

CAPÍTULO 2

SECAGEM

Data de aceite: 02/01/2025

Flávio Alexandre Carvalho

André Gonzaga dos Santos

Júlio Gabriel Sanches de Camargo

Luis Vitor Silva Sacramento

DEFINIÇÃO E IMPORTÂNCIA

A secagem é a operação utilizada para a desidratação (retirada de água) do material vegetal fresco, com início após o encerramento da colheita, para controle da degradação dos metabólitos vegetais por meio de reações de hidrólise ou ações enzimáticas e crescimento microbiano. A secagem transforma o material vegetal fresco na chamada droga vegetal.

O teor de umidade residual recomendado para evitar degradação dos metabólitos vegetais é abaixo de 14 % (Simões et al., 2010). A secagem do material vegetal reduz a massa e o volume, facilita o transporte, diminui os custos de armazenagem, diminui a degradação dos

marcadores ativos e outros metabólitos secundários, torna a etapa de moagem mais eficiente e aumenta o prazo de validade do material vegetal. A fragmentação do material vegetal e a distribuição em camadas finas aumentam a superfície de evaporação e tornam a secagem mais rápida (Simões et al., 2010; Shah e Seth, 2010). Os parâmetros utilizados para avaliar a eficiência da secagem são o teor de umidade residual, que é a quantidade de água livre ou ligada contida no material vegetal após a secagem, e a atividade da água, definida como a quantidade de água disponível para a atividade microbiana (Pou e Raghavan, 2020).

Antes da secagem, pode ser realizada a estabilização, um processo de inativação enzimática que consiste, por exemplo, na utilização de altas temperaturas ($> 60^{\circ}\text{C}$) por curto período de tempo ou através da aplicação de vapor de etanol em ebulição (Simões et al., 2010). Outros métodos de estabilização são através do resfriamento do material vegetal (criopreservação) ou da uperização, que é

aplicação de vapor em alta temperatura seguida de resfriamento imediato (Simões et al., 2017).

MÉTODOS DE SECAGEM

Os métodos de secagem podem ser classificados em **Naturais (secagem ao sol e secagem à sombra)** e **Artificiais (estufa com prateleiras, liofilizador, infravermelho, micro-ondas, radiofrequência, correia transportadora e eletrohidrodinâmica)**, sendo a secagem em estufa (geralmente com circulação de ar) o método mais utilizado (Challa et al., 2020; Shah e Seth, 2010; Cunha, 2005).

A secagem natural ao sol e à sombra são considerados métodos tradicionais e rústicos. Na secagem ao sol, ocorre a formação de uma crosta nas bordas do material vegetal, o que pode impedir a evaporação da água presente no interior, mantendo-o úmido. Além disso, há perdas de partes dos componentes termolábeis, o que é minimizado na secagem à sombra (Simões et al., 2010). Os métodos de secagem naturais são mais baratos, porém menos eficientes, pois são mais lentos, podendo haver a reabsorção de água durante a noite, favorecendo o crescimento de microrganismos e resultando em um teor de umidade residual acima do recomendado, além do risco do ataque de insetos e demais animais (Simões et al., 2010).

Na secagem em estufa (convectiva), a temperatura é uma fator controlado, e em equipamentos mais modernos, fatores que influenciam na eficiência da secagem, como a umidade relativa (UR), “vácuo” e velocidade da circulação de ar, também são controlados. A circulação de ar evita a saturação da estufa com vapores d’água. A recomendação geral sobre a temperatura de secagem para folhas e flores é de $\pm 38^{\circ}\text{C}$, enquanto para raízes e cascas é 60°C , por $\pm 7\text{ d}$, pois acima destas temperaturas alguns metabólitos secundários ativos, como os componentes do óleo essencial (OE) podem se decompor ou evaporar. A secagem em estufa é bastante utilizada devido ao menor custo e fácil operação (Simões et al., 2010). Quando é utilizada uma única temperatura ou UR, é denominada de secagem isotérmica. Contudo, há uma modalidade de secagem em estufa com variação da temperatura, sendo denominada de secagem não isotérmica ou intermitente. A secagem não isotérmica apresenta redução de tempo e mantém a qualidade do produto (Martynenko e Kudra, 2015).

A secagem em liofilizador é baseada na sublimação sob pressão reduzida da água congelada, ou seja, a água passa diretamente do estado sólido para o gasoso. O processo de liofilização acontece em duas etapas: na primeira etapa há a redução da pressão (“vácuo”) e aumento da temperatura para sublimar a água congelada, enquanto na segunda a água não congelada é removida aplicando uma temperatura maior do que na primeira etapa. A pressão reduzida aplicada na secagem expande o ar e o vapor no interior do material vegetal, formando uma estrutura dilatada e que facilita a remoção das moléculas

de água. Dois mecanismos podem causar danos às células vegetais: a) perfuração da membrana celular por cristais de gelo formados dentro da célula, que contribui para a diminuição da pressão de turgor; b) ruptura da parede celular devido à formação de cristais no meio extracelular, o que pode resultar no colapso celular (Dueik et al., 2013; Carneiro e Cal-Vidal, 2000).

A liofilização é um método recomendado quando o material vegetal ou seus constituintes são termolábeis, e embora necessite de congelamento prévio, geralmente é rápido, porém, de alto custo (cerca de 4 – 10 vezes maior do que a secagem em estufa) e gasto energético. As baixas temperaturas e baixa disponibilidade de oxigênio inibem o crescimento de microrganismos e a degradação enzimática, preservam os componentes bioativos (caso não seja utilizado um “alto vácuo”) e mantém a qualidade do produto (Heinrich et al., 2012; Ratti, 2011; Mujumdar, 2006).

