapa de poda, tem-se visto a necessidade do aproveitamento deste resíduo. Uma das alternativas que está sendo tomada é a utilização das folhas de oliveira para chás, tendo a finalidade antioxidante dentre outras funções que auxiliam a saúde. Devido à presença de um elevado conteúdo de umidade nas folhas *in natura* o estudo de técnicas de processamento para esta matéria-prima torna-se relevante. A secagem é uma operação unitária muito utilizada para aumentar a vida útil do material, reduzindo a umidade e evitando o desenvolvimento de micro-organismos. O processo de secagem, realizado sem controle, pode acarretar nas perdas de nutrientes e vitaminas presentes no material. Assim, deve-se realizar um estudo, levando em consideração a matéria-prima que se quer secar e qual a finalidade do processo de secagem (Machado, 2013).

O objetivo do presente trabalho foi analisar os compostos bioativos (fenóis e clorofila) presentes nas folhas de oliveira *in natura* e verificar a influência da operação de secagem nas temperaturas de 50 e 80 °C no conteúdo destes compostos.

2. MATERIAS E MÉTODOS

2.1. Matéria-prima

O presente trabalho foi realizado no Laboratório de Fenômenos de Transportes da Universidade Federal do Pampa. Como matéria-prima foram utilizadas folhas de oliveira, fornecidas por produtores do município da região do Pampa Gaúcho. As amostras foram colhidas no período da manhã e armazenadas sob refrigeração até momento do experimento. A análise de umidade da matéria-prima foi realizada pelo método de secagem em estufa a 105 °C por 24 h.

2.2 Equipamento experimental

Para realização dos experimentos do processo de secagem da folha da oliveira utilizou-se um secador de leito fixo de fluxo paralelo, conforme apresentado na Figura 1.



Figura 1 – Secador de leito fixo.

O equipamento utilizado foi um secador composto por (1) balança eletrônica que realiza determinação das massas das amostras, (2) anemômetro que verifica a velocidade do ar de secagem, e no interior do túnel uma bandeja que se encontrava acoplada na balança eletrônica, (3) painel elétrico que controla a temperatura do ar de secagem e indica as temperaturas de bulbo seco e bulbo úmido do ar, (4) psicrômetro e (5) compartimento do soprador centrífugo.

A Figura 2 apresenta a bandeja que foi utilizada no experimento, com a amostra de folhas de oliveira.



Figura 2 – Bandeja com amostra.

Para a determinação das análises de fenóis totais e clorofila, utilizou um espectrofotômetro UV 755B, (Figura 3a). Para experimento de clorofila utilizou-se também uma centrífuga da Marca Quimis, (Figura 3b).

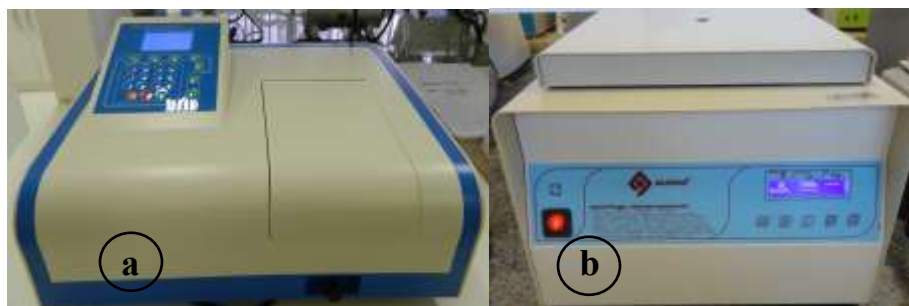


Figura 3 – Espectrofotômetro (a) e centrífuga de bancada (b).

