



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA DOS ALIMENTOS

Mariana Demarco

**Produção e caracterização de pós de spirulina por diferentes métodos de secagem**

Florianópolis - SC

2020

Mariana Demarco

**Produção e caracterização de pós de spirulina por diferentes métodos de secagem**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do título de mestre em Ciência dos Alimentos.

Orientador: Prof. Giustino Tribuzi, Dr.

Florianópolis - SC

2020

Ficha de identificação da obra

Demarco, Mariana

Produção e caracterização de pós de spirulina por diferentes métodos de secagem / Mariana Demarco ; orientador, Giustino Tribuzi, 2020.

80 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós Graduação em Ciência dos Alimentos, Florianópolis, 2020.

Inclui referências.

1. Ciência dos Alimentos. 2. Secagem de alimentos . 3. Spirulina . 4. Ficocianina . 5. Secagem a vácuo . I. Tribuzi, Giustino. II. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos. III. Título.

Mariana Demarco

**Produção e caracterização de pós de spirulina por diferentes métodos de secagem**

O presente trabalho em nível de mestrado foi avaliado e aprovado por banca examinadora composta pelos seguintes membros:

Prof. Fábio de Farias Neves, Dr.

Universidade do Estado de Santa Catarina - UDESC

Prof. João Borges Laurindo, Dr.

Universidade Federal de Santa Catarina - UFSC

Jaqueline Oliveira de Moraes, Dr.(a)

Universidade Federal de Santa Catarina - UFSC

Certificamos que esta é a **versão original e final** do trabalho de conclusão que foi julgado adequado para obtenção do título de mestre em Ciência dos Alimentos.

---

Prof.(a) Ana Carolina Maisonnave Arisi, Dr.(a)

Coordenador(a) do Programa

---

Prof. Giustino Tribuzi, Dr.

Orientador

Florianópolis, 2020

Este trabalho é dedicado aos meus pais, que nunca mediram esforços para me proporcionar uma educação de qualidade.

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, por guiar meus passos, trilhar o melhor caminho para minha vida, e possibilitar que eu esteja onde estou hoje.

Aos meus pais, Janice e Flávio, por nunca medirem esforços para me proporcionar tudo que sempre foi necessário e essencial na minha vida. Por nunca abrirem mão de uma educação de qualidade e abdicarem de muitas coisas em suas vidas para minha formação.

Ao meu namorado, Luís Fernando, por estar nessa caminhada junto comigo, dividindo minhas angústias e conquistas nessa fase, por ser compreensivo, companheiro e por estar me dando todo apoio e carinho que preciso diariamente.

À toda minha família que sempre estiveram ao meu lado vibrando cada conquista e torcendo por mim em tudo que sempre desejei.

Aos meus amigos, de São Miguel do Oeste e de Florianópolis, que foram essenciais para os momentos de desespero e também de comemorações, que sempre estiveram ao meu lado me apoiando em cada escolha.

Ao meu orientador, Giustino Tribuzi, por todo conhecimento repassado, por todo apoio, auxílio, e por acreditar em mim desde o início dessa jornada. Muito obrigado, professor, por todos os projetos que me incluiu, todas as experiências que possibilitou que eu participasse, e por confiar na minha capacidade e acreditar que eu era responsável e capaz.

Aos meus colegas do laboratório PROFI, muito obrigado por me acolherem tão bem, por sempre estarem dispostos a me ajudar em todas as dúvidas nos experimentos, e por fazerem eu me sentir “em casa”. Ao professor João Borges Laurindo, Bruno Augusto Mattar Carciofi e Alcilene Rodrigues Monteiro por abrirem as portas do laboratório para mim, e por todo conhecimento e apoio nesse trabalho. Aos pós-doutorandos do laboratório, Jaqueline, Denise, Leno e Ricardo, por toda ajuda com os equipamentos e socorro nas horas difíceis de experimentos.

Em especial, à Jaque e à Raquel que me auxiliaram em tantas coisas nesses dois anos, sejam elas experimentos e conselhos. Muito obrigada meninas, eu serei sempre muito grata por ter conhecido vocês.

Aos colegas dos laboratórios do CAL, por todo companheirismo nas aulas, todo apoio e amizade nos experimentos e atividades da pós-graduação. Em especial ao Marcello que sempre foi muito companheiro e esteve ao meu lado desde que chegamos à UFSC.

Ao Laboratório de Cultivo e Biotecnologia de Algas do CERES-UDESC, em especial ao professor Fabio de Farias Neves, por toda parceria e dedicação em nos fornecer biomassa e por compartilharmos conhecimentos.

À Mariana da Costa Ferrari, que esteve ao meu lado em todo esse tempo, dedicando suas horas de IC em me ajudar nos experimentos, dificuldades e também em muitas risadas, conversas e amizade.

À banca examinadora pela disposição, correções e sugestões. À professora Itaciara Larroza Nunes pela presteza e pelo auxílio nessa reta final.

À Universidade Federal de Santa Catarina por proporcionar esse curso de pós-graduação.

À CAPES pela concessão da bolsa e pela oportunidade de estudo.

À todos que de alguma forma contribuíram para a realização desse trabalho.

Devemos acreditar que somos dotados de  
alguma coisa e que essa coisa, a qualquer custo,  
deve ser alcançada.  
(Marie Curie)