A secagem por infravermelho apresenta transferência intensa de calor radioativo, podendo penetrar de 2 – 5 mm na superfície do material aquecido e gerar calor devido as vibrações das moléculas de água, sendo ideal para secar material vegetal em camada fina. No entanto, a secagem não é uniforme e pode degradar os componentes de interesse (Chen et al., 2021; Pan e Atungulu, 2010).

A utilização de microondas na secagem é através da utilização de ondas eletromagnéticas não ionizantes na frequência entre 300 MHz – 300 GHz e em nível industrial a frequência mais utilizada é de 915 MHz, devido a capacidade de penetração (Chandrasekaran et al., 2013). A secagem por microondas é mais rápida que a secagem em estufa (convecção) ou por liofilização, e o aumento da potência reduz ainda mais o tempo de secagem. Um avanço na secagem por microondas foi a aplicação de “vácuo”, o que permitiu reduzir a temperatura para remover a umidade, tornando o método mais rápido e eficiente (Cui et al., 2003).

Uma modalidade recente é a secagem através do equipamento de microondas e infravermelho simultâneos, que tem a vantagem de remover a água rapidamente sem alterar a qualidade do material vegetal. A base de funcionamento desta técnica é a remoção da água através da geração de calor pela radiação de microondas, juntamente com radiação infravermelha que gera aquecimento através da vibração das moléculas de água (Heydari et al., 2020).

A secagem por radiofrequência utiliza ondas eletromagnéticas entre 10 – 50 MHz que tem capacidade de penetração entre 10 – 20 cm no material a ser seco, ou seja, maior capacidade que a secagem por microondas, sem alterar a microestrutura do material a ser seco, por ser de baixa frequência, sendo mais seguro que o microondas, que pode queimar o material vegetal (Altemimi et al., 2019; Tang et al., 2005).

A secagem em correia transportadora é um método que utiliza várias correias perfuradas que movimentam o material vegetal em velocidade constante. A secagem inicia com a inserção do material vegetal na correia superior que é transportado para as correias

inferiores. Geralmente, a temperatura é mais elevada nas correias superiores devido a maior liberação de umidade que gera um efeito de resfriamento e menor temperatura nas correias inferiores, pois nelas a retenção de umidade é menor. Como cada correia de transporte pode ser programada em diferentes temperaturas e fluxo de ar, a secagem em correia transportadora é uma modalidade de secagem não isotérmica (Challa et al., 2020).

A secagem eletrohidrodinâmica é um método não térmico realizado através da aplicação de campos elétricos de alta intensidade (50 – 60 Hz). O método é baseado em um eletrodo gerador de vento iônico que aumenta a convecção e transferência de massa, assim aumentando a secagem (Martynenko et al., 2017a). Os fatores que influenciam neste método são a geometria do eletrodo, tensão, voltagem, temperatura, UR, pressão e teor de umidade. A secagem eletrohidrodinâmica apresenta menor consumo de energia do que a liofilização e convecção (Martynenko et al., 2017b).

MÉTODOS DE SECAGEM DAS INFLORESCÊNCIAS DE *C. sativa*

Para aumentar o rendimento da extração dos compostos presentes nos tricomas secretores de *C. sativa*, previamente a moagem pode ser realizada a apara ou trima (*trimming*), onde são retiradas parte dos galhos e das brácteas (porção terminal) das inflorescências por possuírem menor quantidade de tricomas secretores. Assim, uma menor quantidade de material é moída com maior concentração dos compostos de interesse (canabinoides e terpenos), tornando a extração mais eficiente. O processo de *trimming* pode ser realizado antes ou após a secagem, utilizando equipamento específico ou manualmente (AHP, 2014).

O teor de umidade residual das inflorescências frescas de *C. sativa* varia entre 70 – 80 % e após a secagem o teor de umidade residual ideal para evitar crescimento de microrganismos e reações enzimáticas é abaixo de 10 % (Sagili et al., 2023; Kwaśnica et al., 2020). A secagem tradicional consiste em secar as inflorescências frescas penduras em ambiente coberto à $\pm 15,6^{\circ}\text{C}$, por 7 a 10 dias. Contudo, esta secagem lenta favorece a contaminação microbiana e consequentemente a qualidade da droga vegetal devido a degradação dos canabinoides e demais metabólitos secundários (Challa et al., 2020).

A secagem das inflorescências de *C. sativa* geralmente é realizada com as inflorescências inteiras, mas Chandra et al. (2013) relata que a secagem pode ser feita com as inflorescências cortadas ao meio ou em quatro partes para uma secagem mais rápida e eficiente. O manuseio das inflorescências deve ser o mínimo possível e o uso de luvas é recomendado durante a colheita, secagem e processamento geral para evitar danos e engorduramento (Clarke, 1981).

De forma geral, luz, oxigênio e altas temperaturas nos processos de secagem das inflorescências podem causar a degradação dos canabinoides, terpenos voláteis e outros componentes químicos, o que deve ser considerado em qualquer processo utilizado (Jin et al., 2019).

A secagem em temperatura ambiente das inflorescências de *C. sativa* é um método antigo, onde as inflorescências são secas penduradas, juntamente com as folhas e caules (com a parte superior da planta voltada para baixo), geralmente em ambiente escuro, à 15 - 25 °C, 55 a 65 % UR, por 7 a 10 dias (Wei et al., 2021; Hawes e Cohen, 2015). Quando as inflorescências são penduradas, estas ficam na parte inferior e acumulam a água que estava na parte superior (folhas e caules), tornando a secagem não uniforme e mais lenta (Lazarjani et al., 2021). Dessa maneira, as folhas e caules formam uma estrutura semelhante a um guarda-chuva sobre as inflorescências, diminuindo o fluxo de ar na parte central e não removendo a umidade, sendo que a parte externa fica seca e a parte central ainda parcialmente fresca. Assim, a secagem não é uniforme e eficiente (Wei et al., 2021), sendo mais vantajoso retirar-se as partes da planta que não serão utilizadas (folhas e caules), permitindo secar maiores quantidades de inflorescências por área, além do que a difusividade de calor é melhor com as inflorescências separadas e aparadas (Challa et al., 2020). Os canabinoídes e terpenos voláteis são encontrados nas inflorescências, assim a secagem de demais partes da planta é desnecessária. Challa et al. (2020) optaram por secar somente as inflorescências sem as folhas e caules em uma bandeja em camadas finas de maneira semelhante a secagem em temperatura ambiente, o que reduziu o tempo de secagem para 4 a 5 dias, quando comparado com a secagem tradicional (planta pendurada com as inflorescências vertidas para baixo).