2.3 Procedimento experimental

Cinética de secagem: Para realização dos ensaios de secagem, primeiramente o psicrômetro foi preenchido com água. O soprador foi ligado, ajustando a velocidade do ar de secagem em 2 m/s e a temperatura do ar (50 e 80 °C). Após atingir as condições de regime permanente, a bandeja com amostras foi inserida no interior do secador, registrando o peso inicial do conjunto. Foram monitoradas durante o experimento as condições massa da amostra, temperatura do bulbo seco e bulbo úmido com auxílio do psicrômetro, e a temperatura do ar de secagem. Nos primeiros 20 min de secagem foram monitoradas de 1 em 1 min e após essas condições a cada 2 min e 3 min, até que atinge-se massa constante, assim sendo finalizado o processo de secagem.

Caracterização de fenóis totais: A quantificação dos compostos fenólicos foi determinada segundo método Singleton e Rossi (1965), com algumas modificações. Inicialmente pesou-se 1 g de amostra triturada, diluindo-se em 50 mL de metanol, seguido da homogeneizado por 30 min em mesa agitadora, prosseguindo da filtração à vácuo. Para caracterização dos fenóis totais foi retirado uma alíquota 1 mL do extrato obtido e adicionado 10 mL de água destilada e 1 mL de reagente de Folin-Ciocalteu sem diluição, deixou-se reagir por 3 min, após adicionou-se uma solução de carbonato de cálcio 3,75 %, deixando assim repousar por mais 2 h no escuro. Efetuou-se a leitura da absorbância em espectrofotômetro com comprimento de 760 nm, utilizando como branco água destilada. A análise foi realizada em triplicata e os resultados expressos em mg de ácido gálico.g⁻¹.

Determinação das clorofilas: Para determinação da clorofila foi realizado o método citado por Lichtenthaler (1987), com algumas modificações. Pesou-se 1 g de amostra triturada, acrescentando-se 10 mL de uma solução de 80 % acetona (v/v). Após, centrifugou-se em 4000 g por 10 min e o sobrenadante foi após transferido para um balão volumétrico de 25 mL, completando o volume com a solução de acetona a 80% (v/v). Realizou-se a leituras em

espectrofotômetro com os comprimentos de onda a 647 nm e 663 nm, utilizando como branco acetona 80 % (v/v). Os resultados foram expressos em $\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$.

Utilizando as Equações 2 e 3, calculou-se o conteúdo de clorofila a e b, e através da Equação 1, determinou-se o conteúdo de clorofilas totais.

$$\text{Clorofilas Totais} = 7,15 (A_{663}) + 18,71 (A_{647}) \quad (1)$$

$$\text{Clorofila a} = 12,25 (A_{663}) - 2,79 (A_{647}) \quad (2)$$

$$\text{Clorofila b} = 21,50 (A_{647}) - 5,10 (A_{663}) \quad (3)$$

em que (A_{663}) e (A_{647}) são as absorbâncias nos respectivos comprimentos de onda.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foi realizado o estudo da cinética de secagem das folhas de oliveira *in natura*, que caracterizaram-se por apresentar conteúdo de umidade de $49,27 \pm 0,75$ % (b.u.). A amostra comercializada de folhas secas apresentou conteúdo de umidade de $6,97 \pm 0,11$ (b.u.).

Através dos dados experimentais pode-se construir as curvas de cinética de secagem das folhas de oliveira secas em secador de leito fixo, em que explorou-se o conteúdo de umidade (b.s) em função do tempo. Os resultados das curvas de secagem encontram-se na Figura 4, em que as temperaturas das secagens foram 50 e 80 °C e velocidade do ar 2 m/s.