## RESUMO

A cianobactéria spirulina (*Arthrospira platensis*) é uma microalga, de alto valor nutricional e biológico, utilizada atualmente como alimento, ingrediente ou suplemento alimentar devido ao elevado conteúdo de proteínas, vitaminas e minerais em sua composição. É mundialmente cultivada em regiões tropicais e sub-tropicais do planeta, e comercializada principalmente na forma de pó. A biomassa de spirulina possui elevada capacidade antioxidante, atribuído às ficobiliproteínas de sua composição, que são divididas em aloficocianina, ficocianina e ficoeritrina. Contudo, processos de desidratação dessa matriz podem causar degradação de seus compostos de interesse, dependendo dos parâmetros utilizados no processo. Essa pesquisa teve como objetivo estudar diferentes métodos de secagem, entre eles processos convencionais e inovadores, para avaliar os efeitos causados na degradação da ficocianina. Os métodos de secagem convencionais utilizados foram secagem em estufa convectiva (40 e 60 °C) e liofilização; e os métodos inovadores propostos foram *cast-tape drying* (CTD) (98 °C) e *vacuum cast-tape drying* (VCTD) (40 e 60 °C), que atuam com o princípio de secagem por espalhamento. No estudo dos processos de secagem foram obtidas curvas da evolução temporal de umidade, de atividade de água, de temperatura e de degradação da ficocianina. Ainda, foram avaliadas as características físico-químicas dos pós desidratados, cor, análise microscópica e solubilidade. O método de secagem por VCTD permitiu uma rápida desidratação da biomassa de spirulina, com altas taxas de secagem quando comparado ao método convectivo e liofilização. Ainda, foi possível constatar que a estabilidade da ficocianina é altamente dependente da temperatura empregada no processo, demonstrando degradação desse composto nos ensaios com temperaturas mais elevadas. O método CTD apresentou a maior taxa de secagem entre todos, porém ocasionou cerca de 90% de degradação da ficocianina. Todos os processos causaram alterações de cor, principalmente escurecimento, nos produtos desidratados, com exceção do pó obtido por da liofilização.

**Palavras-chave:** Microalga. Ficocianina. *Vacuum cast-tape drying*. Cinética de secagem.

## ABSTRACT

Cyanobacteria spirulina (*Arthrospira platensis*) is microalga, with high nutritional and biological value, currently used as a food, ingredient or food supplement due to the high content of proteins, vitamins and minerals in its composition. It is widely cultivated in tropical and subtropical regions of the planet, and marketed mainly as a powder. The biomass of spirulina has a high antioxidant capacity, attributed to the phycobiliproteins of its composition, which are divided into allophycocyanin, phycocyanin and phycoerythrin. However, dehydration processes of this matrix can cause degradation of its compounds of interest, depending on the parameters used in the process. This research aimed to study different drying methods, including conventional and innovative processes, to evaluate the effects caused on the phycocyanin degradation. The conventional drying methods used were drying in a convective oven (40 and 60 ° C) and freeze-drying; and the innovative methods proposed were cast-tape drying (CTD) (98 ° C) and vacuum cast-tape drying (VCTD) (40 and 60 ° C), which work with the spread-drying principle. In the study of drying processes, moisture, water activity, temperature and degradation of phycocyanin curves were constructed. In addition, the physicochemical characteristics of dehydrated powders, color, microscopic analysis and solubility were evaluated. The VCTD drying method allowed a rapid dehydration of the spirulina biomass, with high drying rates when compared to the convective and freeze-drying. Still, it was possible to verify that phycocyanin content is highly influenced by the temperature used in the process, demonstrating degradation of this compound in the tests with higher temperatures. The CTD method showed the highest drying rate among all, but it caused about 90% phycocyanin degradation. All processes caused color changes, mainly darkness, in the dehydrated products, except for the powder obtained through freeze drying.

**Keywords:** Microalga. Phycocyanin. Vacuum cast-tape drying. Drying kinetics.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Estrutura do ficobilissomo, constituído de ficoeritrina (PE), ficocianina (PC) e aloficocianina (APC) incorporados a um terminal do pigmento clorofila (TP).....	24
Figura 2: Estruturas da ficocianina. (A) Estrutura cristalina da ficocianina em forma de hexâmero; (B) Esquemática da estrutura da ficocianina; (C) Estrutura química da ficocianobilina; (PCB), cromógeno responsável pela cor azul. ....	25
Figura 3: Exemplo de fotobiorreatores abertos para o cultivo de spirulina. ....	28
Figura 4: Sistema de cultivo em <i>raceways</i> . ....	29
Figura 5: Curva típica de secagem (a) e curva típica da taxa de secagem (b).....	30
Figura 6: Diferentes denominações para processos de secagem de microalgas (contidas na literatura) e seus princípios básicos: convecção, radiação, atomização e utilização de vácuo. ....	35
Figura 7: Diagrama da estabilidade de um alimento em função de sua atividade de água. ....	41
Figura 8: Esquema de dispersão de partículas sólidas em um líquido. ....	42
Figura 9: Diagrama de métodos de secagem e análises realizadas. ....	45
Figura 10: Esquema do processo de espalhamento da amostra. ....	46
Figura 11: Espalhamento da amostra de biomassa de spirulina sobre suporte com filme Teflon®. ....	46
Figura 12: Equipamento CTD: (A) Tanque; (B) Tanque e cabine de exaustão e ventilação... ..	48
Figura 13: Equipamento VCTD (1) banho ultratermostático; 2) bomba de vácuo; 3) termômetro infravermelho; 4) câmara de vácuo; 5) computador; 6) chapa suporte de alumínio; 7) transdutor de pressão; 8) vacuômetro digital). ....	49
Figura 14: Representação ilustrativa do processo de retirada da amostra desidratada (a/b) e após moagem e classificação (c).....	53
Figura 15: Curvas de secagem das amostras de spirulina durante a secagem por VCTD, CTD, convectiva e liofilização, realizadas em triplicata. ....	57
Figura 16: Evolução temporal da atividade de água ( $a_w$ ) das amostras de spirulina durante as secagens (triplicatas). ....	61
Figura 17: Evolução temporal da temperatura das amostras de spirulina durante as secagens. ....	63
Figura 18: Cinéticas de degradação da ficocianina durante os processos de secagem. ....	64

Figura 19: Comparação visual da biomassa de spirulina *in natura* e dos pós: (A) biomassa de spirulina; (B) VCTD 40; (C) VCTD 60; (D) CONV 40; (E) CONV 60; (F) CTD; e (G) LIOF.