A **Tabela 2.1** apresenta informações de métodos reportados na literatura científica sobre a secagem das inflorescências de *C. sativa* realizada à temperatura ambiente e em estufa de aquecimento com circulação de ar. A falta de dados sobre o teor de umidade residual e sobre a UR do local de secagem, assim como a falta de padronização entre os diferentes parâmetros dos métodos impossibilitam uma melhor avaliação e comparação dos métodos de secagem.

A UR foi avaliada em poucos métodos da **Tabela 2.1**, apesar de ser um parâmetro importante na secagem. Do total de 22 métodos, somente três relataram teor de umidade residual máximo de 10 % (métodos 9, 12 e 17); outros três apresentaram teor abaixo de 15 % (métodos 6, 8 e 14); e um acima de 30 % (método 10). Dentre estes métodos com valor de umidade residual descrita, aqueles que empregaram temperatura entre 15 e 25 °C usaram tempo de secagem longo, 5 a 21 dias (métodos 6, 8, 9, 10 e 12). No caso dos dois métodos com temperaturas de 30 e 35 °C (métodos 14 e 17) o tempo de secagem foi menor (1,1 e 2,5 dias), com 11,1 e 3 % de umidade residual, respectivamente. Estes dados indicam efeito do aumento da temperatura de secagem sobre a umidade residual nas inflorescências, reduzindo o tempo de secagem. Cabe ressaltar que a secagem em temperatura ambiente ao abrigo da luz e entre 15 e 25 °C demandou vários dias de secagem, o que favorece a proliferação de microrganismos, gera perdas de material vegetal e causa prejuízos.

Tabela 2.1. Métodos de secagem das inflorescências de *C. sativa* à temperatura ambiente e em estufa com circulação de ar.

Métodos	Temp. (°C)	Tempo (dias)	UR (%)	Teor de umidade residual (%)	Referências
1	ambiente	7	N. I.	N. I.	Hazekamp et al. (2013)
2	ambiente	10	N. I.	N. I.	Vanhove et al. (2011)
3	ambiente	15	N. I.	N. I.	Carvalho et al. (2022)
4	ambiente	28	N. I.	N. I.	Hazekamp et al. (2004)
5	ambiente	30	N. I.	N. I.	Fiorini et al. (2019)
6	15	7	40,0	13	Yep et al. (2020)
7	15,6 – 17,8 15,6	2 9 – 14	60	12	Russo et al. (2021)
8	16 - 18	21	55	N. I.	Bernstein et al. (2019)
9	19	5	51,0	10 - 15	Llewellyn et al. (2021)
10	20	5 - 8	N. I.	10	Qamar et al. (2022)
11	22	21	49,0	33,4	Warner et al. (2017)
12	25	4	N. I.	N. I.	Trofin et al. (2011)
13	25	5	35	10	Westmoreland et al. (2021)
14	25	6	N. I.	N. I.	Borillle et al. (2017)
15	30	1,1	65	11,1	Oduola et al. (2022)
16*	32	2,5	N. I.	N. I.	Cardenia et al. (2018)
17	35	1	N. I.	N. I.	Fernandez et al. (2021)
18	35	3	N. I.	N. I.	Bouali et al. (2023)
19	40	0,6	N. I.	N. I.	Carvalho et al. (2022)
20	40	3	N. I.	N. I.	Callado et al. (2018)
21	40	3	N. I.	N. I.	Povedano et al. (2020)
22	55	3	N. I.	N. I.	Yang et al. (2020)
23	64	5,2	N. I.	N. I.	Saloner e Bernstein (2021)

*Sem ventilação, N.I. Não informado.

A comparação de diferentes métodos de secagem das inflorescências de *C. sativa* em termos de eficiência, tempo de secagem, gasto energético, dentre outros fatores foi descrita em artigos na literatura científica.

Chasiotis et al. (2022) avaliaram os métodos de secagem isotérmico e não isotérmico, definindo o tempo de secagem até a massa constante, justamente, quando os teores de umidade apresentaram valores próximos a 10 %. A secagem isotérmica à 40, 50 e 60 °C em estufa resultou nos tempos de secagem de 31,0, 12,5 e 7,0 h, respectivamente. Na secagem em estufa não isotérmica com variação de temperatura de 40 – 60 °C e taxas de incremento de 1,5, 2,5 e 4,0 °C h⁻¹, mantendo em temperatura constante após atingir 60 °C, o tempo de secagem foi de 12,5, 11,0 e 9,5 h, respectivamente. Foi observado

que a secagem não isotérmica foi mais rápida quando as taxas de incremento foram de 1,5 e 2,5 °C h⁻¹, contudo, com 4,0 °C h⁻¹ o tempo de secagem não isotérmico foi maior. Ao aumentar a temperatura, os autores observaram que o gasto energético diminuiu. Na secagem isotérmica a 40, 50 e 60 °C, o consumo de energia foi de 1,38, 0,58 e 0,3 GJ kg⁻¹ H₂O, respectivamente, enquanto na secagem não isotérmica nas taxas de 1,5, 2,5 e 4,0 °C h⁻¹ foi de 0,58, 0,5 e 0,4 GJ kg⁻¹ H₂O, respectivamente, demonstrando que a secagem não isotérmica gastou menos energia.