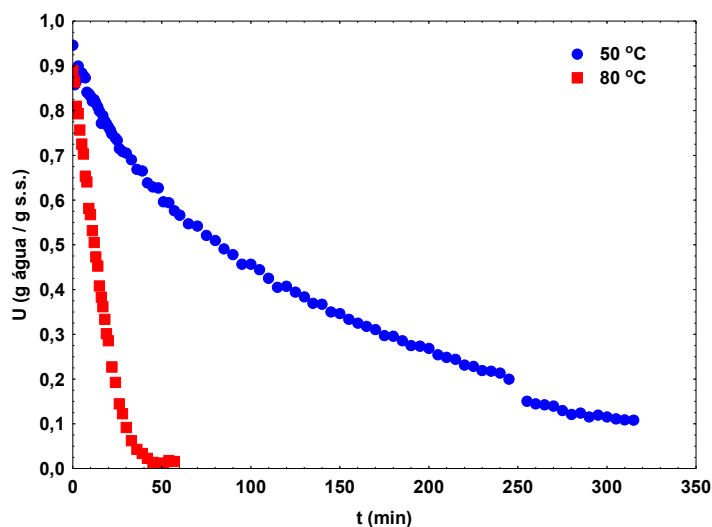


Figura 4 - Cinética de secagem em diferentes condições.

Pode-se verificar na Figura 4 que como previsto, que com o aumento da temperatura do ar ocorreu aceleração do processo de secagem, proporcionando um tempo mais curto de processo. O conteúdo de umidade das amostras, após as secagens foram de $9,75 \pm 0,1$ e $1,59 \pm 0,2$ % (b.u.) para 50 e 80 °C, respectivamente. Para a secagem realizada na temperatura de 50 °C a curva de cinética indica que a secagem ocorreu somente em período de taxa decrescente, enquanto que para a temperatura de 80 °C foi possível observar um período de taxa constante seguido de um período de taxa decrescente no experimento. De acordo com Lima (1995), a taxa constante ocorre devido à grande quantidade de água presente no material, sendo evaporada como água livre, sendo constante até que se inicie a migração da água do interior do produto, quando toda a água da superfície tiver sido evaporada. Enquanto que o período de taxa decrescente pode ser interpretado de forma que a redução da taxa de secagem pela diminuição da superfície úmida, ou então por uma redução da pressão parcial do vapor de água na superfície do produto, sendo que no fim deste período o produto se encontra em equilíbrio com o ar de secagem.

A Tabela 1 apresenta os resultados da determinação de fenóis totais das amostras das folhas de oliveira, que foram expressos em base úmida e base seca.

Tabela 1 – Dados experimentais de fenóis totais

Amostras	Fenóis totais (mg de ácido gálico.g ⁻¹ , b.u)	Fenóis totais (mg de ácido gálico.g ⁻¹ , b.s)
<i>in natura</i>	8,25 ± 0,22	16,07 ± 0,45
Comercializada	14,48 ± 0,02	15,58 ± 0,02
Seca a 50 °C	9,97 ± 0,29	11,28 ± 0,32
Seca a 80 °C	12,98 ± 0,67	13,50 ± 0,68

Pode-se observar através da Tabela 1 que a amostra que apresentou maior conteúdo de compostos fenólicos totais foi da amostra *in natura*, conforme esperado. As amostras secas apresentaram valores inferiores, uma vez que a amostra seca na temperatura de 50 °C apresentou maior perda destes compostos. Este comportamento pode estar associado com o fato das amostras secas em 50 °C terem sido expostas a secagem por um maior período de tempo (315 min), uma vez que a secagem em 80 °C teve duração de 57 min.

Lima (2011) comparou dois métodos diferentes para verificar qual apresentaria um conteúdo de fenóis totais maior para a infusão de folhas de oliveira *in natura*. Os valores reportados no estudo variaram entre 197 e 391 mg.L⁻¹, enquanto que no presente trabalho os valores foram de 82,5 mg.L⁻¹, para a amostra *in natura*. Infere-se que esta diferença pode estar relacionada com o método de preparo das amostras e o uso de folhas de espécies diferentes.

A Tabela 2 apresenta os resultados da caracterização de clorofilas *a* e *b* e clorofila totais nos extratos das folhas de oliveira.