68

Figura 20: Microestrutura dos pós de spirulina (500x) pelos processos de (I) VCTD 40; (II) VCTD 60; (III) CONV 40; (IV) CONV 60; (V) CTD; e (VI) LIOF..... 69

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Composição aproximada da spirulina (em % de matéria seca).....	23
Tabela 2: Comparação da composição da spirulina com outros microrganismos e alimentos (em base seca).....	27
Tabela 3: Diferentes métodos de secagem aplicados para a secagem de spirulina com interesse em avaliar os impactos gerados e a qualidade do produto final. ....	36
Tabela 4: Pontos de retirada de amostras durante o período de secagem. ....	50
Tabela 5: Umidade inicial ( $X_0$ ) e final ( $X_f$ ) (gramas de sólidos por grama de amostra em base seca $\pm$ desvio padrão) das cinéticas das amostras de spirulina em cada método de secagem. .	56
Tabela 6: Taxa de secagem, coeficiente de correlação ( $R^2$ ) das amostras de spirulina em pó desidratadas pelos diferentes métodos de secagem e seus respectivos intervalos de ajuste (tempo - minutos).....	58
Tabela 7: Parâmetros do modelo de Page e os coeficientes estatísticos de qualidade do ajuste.	59
Tabela 8: Atividade de água inicial ( $a_{w0}$ ) e atividade de água final ( $a_{wf}$ ) (atividade de água $\pm$ desvio padrão) das amostras de spirulina em cada método de secagem. ....	60
Tabela 9: Umidade inicial ( $X_0$ ) e umidade final ( $X_f$ ) (gramas de sólidos por grama de amostra em base seca $\pm$ desvio padrão), e atividade de água inicial ( $a_{w0}$ ) e final ( $a_{wf}$ ) (atividade de água $\pm$ desvio padrão) das amostras de spirulina em cada método de secagem.....	65
Tabela 10: Porcentagem de recuperação/preservação da ficocianina (percentual $\pm$ desvio padrão) nas amostras em pó de spirulina em cada processo de secagem utilizado. ....	66
Tabela 11: Parâmetros de cor ( $L^*$ , $a^*$ , $b^*$ - médias $\pm$ desvio padrão) e valor de diferença total de cor ( $\Delta E$ ) obtidos pelos produtos dos diferentes processos de secagem.....	67
Tabela 12: Percentual de solubilidade aparente (média $\pm$ desvio padrão) dos pós de spirulina de cada processo de secagem.....	70

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ANOVA	Análise de variância
CONV 40	Secagem em estufa convectiva a 40 °C
CONV 60	Secagem em estufa convectiva a 60 °C
CTD	<i>Cast-tape drying</i>
EFSA	<i>European Food Safety Authority</i>
FDA	<i>Food and Drug Administration</i>
GRAS	<i>Generally Recognized as Safe</i> - Geralmente Reconhecido como Seguro
LCBA	Laboratório de Cultivo e Biotecnologia de Algas
LCME	Laboratório Central de Microscopia Eletrônica
LIOF	Secagem em Liofilização
MEV	Microscopia Eletrônica de Varredura
PROFI	Laboratório de Propriedades Físicas
PE	Ficoeritrina
PC	Ficocianina
APC	Aloficocianina
RW	<i>Refractance Window</i>
SOL	Solubilidade
VCTD	<i>Vacuum cast-tape drying</i>
VCTD 40	Secagem em <i>Vacuum cast-tape drying</i> a 40 °C
VCTD 60	Secagem em <i>Vacuum cast-tape drying</i> a 60 °C

## LISTA DE SÍMBOLOS

$a^*$	Cromaticidade de $a^*$	
$A_{bs}$	Absorbância	
$a_w$	Atividade de água	
$b^*$	Cromaticidade de $b^*$	
$dX/dt$	Taxa de secagem	$kg.kg^{-1} h^{-1}$
$L^*$	Luminosidade	
$P_y$	Concentração média de ficocianina	$mg.mL^{-1}$
$P_{yi}$	Concentração média final de ficocianina	$mg.mL^{-1}$
$P_{y0}$	Concentração média inicial de ficocianina	$mg.mL^{-1}$
$R\%$	Porcentagem de retenção de ficocianina	%
$R^2$	Coefficiente de correlação	
RMSE	Raiz do erro médio quadrático	
$T$	Temperatura	$^{\circ}C$
UR	Umidade relativa do ar	%
$V$	Volume	mL
$X_{bs}$	Umidade em base seca	$g.g^{-1}$
$X_{bu}$	Umidade em base úmida	$g.g^{-1}$ ou $kg.kg^{-1}$
$X_c$	Umidade crítica	$g.g^{-1}$
$X_{eq}$	Umidade de equilíbrio	$g.g^{-1}$
$X_m$	Umidade da monocamada	$g.g^{-1}$
$X_0$	Umidade em base seca inicial	$g.g^{-1}$
$X_f$	Umidade em base seca final	$g.g^{-1}$
$\Delta E$	Diferença total de cor	

## SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	20
1.1	OBJETIVOS.....	22
1.1.1	<b>Objetivo Geral .....</b>	<b>22</b>
1.1.2	<b>Objetivos Específicos .....</b>	<b>22</b>
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	23
2.1	SPIRULINA ( <i>Arthrospira platensis</i> ).....	23
2.2	BENEFICIAMENTO DA SPIRULINA.....	27
2.3	SECAGEM DE ALIMENTOS.....	29
2.3.1	<b>Secagem convectiva.....</b>	<b>31</b>
2.3.2	<b>Liofilização.....</b>	<b>31</b>
2.3.3	<b>Secagem de alimentos por método de espalhamento.....</b>	<b>32</b>
2.3.3.1	<i>Secagem por Cast-Tape Drying (CTD) .....</i>	<i>32</i>
2.3.3.2	<i>Secagem por Vacuum Cast-Tape Drying (VCTD) .....</i>	<i>33</i>
2.4	SECAGEM DA SPIRULINA .....	33
2.5	PROPRIEDADES FÍSICAS E PARÂMETROS DE QUALIDADE DE ALIMENTOS DESIDRATADOS.....	40
2.5.1	<b>Umidade e atividade de água.....</b>	<b>40</b>
2.5.2	<b>Reidratação de alimentos em pó.....</b>	<b>41</b>
2.5.3	<b>Estrutura microscópica .....</b>	<b>43</b>
3	MATERIAL E MÉTODOS .....	44
3.1	BIOMASSA DE SPIRULINA .....	44
3.2	PROCEDIMENTO EXPERIMENTAL.....	44
3.3	MÉTODOS DE SECAGEM.....	45
3.3.1	<b>Secagem convectiva.....</b>	<b>47</b>
3.3.2	<b>Liofilização.....</b>	<b>47</b>