Um método de secagem não isotérmico utilizando câmara de secagem realizado em três etapas com três gradientes de temperatura cada é apresentado na **Tabela 2.2** (Hawes e Cohen, 2015). Na primeira etapa, foram utilizadas temperaturas entre 37 e 65 °C e UR entre 40 e 80 %, por até 5 h para inativar microrganismos (estabilização); na segunda etapa reduziram a temperatura e UR para evitar a degradação térmica; e na terceira etapa reduziram a UR e temperatura até obter o teor de umidade residual entre 8 e 9 %. Contudo, os autores não reportaram o tempo total dos métodos de secagem.

Tabela 2.2. Condições de secagem não isotérmica das inflorescências de *C. sativa* em câmara de secagem (adaptado de Hawes e Cohen, 2015).

Etapa	Gradiente de temperatura (°C)	UR (%)	Tempo (h)
Primeira	37,7 – 65,5	40 – 80	5
	48,8 – 62,7	50 – 80	5
	46,1 – 62,7	40 – 70	1,2
Segunda	12,7 – 43,3	20 – 60	
	18,3 – 29,4	30 – 50	N. I.
	15,5 – 37,7		N.I.
Terceira	10 – 26,6	15 – 55	
	12,7 – 21,1	20 – 55	N. I.
	N.I.	20 – 65	

N.I. Não informado.

Esfandi et al. (2024) testaram vários métodos de secagem das inflorescências: a) secagem ao sol em prateleiras em local bem ventilado; b) secagem à sombra em sala com UR de 25 %; c) secagem em estufa a 40, 60 e 80 °C; d) secagem a vácuo (15 bar) e a 45 °C, 55 °C e 65 °C; e) secagem em micro-ondas a vácuo nas potências de 200, 400 e 600 W. Não foram mencionados os tempos de secagem e os teores de umidade residual, o que torna difícil a comparação entre os métodos. Os autores observaram que os maiores teores de canabidiol, tetrahidrocannabinol e de compostos fenólicos totais (base fresca) foram obtidos com o método de secagem em micro-ondas sob vácuo a 400 e 600 W.

A comparação entre diferentes métodos de secagem também foi realizada por Kwasnica et al. (2020) que avaliaram a secagem das inflorescências: a) estufa à 50 °C, 60

°C e 70 °C; b) micro-ondas a vácuo nas potências de 240, 360 e 480 W e pressão de 4 a 6 KPa; e c) estufa a 60 °C, por 1 h seguida de micro-ondas a vácuo de 360 W. Os processos de secagem foram conduzidos até que o teor de umidade residual estivesse abaixo de 10 % em todos os métodos. Conforme os resultados, a secagem das inflorescências em estufa a 50, 60 e 70 °C ocorreu em 14,0, 11,0 e 8,5 h, respectivamente, enquanto em micro-ondas a vácuo com 240, 360 e 480 W em 112 minutos, 78 e 49 minutos, respectivamente. A secagem sequencial em estufa e micro-ondas a vácuo não apresentou vantagens em relação à secagem somente em micro-ondas a vácuo, pois o tempo de secagem foi de 1 h em estufa e 54 minutos no micro-ondas a vácuo. Os autores compararam os teores de OE na droga vegetal, sendo o método de secagem em microondas a vácuo com 240 W, aquele que apresentou maior teor de OE [0,18 % (m/m)]; ainda, verificaram uma variação no teor dos 11 principais componentes do OE, produzida pelos diferentes métodos de secagem.

Oduola et al. (2023) avaliaram quatro métodos de secagem das inflorescências de *C. sativa*: a) secagem com ar quente a 30 °C, 65 % UR, por 1,1 dia; b) secagem por infravermelho a 5,55 kW m⁻² intensidade, esteira com camada de 5 cm de inflorescências e velocidade de 0,0192 m s⁻¹, permanecendo 3 minutos na câmara de aquecimento, sendo repetido o processo por 8 vezes (total de 24 minutos); c) secagem em micro-ondas industrial (915 MHz) a 2 kW de potência, 6 passagens, por 45 minutos; e d) a 3 kW de potência, 5 passagens, por 30 minutos. Os resultados mostraram redução no teor dos cannabinoides de 47,7, 46,6, 50,1 e 51,3 %, enquanto a redução no teor de OE foi de 29,0, 73,5, 77,8, e 74,8 % após a secagem com ar quente, infravermelho, microondas com potência de 2 kW e 3 kW, respectivamente. O teor de umidade residual foi de 10 % em todos os métodos, porém, a redução nos teores de cannabinoides e OE demonstraram que os métodos de secagem não foram eficientes.

O estudo de Chen et al. (2021) avaliou os métodos de secagem em estufa com circulação de ar, infravermelho seguido de ar quente e em liofilizador. As secagens com ar quente e com infravermelho seguido de ar quente (**Tabela 2.3**) resultaram em teores de umidade residual entre 9 e 13 e 1 e 4 %, respectivamente. Os parâmetros de secagem em liofilizador foram: congelamento - 25 °C, liofilização sob 0,021 mBar, temperatura de prateleira 25 °C e de condensador 55 °C, por 20 h, resultando no teor de umidade residual entre 10 e 11 %.

Tabela 2.3. Parâmetros de secagem com estufa com circulação de ar e infravermelho seguido de ar quente (adaptado de Chen et al. 2021).

Métodos	Natural	Estufa					IV / Estufa	
Temp. (°C)	Ambiente	40	50	60	70	90	60	40
UR (%)	37,9	15,2	8,9	5,0	3,7	1,8	5,0	15,2
Tempo (h)	30 - 32	15 - 17	10 - 12	7 - 8	5 - 7	4	1 min	2 min

IV: infravermelho, UR: umidade relativa.