Tabela 2 – Determinação de clorofilas

Amostras	Clorofila “a” (mg.100g ⁻¹)	Clorofila “b” (mg.100g ⁻¹)	Clorofila totais (mg.100g ⁻¹)
<i>In natura</i>	33,10 ± 0,42	12,97 ± 0,04	46,07 ± 0,37
Comercializada	8,15 ± 0,59	4,35 ± 0,26	12,50 ± 0,85
Seca a 50 °C	19,20 ± 0,35	9,78 ± 0,26	28,98 ± 0,43
Seca a 80 °C	12,30 ± 0,43	6,25 ± 0,20	18,55 ± 0,63

Dentre os extratos analisados o que maior apresentou teor de clorofila foi o *in natura*, enquanto que as amostras que passaram pelo processo de secagem apresentaram teores de clorofila menores, o que pode estar associado com a técnica de processamento. Segundo Bauer *et al.*, (2011) durante o período de amadurecimento dos frutos de azeitona, o conteúdo de clorofila diminuiu de 28,5 mg.100g⁻¹ para 0,31 mg.100g⁻¹ (variedade Arbequina). Desta forma, pode-se verificar que as folhas de oliveira apresentam maior conteúdo de clorofilas do que os frutos da azeitona.

5. CONCLUSÕES

Os resultados obtidos demonstraram que as curvas de secagens indicaram somente período de taxa decrescente para 50 °C, e constante seguido de decrescente para 80 °C. Através das análises de compostos bioativos para as diferentes amostras verificou-se que a temperatura de secagem influencia o conteúdo destes compostos, de forma que para fenóis totais a amostra seca em 50 °C apresentou maior perda.

6. REFERÊNCIAS

- BAUER, V. R. P; DUTRA, F. L. G; ZAMBIASI. Caracterização do fruto da oliveira (*variedade corolea*) cultivada na região sul do Brasil. *Alim. Nutr.*, Araraquara v. 22, n.1, p. 79-87, jan./mar. 2011.
- COUTINHO, E. F; WREGE, M. S; REISSER, C. Jr; ALMEIDA, I. R; STEINMETZ, S; RIBEIRO, F. C; CAPELLARO, T. H; ARAÚJO, F. A. de; FARIA, M. A. R de. Cultivo de Oliveira (*Olea europaea L.*). Sistema de produção, Embrapa, p. 22-27, p 70-81, dez. 2009.
- CTENAS, A; Crescendo com Saúde. 1ª ed. C2 Editora e Consultoria em Nutrição, 2000 *apud* JACQUES, A. C; Estabilidade de compostos bioativos em polpa congelada de amora-preta (*Rubus fruticosus*) cv. tupy, Dissertação de mestrado Ciências, Universidade Federal de Pelotas – RS, p. 13, jul. 2009.
- LICHTENTHALER, H. K. Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods Enzymol.* v. 148, p. 350-381, 1987.
- LIMA, A. C. C. de. Análise experimental da secagem de feijão em leito fixo, leito de jorro e leito de jorro fluidizado. Dissertação de mestrado EQ, Universidade Estadual de Campinas. Campinas – SP, 1995.
- LIMA, K. S.P. Avaliação da Actividade Antioxidante e Antimutagénica em Diferentes Infusões Medicinais: Barbas de milho, Carqueja, Dente de Leão, Folhas de Oliveira e Urtiga-Branca.

Dissertação de mestrado em Tecnologia e Segurança Alimentar, set. 2011.

MACHADO, F, R. Influência das condições de secagem sobre conteúdo de antocianinas presente na amora-preta (*Rubus spp.*). Trabalho de Conclusão de Curso de Engenharia Química, Universidade Federal do Pampa, p.13-14, 2013.

MELO, E de A.; MACIEL, M. I. S; LIMA, V. L. A de G; ARAÚJO, C. R de. Teor de fenóis totais e capacidade antioxidante da polpas congeladas de frutas. *Alim. Nutr.*, Araraquara v.19, n.1, p. 67-72, jan./mar. 2008.

SINGLETON, V, L; ROSSI, J, A. Jr. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagentes. *Amer. J. Enol. Viticult.* v.16, p. 144-158, 1965.

7. AGRADECIMENTOS

A Universidade Federal do Pampa pelo apoio e a Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio Grande do Sul (FAPERGS) pela bolsa de iniciação científica.