<b>3.3.3</b>	<b>Secagem por método de espalhamento.....</b>	<b>47</b>
3.3.3.1	<i>Cast-Tape drying (CTD) .....</i>	47
3.3.3.2	<i>Vacuum Cast-Tape Drying (VCTD) .....</i>	48
3.4	<b>CINÉTICA DE SECAGEM.....</b>	<b>49</b>
<b>3.4.1</b>	<b>Cinética de umidade .....</b>	<b>50</b>
<b>3.4.2</b>	<b>Modelagem matemática da cinética de secagem.....</b>	<b>50</b>
<b>3.4.3</b>	<b>Cinética de atividade de água.....</b>	<b>51</b>
<b>3.4.4</b>	<b>Cinética de temperatura.....</b>	<b>51</b>
3.5	<b>CINÉTICA DE DEGRADAÇÃO DA FICOCIANINA.....</b>	<b>51</b>
<b>3.5.1</b>	<b>Processo de extração da ficocianina .....</b>	<b>52</b>
<b>3.5.2</b>	<b>Determinação da ficocianina .....</b>	<b>52</b>
3.6	<b>AVALIAÇÕES FÍSICO-QUÍMICAS DOS PÓS OBTIDOS.....</b>	<b>53</b>
<b>3.6.1</b>	<b>Moagem e classificação dos pós.....</b>	<b>53</b>
<b>3.6.2</b>	<b>Determinação da umidade.....</b>	<b>53</b>
<b>3.6.3</b>	<b>Determinação da atividade de água .....</b>	<b>54</b>
<b>3.6.4</b>	<b>Determinação da ficocianina .....</b>	<b>54</b>
<b>3.6.5</b>	<b>Cor.....</b>	<b>54</b>
<b>3.6.6</b>	<b>Solubilidade.....</b>	<b>54</b>
<b>3.6.7</b>	<b>Microestrutura do pó.....</b>	<b>55</b>
3.7	<b>ANÁLISE ESTATÍSTICA .....</b>	<b>55</b>
4	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>	<b>56</b>
4.1	<b>CINÉTICAS DE SECAGEM.....</b>	<b>56</b>
<b>4.1.1</b>	<b>Cinética de umidade e taxa de secagem .....</b>	<b>56</b>
<b>4.1.2</b>	<b>Cinética de atividade de água.....</b>	<b>60</b>
<b>4.1.3</b>	<b>Cinética de temperatura.....</b>	<b>62</b>
4.2	<b>CINÉTICA DE DEGRADAÇÃO DA FICOCIANINA.....</b>	<b>64</b>

4.3	CARACTERIZAÇÃO DOS PÓS DE SPIRULINA .....	65
5	CONCLUSÃO.....	71
6	SUGESTÕES PARA TRABALHOS FUTUROS.....	72
	<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>73</b>

## DIADRAMA CONCEITUAL DO TRABALHO

### **Por que?**

- A spirulina é uma cianobactéria com elevado valor nutricional comercializada principalmente na forma de pó;
- A concentração de ficocianina é muito elevada na biomassa fresca de spirulina, mas sofre degradação durante a secagem e armazenamento;
- Disponibilizar a spirulina na forma de pó apresenta vantagens relacionadas ao armazenamento da microalga, transporte e facilidade na aplicação da indústria alimentícia como corante verde ou azul, suplemento ou ingrediente.

### **O que já foi publicado na literatura?**

- Há poucos estudos sobre secagem de biomassa de microalgas com técnicas de espalhamento.
- A maioria dos estudos que tratam de secagem de spirulina empregam a técnica de liofilização, sendo um processo inviável economicamente para a maioria das indústrias;
- Os estudos que procuram desenvolver um produto desidratado estável fisicamente não se preocupam com a conservação e qualidade dos compostos de interesse da spirulina.

### **Hipóteses da pesquisa**

- A obtenção de spirulina desidratada por *cast-tape drying* com aplicação ou não de vácuo pode ser uma alternativa aos processos convencionais utilizados;
- Exposições da microalga a altas temperaturas e altos tempos de secagem acarretam na elevada degradação de compostos funcionais.

### **Experimentos**

- A produção de spirulina desidratada foi realizada utilizando quatro métodos diferentes;
- Foi estudado o efeito dos diferentes métodos de secagem nas propriedades físico-químicas dos pós obtidos.

## 1. INTRODUÇÃO

A spirulina (*Arthrospira platensis*) é considerada um dos alimentos mais nutritivos devido seu alto conteúdo de proteínas (60-70% b.s.), vitaminas, minerais, ácidos graxos essenciais e pigmentos com propriedades antioxidantes, como clorofila, ficocianina e carotenóides (SONI; SUDHAKAR; RANA, 2017). É comercializada em diversos países por seus valores terapêuticos e funcionais, além de sua aplicação em alimentos processados (SERBAN, 2016; DOKE, 2005).

A demanda por produtos e ingredientes naturais e com propriedades funcionais vem crescendo nos últimos anos, fazendo com que os aditivos naturais ganhem mercado e se tornem a preferência dos consumidores (BATISTA et al., 2006). Como alternativa nutricional e tecnológica, o uso das cianobactérias pode contribuir com a demanda de nutrientes da alimentação, além de ser fonte de corantes naturais podendo ser empregada na indústria (BECKER; VENKATARAMAN, 1994). As cianobactérias são algas com elevado teor de pigmentos fotossintéticos, devido à presença de clorofila e ficobiliproteínas em sua composição. As ficobiliproteínas consistem em ficoeritrina, aloficocianina e ficocianina, e suas concentrações podem variar em função das condições de cultivo e crescimento (KHATOON et al., 2018; DAVISON, 2014; LEE, 2012; BATISTA et al., 2006). A ficocianina apresenta uma elevada atividade antioxidante e suas concentrações na biomassa de spirulina são de aproximadamente 20% do conteúdo total de proteínas (VERNES et al., 2015; ESTRADA et al., 2001; BERMEJO et al., 2008). Na indústria de alimentos a ficocianina é utilizada como corante natural azul, contudo sua aplicação é limitada devido ao elevado custo e instabilidade a altas temperaturas e luz, que ocasionam perda da coloração e precipitação das proteínas (SU et al., 2014; YAN et al., 2014; CHAIKLAHAN; CHIRASUWAN; BUNNAG, 2012).