A associação da secagem por infravermelho e estufa foi mais rápida do que os métodos de secagem em estufa e com liofilizador. A desvantagem da secagem sequencial por infravermelho e em estufa foi a redução de 16,2 e 72,3 % nos teores de CBD e OE, respectivamente. Na secagem em estufa a redução no teor de OE foi de 40,9 a 60,7 %, enquanto, o teor de cannabinoides não apresentou variação com o aumento da temperatura. No método de secagem em liofilizador, a redução no teor de CBD foi de 2,2 %, enquanto, a redução nos teores de OE (quando houve) foi de 36,6 a 48,3% (Chen et al., 2021).

A secagem através de microondas e infravermelho foi realizada por Das et al. (2024) da seguinte maneira: a) 70, 140 e 210 W de potência do micro-ondas; b) 75 W de potência do infravermelho e 70, 140 e 210 W de potência do micro-ondas. Como controle, foi realizada a secagem em estufa com circulação de ar a 30 °C e 60 % UR. O teor de umidade residual variou entre 8 e 10 %. O tempo de secagem do controle (estufa) foi de 13,5 h. Com o microondas a 70, 140 e 210 W o tempo de secagem foi de 200, 58 e 28 minutos, respectivamente. Ao utilizar a potência do infravermelho de 75 W com o microondas a 70, 140 e 210 W o tempo de secagem foi de 54, 26 e 16 minutos, respectivamente. Os resultados mostraram que ambas as secagens (somente por micro-ondas ou com infravermelho associado a micro-ondas) foram mais rápidas do que a secagem em estufa, e que ao aumentar a potência dos equipamentos, o tempo de secagem diminuiu significativamente. Sobre o consumo energético, a secagem em micro-ondas e infravermelho apresentou menor gasto energético ($589,86 - 2.434,16 \text{ kJ kg}^{-1}$ de água) do que a secagem em estufa ($54.382,03 \text{ kJ kg}^{-1}$ de água). Os autores relataram que o teor de THC total aumentou em todos os métodos de secagem quando comparados com a secagem em estufa, exceto com micro-ondas a 70 W. Contudo, o teor de THC total foi menor do que nas inflorescências frescas em todos os métodos de secagem. Em relação ao OE, o teor foi semelhante em todos os métodos de secagem e menores do que o teor de OE nas inflorescências frescas (Das et al., 2024).

DISCUSSÃO E CONCLUSÕES

Os métodos de secagem naturais ao sol e à sombra são lentos e resultam em teores de umidade residual geralmente acima do recomendado, favorecendo a degradação dos constituintes e o próprio estado ideal da droga vegetal. Assim, a qualidade das inflorescências pode ser diminuída devida à lentidão na secagem. Portanto, tendem a ser substituídos por métodos mais rápidos e eficazes, principalmente a secagem em estufa, que apresenta menor custo de implementação comparada aos métodos de secagem em microondas, infravermelho e liofilizador.

O método de secagem deve ser definido de acordo com o tipo de produto final. Se o objetivo for um produto com alto teor de OE, os métodos de secagem como a liofilização e microondas serão as melhores opções. Quando o objetivo não for um produto com alto teor

de OE, os métodos de secagem em estufa, microondas e de correia transportadora podem ser escolhidos. Se a finalidade for obter um produto com altos teores de canabinoides neutros (CBD, THC, CBG, CBC, entre outros), a secagem em estufa, microondas e por infravermelho serão as mais recomendadas. Caso o objetivo seja um produto com altos teores de canabinoides ácidos (CBDA, THCA, CBGA, CBCA, entre outros), os métodos de secagem recomendados são os métodos não térmicos como a liofilização. No entanto, alguns estudos reportam que na secagem em estufa em temperaturas até 60 °C, há a preservação dos canabinoides ácidos.

Em relação aos métodos de secagem em estufa, as temperaturas de 40 e 50 °C são as recomendadas, pois são suficientes para evitar a proliferação de microorganismos. Neste caso, não ocorre a descarboxilação dos canabinoides presentes nas inflorescências de *C. sativa*, enquanto em temperaturas acima de 60 °C há a descarboxilação parcial ou total em temperaturas ainda mais altas. Se a opção for a secagem a 40 °C não há consenso quanto ao tempo de secagem, pois os dados da literatura científica apontam entre 15 e 124 h, enquanto a 50 °C o tempo de secagem foi de 10 a 14 h. Existem poucas informações sobre as respostas que comprovam a eficiência da secagem, como o teor de umidade residual e a análise da composição dos canabinoides e dos demais metabólitos secundários. Portanto, há a necessidade de aplicação de estudos estatísticos mais ajustados, apoiados em modelos matemáticos que auxiliem na determinação conjugada de uma faixa de tempo de secagem em diferentes temperaturas e métodos, assim como avaliar o teor de umidade residual, a composição e teor dos metabólitos secundários (principalmente os canabinoides), em função das principais características dos métodos de secagem. As ferramentas quimiométricas, incluindo o planejamento experimental e as análises estatísticas multivariadas dos dados são adequadas para este tipo de estudo.

No caso de realizarem-se operações de estabilização ou secagem não isotérmicas, onde são utilizadas temperaturas acima de 60 °C, haverá diminuição no tempo de secagem e consequentemente do gasto energético, porém, haverá a descarboxilação parcial dos canabinoides e alterações na composição do OE e flavonoides. Entretanto, a descarboxilação térmica dos canabinoides é uma operação proposital e usualmente realizada em estufas (previamente ou após a secagem e com temperaturas e tempos predeterminados), podendo produzir tais alterações na composição dos metabólitos secundários das inflorescências.

As variáveis que influenciam no tempo e teor de umidade residual na secagem em estufa são: temperatura, umidade relativa do ar (UR), velocidade da circulação de ar e “vácuo”. Desses fatores, o mais estudado é a temperatura, seguido da UR com alguns estudos, porém sem determinar um valor ou faixa de valores de UR aplicados a determinada temperatura. Sobre a velocidade da circulação de ar, não existem dados comparativos para determinar qual velocidade deve ser aplicada para a secagem das inflorescências de *C. sativa*. Essa lacuna nas pesquisas pode ser devido à falta de acesso a equipamento com controle de todos estes parâmetros.

A secagem não isotérmica é uma modalidade de secagem convectiva utilizada de forma limitada na secagem das inflorescências de *C. sativa*. Os poucos estudos sobre esta modalidade de secagem são contraditórios, sendo que um estudo apontou que a secagem não isotérmica é mais rápida e apresenta menor gasto energético que a secagem isotérmica. Porém, outro estudo do mesmo autor reporta que a secagem não isotérmica não apresentou vantagens em relação a secagem isotérmica. Ainda há um estudo em três etapas variando a temperatura e UR, porém, os autores não informaram o tempo total de secagem e não realizaram testes comparativos. Portanto, a secagem não isotérmica é um método bastante promissor sendo necessários mais estudos comparativos com a secagem isotérmica, para determinar a viabilidade de implantação em escala industrial.

O pequeno número de estudos com secagem sequencial envolvem a utilização de um método térmico (estufa ou ar quente) e a secagem por liofilização, microondas ou infravermelho. A secagem sequencial não demonstrou ser muito eficiente em termos de tempo e gasto energético, em relação à secagem utilizando um único tipo de equipamento. Ainda, há a desvantagem dos custos de implementação de dois tipos de equipamentos, considerando que um único tipo pode suprir a demanda da produção. O ideal seria utilizar um equipamento capaz de realizar mais de uma etapa, no caso a secagem e a descarboxilação. Dessa maneira, os equipamentos mais recomendados seriam a estufa ou o microondas, sendo que a secagem por estufa requer menores gastos de implementação e manutenção, além de utilizar menos espaço, e embora o gasto energético seja maior, ainda demonstra ser mais compensatório.

O processamento das inflorescências frescas de *C. sativa* inicia com a secagem (ou congelamento) e seguem para a moagem (ou criomoagem), ou até mesmo para o armazenamento. Caso a opção for secar as inflorescências, a próxima etapa pode ser a moagem, que diminui a massa e o volume, facilitando o manuseio, transporte, tornando a descarboxilação mais rápida em função de reduzir o volume e diminuir o espaço de armazenamento. Uma opção a ser avaliada é a união das etapas de secagem e descarboxilação em uma etapa única, o que diminuiria o tempo das etapas, mão-de-obra e evitaria perdas de material. Contudo, neste caso a moagem seria realizada posteriormente. Outra opção seria iniciar com a criomoagem e seguir com as etapas de secagem, descarboxilação e armazenamento.

De forma geral, a sequência de processos que demonstra maior coerência para a obtenção de extratos de inflorescências de *C. sativa* seria iniciar com a secagem, para eliminar a água evitando-se a hidrólise, a degradação microbiológica e enzimática dos constituintes, podendo descarboxilar concomitantemente (ex. no início do processo de secagem por período curto) e, em seguida, realizar a moagem. No final das etapas, as inflorescências secas, moídas e descarboxiladas seguem para o armazenamento de drogas vegetais até a etapa seguinte, que será a extração de cannabinoides, OE e/ou flavonoides.

REFERÊNCIAS

- ALTEMIMI, A.; AZIZ, S. N.; AL-HIIPHY, A. R.; LAKHSSASSI, N.; WATSON, D. G.; IBRAHIM, S. A. Critical review of radio-frequency (RF) heating applications in food processing. **Food Quality and Safety**, 3, 2, 81-91, 2019.
- BERNSTEIN, N.; GORELICK, J.; KOCH, S. Interplay between chemistry and morphology in medical cannabis (*Cannabis sativa* L.). **Industrial Crops and Products**, 129, 185-194, 2019.
- BORILLE, B. T.; MARCELO, M. C. A.; ORTIZ, R. S.; MARIOTTI, K. C.; FERRÃO, M. F.; LIMBERGER, R. P. Near infrared spectroscopy combined with chemometrics for growth stage classification of cannabis cultivated in a greenhouse from seized seeds. **Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy**, 173, 318-323, 2017.
- BOUALI, M.; BABACAN, U.; AL BAYATI, M. H. M.; GULMEZ, E.; CENGİZ, M. F. Validation of high-performance liquid chromatographic methods for the optimization of decarboxylation and quantitative analysis of major cannabinoids in different parts of *Cannabis* plants. Available at SSRN 4604497.
- CALLADO, C. S. C.; NÚÑEZ-SÁNCHEZ, N.; CASANO, S.; FERREIRO-VERA, C. The potential of near infrared spectroscopy to estimate the content of cannabinoids in *Cannabis sativa* L.: A comparative study. **Talanta**, 190, 147-157, 2018.
- CARDENIA, V.; TOSCHI, T. G.; SCAPPINI, S.; RUBINO, R. C.; RODRIGUEZ-ESTRADA, M. T. Development and validation of a fast gas chromatography/mass spectrometry method for the determination of cannabinoids in *Cannabis sativa* L. **Journal of Food and Drug Analysis**, 26, 4, 1283-1292, 2018.
- CARNEIRO, C.; CAL-VIDAL, J. O. S. É. Estruturação de cristais de gelo em soluções aquosas contendo solutos diversos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 35, 423-432, 2000.
- CARVALHO, V. M.; ALMEIDA, F. G.; VIEIRA, A. C. M.; ROCHA, E. D.; CABRAL, L. M.; STRONGIN, R. M. Chemical profiling of Cannabis varieties cultivated for medical purposes in southeastern Brazil. **Forensic Science International**, 335, 111309, 2022.
- CHALLA, S. K. R.; MISRA, N. N.; MARTYNENKO, A. Drying of cannabis – State of the practices and future needs. **Drying Technology**, 39, 14, 2055-2064, 2020.
- CHANDRA, S.; LATA, H.; KHAN, I. A.; ELSOHLY, M. A. The role of biotechnology in *Cannabis sativa* propagation for the production of phytocannabinoids. **Biotechnology for Medicinal Plants: Micropropagation and Improvement**, 123-148, 2013.
- CHANDRASEKARAN, S.; RAMANATHAN, S.; BASAK, T. Microwave food processing - A review. **Food Research International**, 52, 1, 243-261, 2013.
- CHASIOTIS, V.; TSAKIRAKIS, A.; TERMENTZI, A.; MACHERA, K.; FILIOS, A. Drying and quality characteristics of *Cannabis sativa* L. inflorescences under constant and time-varying convective drying temperature schemes. **Thermal Science and Engineering Progress**, 28, 101076, 2022.
- CHEN, C.; WONGSO, I.; PUTNAM, D.; KHIR, R.; PAN, Z. Effect of hot air and infrared drying on the retention of cannabidiol and terpenes in industrial hemp (*Cannabis sativa* L.). **Industrial Crops and Products**, 172, 114051, 2021.
- CLARKE, R. C. **Marijuana botany: An advanced study: The propagation and breeding of distinctive cannabis**. Ronin publishing, 1981.