Devido ao crescente interesse pela utilização de aditivos naturais na indústria, a pesquisa nessa área tem se tornado cada vez mais frequente, buscando a melhoria de processos e na estabilidade destes produtos. O cultivo em larga escala de spirulina começou no início dos anos 1970 no lago Texcoco, no México. Recentemente, mais de 20 países têm produção considerável dessa microalga (FAO, 2018; HABIB et al., 2008). Além disso, a biomassa fresca comercializada apresenta vida útil muito curta e rápida degradação de nutrientes devido ao seu alto teor de umidade ( $> 80$  g de água.100 g<sup>-1</sup> de biomassa úmida). Com o objetivo de melhorar a estabilidade e facilitar o transporte e armazenamento, a biomassa de spirulina é geralmente

comercializada como pó, tanto como suplemento alimentar quanto como ingrediente (SONI; SUDHAKAR; RANA, 2017; PRASETYANINGRUM; DJAENI, 2012; CUQ et al., 2011).

A secagem ou desidratação de alimentos é uma forma de aumentar consideravelmente o tempo de armazenamento de produtos e de aditivos, que serão posteriormente usados em formulações (MARTELLI et al., 2014; CUQ; RONDET; ABECASSIS, 2011; RAHMAN, 2007). Os processos de secagem de alimentos podem envolver congelamento ou aquecimento, podendo ainda ser associado à aplicação de vácuo (DURIGON, 2016; PARISOTTO, 2016; SOSA-MORALES; RUIZ-VÉLEZ, 2009). Além de métodos convencionais, a secagem e obtenção de alimentos em pós tem empregado técnicas de desidratação como *spray drying*, liofilização, *drum drying* e *cast-tape drying* (COSTA, 2017; DURIGON et al., 2016; RATTI, 2001). Estudos demonstraram que elevadas temperaturas e alguns processos de desidratação de spirulina comumente utilizados, resultam na degradação da ficocianina presente na amostra, podendo chegar a aproximadamente 95% de perda dessa ficobiliproteína (OLIVEIRA et al., 2010; SARADA et al., 1999).

Métodos como o *cast-tape drying* (CTD) e *refractance window* (RW) são processos de desidratação de alimentos líquidos ou pastosos, os quais são desidratados após espalhamento na forma de uma fina camada sobre uma superfície aquecida (ZOTARELLI et al., 2017; DURIGON et al., 2016). Essas tecnologias têm sido aplicadas principalmente para desidratar polpas de frutas e purê de vegetais (ZOTARELLI et al., 2017; DURIGON et al., 2016; CASTOLDI et al., 2015; PAVAN; SCHMIDT; FENG, 2012; NINDO et al., 2003; ABONYI et al., 2001). A polpa ou o purê é espalhada em uma superfície antiaderente aquecida por água (RW) ou banho de vapor (CTD). No entanto, a temperatura de processamento pode reduzir o conteúdo de compostos bioativos no produto seco (SIMÃO et al., 2019; DURIGON et al., 2016). A combinação de CTD com a secagem a vácuo pode permitir a evaporação da água em temperaturas mais amenas com a privação de oxigênio (COSTA, 2017), o que poderia contribuir para diminuir a degradação da ficocianina e da cor, podendo ser considerada como uma alternativa à secagem de biomassa de spirulina, visando a preservação de seus compostos funcionais.

Sendo assim, processos alternativos devem ser estudados com o intuito de otimizar o processamento a fim de reduzir as perdas de componentes funcionais presentes na matéria-prima.

## 1.1 OBJETIVOS

### 1.1.1 Objetivo Geral

Avaliar o efeito de diferentes processos de secagem sobre as propriedades físico-químicas da biomassa de spirulina.

### 1.1.2 Objetivos Específicos

- Estudar a secagem da biomassa fresca de spirulina utilizando quatro métodos diferentes (secagem convectiva, liofilização, *cast-tape drying* e *vacuum cast-tape drying*);
- Extrair e quantificar a ficocianina presente nas amostras durante a secagem da biomassa;
- Determinar as cinéticas de secagem e de degradação da ficocianina ao longo dos processos de desidratação;
- Comparar características físicas e químicas da spirulina desidratada entre métodos convencionais e inovadores.

## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 SPIRULINA (*Arthrospira platensis*)

A *Arthrospira platensis* (spirulina) é uma cianobactéria de estrutura filamentosa, de coloração azul-esverdeada e se destaca devido ao seu alto conteúdo proteico (entre 55 e 70% em seu peso seco) (Tabela 1) e sua composição rica em vitaminas, pigmentos, ácidos graxos poliinsaturados, ácido linoleico, compostos antioxidantes, tais como betacaroteno, ficocianina, tocoferóis, compostos fenólicos e minerais como potássio, sódio, cálcio, magnésio, ferro, zinco, (SERBAN et al., 2016). É classificada como uma microalga, e é comercializada em diversos países como pigmento natural e como suplemento alimentar, principalmente na forma de pó. A spirulina é a primeira cianobactéria cultivada e beneficiada em escala industrial utilizando métodos modernos de biotecnologia (BEGUM et al., 2016; RICHMOND, 2004). De acordo com a *Persistence Market Research* (2017), foram consumidas mais de 128.000 toneladas de spirulina em 2016, e estima-se que até 2026 o consumo aumente para 321.000 toneladas.

Tabela 1: Composição aproximada da spirulina (em % de matéria seca).

<b>Componente</b>	<b>FOI, França</b>	<b>SAC, Tailândia</b>	<b>IPGSR, Malásia</b>	<b>BAU, Bangladesh</b>
Proteína bruta	65	55-70	61	60
Carboidratos solúveis	19	-	14	-
Lípido bruto	4	5-7	6	7
Fibra bruta	3	5-7	-	-
Minerais	3	3-6	9	11
Umidade	-	4-6	6	9
Extrato livre de nitrogênio	-	15-20	4	17

FOI = Instituto Francês de Petróleo; SAC = Siam Algae Co. Ltd.; IPGSR = Instituto de Estudos de Pós-graduação e Pesquisas Laboratoriais, Universidade da Malásia; BAU = Universidade Agrícola de Bangladesh.