CUI, Z. W.; XU, S. Y.; SUN, D. W. Dehydration of garlic slices by combined microwave-vacuum and air drying. **Drying Technology**, 21, 7, 1173-1184, 2003.

CUNHA, A. P. **Farmacognosia e Fitoquímica**. 4^a Edição. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian, 2005.

DAS, P. C.; BAIK, O. D.; TABIL, L. G. Microwave-infrared drying of cannabis (*Cannabis sativa* L.): Effect on drying characteristics, energy consumption and quality. **Industrial Crops and Products**, 211, 118215, 2024.

DUEIK, V.; MARZULLO, C.; BOUCHON, P. Effect of vacuum inclusion on the quality and the sensory attributes of carrot snacks. **LWT-Food Science and Technology**, 50, 1, 361-365, 2013.

ESFANDI, A.; MEHRAFARIN, A.; JARI, S. K.; BADI, H. N.; LARIJANI, K. Variability in color and phytochemical properties of Hemp (*Cannabis sativa* L.) upon drying techniques; An opportunity for industrial products. **Journal of Medicinal Plants and By-Product**, 1, 79-86, 2024.

FERNANDEZ, S.; CARRERAS, T.; CASTRO, R.; PERELMUTER, K.; GIORGI, V.; VILA, A.; ROSALES, A.; PAZOS, M.; MOYNA, G.; CARRERA, I.; FOGOLÍN, M. B.; GARCÍA-CARNELLI, C.; CARRERA, I.; VIEITEZ, I. A comparative study of supercritical fluid and ethanol extracts of cannabis inflorescences: Chemical profile and biological activity. **The Journal of Supercritical Fluids**, 179, 105385, 2022.

FIORINI, D.; MOLLE, A.; NABISSI, M.; SANTINI, G.; BENELLI, G.; MAGGI, F. Valorizing industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) by-products: Cannabidiol enrichment in the inflorescence essential oil optimizing sample pre-treatment prior to distillation. **Industrial Crops and Products**, 128, 581-589, 2019.

HAWES, M. D.; COHEN, M. R. **Method of drying cannabis materials**. U.S. Patent Application n. 14/050,286, 2015.

HAZEKAMP, A.; SIMONS, R.; LOOMAN, A. P.; SENGERS, M.; ZWEDEN, R. V.; VERPOORTE, R. Preparative isolation of cannabinoids from *Cannabis sativa* by centrifugal partition chromatography. **Journal of Liquid Chromatography & Related Technologies**, 27, 15, 2421-2439, 2004.

HEINRICH, M.; BARNES, J.; PRIETO-GARCIA, J.; GIBBONS, S.; WILLIAMSON, E. M. **Fundamentals of Pharmacognosy and Phytotherapy**. 2^a Edição. Ed. Elsevier Health Sciences, 2012, 338p.

HEYDARI, M. M.; KAULDHAR, B. S.; MEDA, V. Kinetics of a thin-layer microwave-assisted infrared drying of lentil seeds. **Legume Science**, 2, 2, e31, 2020.

JIN, D.; JIN, S.; CHEN, J. Cannabis indoor growing conditions, management practices, and post-harvest treatment: a review. **American Journal of Plant Sciences**, 10, 06, 925, 2019.

KWAŚNICA, A.; PACHURA, N.; MASZTALERZ, K.; FIGIEL, A.; ZIMMER, A.; KUPCZYŃSKI, R.; RÓŻAŃSKI, H. Volatile composition and sensory properties as quality attributes of fresh and dried hemp flowers (*Cannabis sativa* L.). **Foods**, 9, 8, 1118, 2020.

LAZARJANI, M. P.; YOUNG, O.; KEBEDE, L.; SEYFODDIN, A. Processing and extraction methods of medicinal cannabis: A narrative review. **Journal of Cannabis Research**, 3, 1, 1-15, 2021.

LLEWELLYN, D.; GOLEM, S.; FOLEY, E.; DINKA, S.; JONES, M.; ZHENG, Y. Cannabis yield increased proportionally with light intensity, but additional ultraviolet radiation did not affect yield or cannabinoid content. **Preprints**, 2021030327, 2021.

MARTYNENKO, A.; KUDRA, T.; YUE, J. Multipin EHD dryer: Effect of electrode geometry on charge and mass transfer. **Drying Technology**, 35, 16, 1970-1980, 2017a.