Fonte: Adaptado de HABIB et al. (2008).

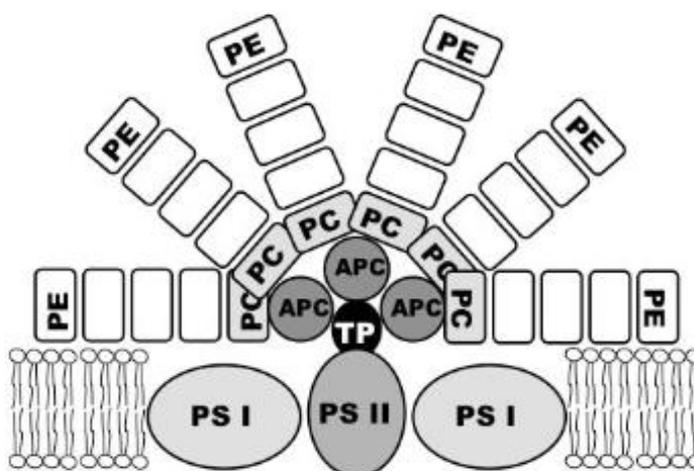
As cianobactérias são classificadas como algas devido à presença de clorofila e outros componentes proteicos em sua composição, tendo potencial de produção de compostos bioativos de alto valor (KHATOON et al., 2018; RICHMOND, 2004). São uma abundante fonte

de pigmentos fotossintéticos, destacando-se a clorofila e as ficobiliproteínas que consistem em ficoeritrina (PE), ficocianina (PC) e aloficocianina (APC), e suas concentrações variam de acordo com a qualidade da luz e condições de crescimento (BEGUM et al., 2016; DAVISON, 2014; LEE, 2012; RICHMOND, 2004).

As ficobiliproteínas são proteínas fluorescentes solúveis em água, com absorção de energia em regiões do espectro visível (450-650 nm), de estrutura composta por grupos cromóforos de tetrapirrol linear (conhecido como bilinas), ligados covalentemente por uma ou duas ligações tioéter aos resíduos de cisteína das apoproteínas (BATISTA et al., 2006).

A spirulina é formada por células cilíndricas (tricomas) de 3-12  $\mu\text{m}$  de diâmetro, organizadas na forma de um filamento em espiral (RICHMOND, 2004; CIFERRI, 1983). O ficobilissoma da spirulina consiste em aloficocianina formando uma espécie de núcleo, e ficocianina e ficoeritrina na parte periférica (Figura 1) (DAVISON, 2014).

Figura 1: Estrutura do ficobilissoma, constituído de ficoeritrina (PE), ficocianina (PC) e aloficocianina (APC) incorporados a um terminal do pigmento clorofila (TP).

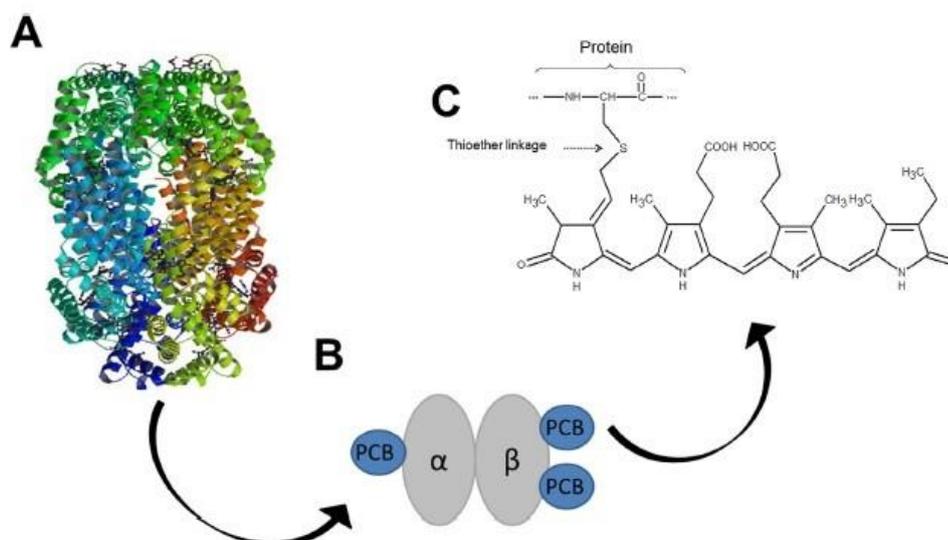


Fonte: DAVISON, 2014.

A ficocianina representa cerca de 20% do peso seco da spirulina, e é composta por duas subunidades semelhantes: uma cadeia alfa com uma ficocianobilina ligada à cisteína 84, e a cadeia beta com duas ficocianobilinas ligadas à cisteína 84 e 155 (Figura 2). Essas subunidades formam um complexo de monômeros, trímeros, hexâmeros e oligômeros, sendo que seu peso

molecular varia de 44 a 260 kDa (SU et al., 2014; FERNÁNDEZ-ROJAS; HERNÁNDEZ-JUÁREZ; PEDRAZA-CHAVERRI, 2014).

Figura 2: Estruturas da ficocianina. (A) Estrutura cristalina da ficocianina em forma de hexâmero; (B) Esquemática da estrutura da ficocianina; (C) Estrutura química da ficocianobilina; (PCB), cromógeno responsável pela cor azul.



Fonte: FERNÁNDEZ-ROJAS, HERNÁNDEZ-JUÁREZ E PEDRAZA-CHAVERRI (2014)

Um dos usos mais comuns da ficocianina é como corante natural na indústria de alimentos devido a sua coloração azul, sendo utilizada em gomas de mascar, sorvetes, refrigerantes e doces, e também em cosméticos (SU et al., 2014; YAN et al., 2014). Mesmo assim, sua aplicação é limitada devido à degradação proteica pela instabilidade à luz e temperatura, podendo ocasionar precipitação de proteínas e perda da coloração azul (CHAIKLAHAN; CHIRASUWAN; BUNNAG, 2012).

A demanda por produtos e ingredientes naturais em alimentos tem crescido cada vez mais, devido aos benefícios à saúde. Além dos aspectos nutricionais, o apelo sensorial vem ganhando espaço no mercado e a busca por corantes naturais tem se tornado preferência entre os consumidores, devido também às reações alérgicas e intolerâncias a ingredientes sintéticos (BATISTA et al., 2006). Autoridades nacionais de todo o mundo, como a *Food and Drug Administration* (FDA) dos Estados Unidos, e a *European Food Safety Authority* (EFSA) da Europa, têm restringido o uso de corantes sintéticos em formulações de alimentos, visto que estes estão altamente associados com o surgimento de câncer e reações alérgicas. Por essas

razões, a indústria de alimentos atualmente expressa um crescente interesse na pesquisa pela extração, uso e estabilidade de corantes naturais (MARTELLI et al., 2014).

Além de frutas e vegetais, as algas e as microalgas são consideradas uma relevante fonte de substâncias fenólicas, carotenoides e antioxidantes, porém são fontes pouco consumidas (NAKAGAWA et al., 2016). Esses são considerados compostos bioativos por terem a capacidade de inativar radicais livres, os quais são responsáveis pela instabilidade de moléculas e podem causar sérios efeitos negativos na saúde humana (MADHAVI; DESHPANDE; SALUNKHE, 1995).

Dentre as propriedades antioxidantes e terapêuticas da spirulina, destacam-se a habilidade de inibir alguns vírus, capacidade de diminuir a pressão sanguínea, lipídeos e glicose no sangue, redução de peso, aumento da resposta imunológica, além de apresentar atividade radio-protetiva e ser eficiente contra a má nutrição (GERSHWIN, BELAY, 2007).

Alguns estudos (MIRANDA et al., 1998; ESTRADA et al., 2001) avaliaram a atividade antioxidante de carotenóides, compostos fenólicos e tocoferóis extraídos da *Spirulina máxima* e demonstraram que os compostos desta alga, responsáveis pelas propriedades antioxidantes, são alguns ácidos orgânicos, como os ácidos cafeico, clorogênico, salicílico, sinápico e trans-cinâmico, e ainda demonstraram a atividade antioxidante da ficocianina e aloficocianina presentes na biomassa de spirulina.

Por apresentar um alto conteúdo proteico, a biomassa de spirulina pode ser adicionada aos produtos alimentícios, uma vez que alguns estudos demonstraram que ela não apresenta toxicidade, sendo considerada GRAS (do inglês *Generally Recognized as Safe* - Geralmente Reconhecido como Seguro) (IYER; DHRUV; MANI, 2008; TSURUDA et al., 2013). O cultivo da spirulina pode ter diversas finalidades, desde a aplicação em alimentos até ração animal, uma vez que se destaca pelo seu alto conteúdo proteico (Tabela 2), vitaminas, sais minerais, lipídeos e corantes, sendo legalmente comercializada (BEGUM et al., 2016; HENRIKSON, 1994).

Tabela 2: Comparação da composição da spirulina com outros microrganismos e alimentos (em base seca).

Fonte protéica	Proteína (%)	Lipídios (%)	Carboidratos (%)	Cinzas (%)
Carne bovina	57,1	37,1	2,0	3,1
Milho	11,2	3,9	85,2	1,3
Trigo	13,6	1,5	84,1	1,4
Soja	46,7	7,1	40,9	5,3
<i>Bacillus subtilis</i>	63,1	4,4	2,1	9,9
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	37,1	2,1	39,4	8,2
<i>Spirulina máxima</i>	65,0	2,0	20,0	5,1

Fonte: Adaptado de SGARBIERI (1996).

O beneficiamento da spirulina está composto por quatro fases determinantes em sua qualidade: cultivo, colheita, secagem e embalagem (RICHMOND, 2004).

## 2.2 BENEFICIAMENTO DA SPIRULINA

A spirulina é uma microalga que se desenvolve naturalmente em águas salinas e altamente alcalinas, normalmente em regiões subtropicais (BECKER; VENKATARAMAN, 1994). Devido à faixa ótima de pH em que se desenvolve (9,5 – 9,8) e por tolerar concentrações moderadas de sais, o meio de cultivo da spirulina torna-se menos viável para o desenvolvimento de outros microrganismos, sendo que seu cultivo apresenta baixa susceptibilidade à contaminação (RICHMOND, 2004). O cultivo da microalga pode ser realizado em sistemas abertos, como lagos e lagoas, ou em sistemas fechados e controlados, os chamados fotobiorreatores. Os cultivos abertos apresentam baixo custo de construção e larga capacidade de produção, sendo a simplicidade de manutenção uma de suas vantagens se comparado aos sistemas fechados. Esses sistemas podem ser naturais, em lagos e lagoas, ou tanques artificiais, chamados de tanques *raceways* (Figura 3) (SINGH; SHARMA, 2012).

Em cultivos há diversos fatores que influenciam na qualidade e produtividade da biomassa, como luminosidade, temperatura, tamanho do inóculo, velocidade de aeração, pH, qualidade da água, macro e micronutrientes presentes (CIFERRI, 1983). Como forma de

reproduzir as exigências nutricionais naturais de crescimento da spirulina, é necessário oferecer um meio de cultura sintético com as condições ambientais para o seu desenvolvimento, como alta quantidade de sais minerais, principalmente bicarbonato de sódio, que mantêm os níveis ótimos de salinidade e pH para a microalga. Para a cultura de spirulina em laboratório, normalmente utiliza-se o meio de cultura desenvolvido por Zarrouk (1966), conhecido por oferecer as quantidades adequadas de sais minerais, principalmente bicarbonato de sódio, o qual fornece CO<sub>2</sub> para a fotossíntese (BECKER; VENKATARAMAN, 1994).

Figura 3: Exemplo de fotobiorreatores abertos para o cultivo de spirulina.