MARTYNENKO, A.; ASTATKIE, T.; RIAUD, N.; WELLS, P.; KUDRA, T. Driving forces for mass transfer in electrohydrodynamic (EHD) drying. **Innovative Food Science & Emerging Technologies**, 43, 18-25, 2017b.

MARTYNENKO, A.; KUDRA, T. Non-isothermal drying of medicinal plants. **Drying Technology**, 33, 1550-1559, 2015.

MUJUMDAR, A. S. **Principles, classification, and selection of dryers**. Handbook of industrial drying, 3, 3-32, 2006.

ODUOLA, A. A.; BRUCE, R. M.; SHAFIEKHANI, S.; ATUNGULU, G. G. Impacts of industrial microwave and infrared drying approaches on hemp (*Cannabis sativa L.*) quality and chemical components. **Food and Bioproducts Processing**, 137, 20-27, 2023.

ODUOLA, A. A.; LUTHRA, K.; ATUNGULU, G. G. Determination of moisture sorption isotherms of industrial hemp (*Cannabis sativa L.*) flower and leaf composite powders. **Industrial Crops and Products**, 186, 115201, 2022.

PAN, Z.; ATUNGULU, G. G. **Infrared heating for food and agricultural processing**. CRC Press, 2010.

POVEDANO, M. M. D.; CALLADO, C. S. C.; PRIEGO-CAPOTE, F.; VERA, C. F. Untargeted characterization of extracts from *Cannabis sativa L.* cultivars by gas and liquid chromatography coupled to mass spectrometry in high resolution mode. **Talanta**, 208, 120384, 2020.

POU, K. J.; RAGHAVAN, V. Recent advances in the application of high-pressure processing-based hurdle approach for enhancement of food safety and quality. **Journal of Biosystems Engineering**, 45, 175-187, 2020.

QAMAR, S.; TORRES, Y. J.; PAREKH, H. S.; FALCONER, J. R. Effects of ethanol on the supercritical carbon dioxide extraction of cannabinoids from near equimolar (THC and CBD balanced) cannabis flower. **Separations**, 8, 9, 154, 2021.

RATTI, C. Hot air and freeze-drying of high-value foods: a review. **Journal of Food Engineering**, 49, 4, 311-319, 2001.

ROMANO, L. L.; HAZEKAMP, A. Cannabis oil: chemical evaluation of an upcoming cannabis-based medicine. **Cannabinoids**, 1, 1, 1-11, 2013.

RUSSO, E. B.; PLUMB, J.; WHITELEY, V. L. Novel solventless extraction technique to preserve cannabinoid and terpenoid profiles of fresh cannabis inflorescence. **Molecules**, 26, 18, 5496, 2021.

SAGILI, S. U. K. R.; ADDO, P. W.; MACPHERSON, S.; SHEARER, M.; TAYLOR, N.; PARIS, M.; LEFSRUD, M.; ORSAT, V. Effects of particle size, solvent type, and extraction temperature on the extraction of crude cannabis oil, cannabinoids, and terpenes. **ACS Food Science & Technology**, 3, 1203-1215, 2023.

SHAH, B. N.; SETH, A. K. **Textbook of Pharmacognosy and Phytochemistry**. 1^a Edição. Haryana, India: Ed. Elsevier, 2010, 588p.

SALONER, A.; BERNSTEIN, N. Nitrogen supply affects cannabinoid and terpenoid profile in medical cannabis (*Cannabis sativa* L.). **Industrial Crops and Products**, 167, 113516, 2021.

SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: do produto natural ao medicamento**. 7^a Edição. Ed. Artmed Porto Alegre, 2017, 486p.

SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 6^a Edição. Porto Alegre/Florianópolis: Ed. UFRGS e UFSC, 2010, 1104p.

TANG, X.; CRONIN, D. A.; BRUNTON, N. P. The effect of radio frequency heating on chemical, physical and sensory aspects of quality in turkey breast rolls. **Food Chemistry**, 93, 1, 1-7, 2005.

TROFIN, I. G.; VLAD, C. C.; DABIJA, G.; FILIPESCU, L. Influence of storage conditions on the chemical potency of herbal cannabis. **Revista de Chimie**, 62, 6, 639-645, 2011.

VANHOVE, W.; VAN DAMME, P.; MEERT, N. Factors determining yield and quality of illicit indoor cannabis (*Cannabis* spp.) production. **Forensic Science International**, 212, 1-3, 158-163, 2011.

YANG, R.; BERTHOLD, E. C.; MCCURDY, C. R.; BENEVENUTE, S. S.; BRYM, Z. T.; FREEMAN, J. H. Development of cannabinoids in flowers of industrial hemp (*Cannabis sativa* L.): a pilot study. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 68, 22, 6058-6064, 2020.

YEP, B.; GALE, N. V.; ZHENG, Y. Comparing hydroponic and aquaponic rootzones on the growth of two drug-type *Cannabis sativa* L. cultivars during the flowering stage. **Industrial Crops and Products**, 157, 112881, 2020.

WARNER, M. L.; ALFORD, I.; LAWRENCE, D. M.; KOHL, A. C.; WILLIAMS, S. J.; YEATMAN, D. T. Comparative analysis of freshly harvested cannabis plant weight and dried cannabis plant weight. **Forensic Chemistry**, 3, 52-57, 2017.

WEI, X.; ZHAO, X.; LONG, S.; XIAO, Q.; GUO, Y.; QIU, C.; QIU, H.; WANG, Y. Wavelengths of LED light affect the growth and cannabidiol content in *Cannabis sativa* L. **Industrial Crops and Products**, 165, 113433, 2021.

WESTMORELAND, F. M.; KUSUMA, P.; BUGBEE, B. Cannabis lighting: Decreasing blue photon fraction increases yield but efficacy is more important for cost effective production of cannabinoids. **PloS One**, 16, 3, e0248988, 2021.