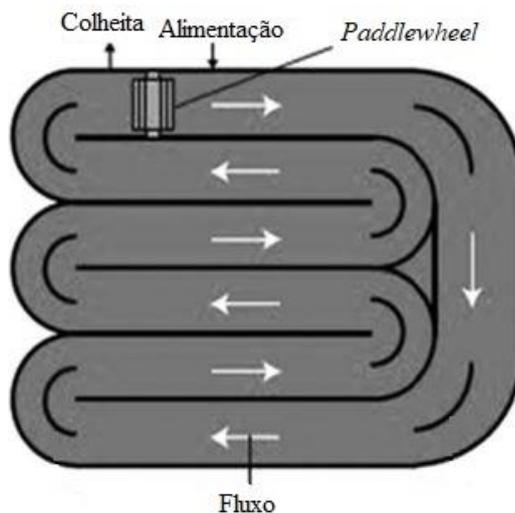


Fonte: Autor (Ceres/Udesc – Laguna/SC).

Os tanques de cultivo tipo *raceways* são os mais utilizados para produção de biomassa de spirulina (RICHMOND, 2004). Esse sistema (Figura 4) proporciona a circulação de água, nutrientes e algas devido ao seu formato chamado de “pista de corrida” e aparatos de movimentação do fluxo de água do tipo *paddlewheel* (SINGH; SHARMA, 2012).

A escolha do método de cultivo adequado afeta a qualidade da biomassa e as propriedades bioativas da spirulina, bem como a densidade celular e a eficiência da produção (CHAIKLAHAN et al., 2011).

Figura 4: Sistema de cultivo em *raceways*.



Fonte: Adaptado de SINGH; SHARMA (2012).

Quando o cultivo de spirulina alcança densidade celular suficiente são realizadas as operações de colheita e concentração da biomassa, podendo ser realizadas por processos de filtração, flotação, centrifugação ou precipitação, sendo que a mais utilizada para coleta de spirulina é a filtração, com auxílio de filtro ou malha (SONI et al., 2017).

A biomassa fresca de spirulina pode ser utilizada para extração de componentes de interesse para a indústria, ou como ingrediente para alimentos ou suplementos (ERIKSEN, 2008). Para viabilizar sua aplicação, é necessário um processo de secagem que visa estabilizar o produto do ponto de vista microbiológico e físico-químico e facilitar o transporte (SONI et al., 2017; PRASETYANINGRUM; DJAENI, 2012).

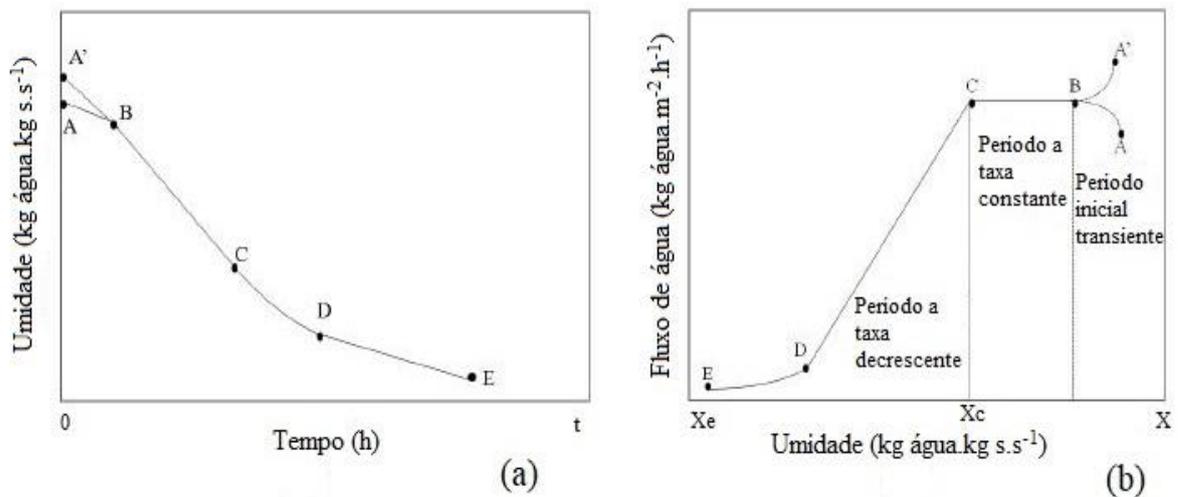
### 2.3 SECAGEM DE ALIMENTOS

A secagem de alimentos pode ser definida como a operação de remoção de água com o objetivo de reduzir a umidade e a atividade de água ( $a_w$ ) e conseqüentemente, inibir o crescimento microbiano, diminuir atividade enzimática e a velocidade de reações químicas (FELLOWS, 2000). Além disso, a secagem também permite diminuir o custo de embalagem, manuseio, armazenamento e transporte pela diminuição do peso e volume do alimento desidratado (RAHMAN, 2007).

O termo secagem é definido como um processo de transferência simultânea de calor e massa, resultando na redução da umidade do alimento. A remoção da água ocorre devido ao

diferencial da pressão de vapor de água intrínseco do alimento com a pressão de vapor de água atmosférica, sendo que o material irá perder umidade para o ambiente, até que a pressão parcial das duas variáveis se iguale. Durante o processo, normalmente podem ser observados três períodos distintos: inicial ou adaptação, taxa constante e taxa decrescente (GEANKOPLIS, 1993). Na Figura 5 está representada uma curva típica de secagem (a) e uma curva típica da taxa de secagem (b).

Figura 5: Curva típica de secagem (a) e curva típica da taxa de secagem (b).



Adaptado de Geankoplis (1993).

No início da secagem, representado pelo ponto A ou A', a amostra apresenta temperatura geralmente menor do que o meio em que está, e aos poucos a temperatura tende a se elevar, chamado de período inicial transiente. Após, a taxa de secagem se torna constante, ilustrado pelo segmento B-C, visto que a temperatura da amostra e do meio são parecidas. No período a taxa constante, toda superfície da amostra exposta está saturada de água, sendo constante a remoção de água, até alcançar a umidade crítica (ponto C), onde a quantidade de água não acompanha o fenômeno de evaporação de umidade da amostra. No período em que se alcança a taxa decrescente (trecho C-D) a velocidade de secagem diminui, pois, a quantidade de água na superfície decresce. Assim a umidade aproxima-se do menor teor de umidade atingível no processo, sendo considerada a umidade de equilíbrio (ponto E) (GEANKOPLIS, 1993).

A secagem é um processo que depende da estrutura da amostra e do período de secagem para que os mecanismos de transferência de calor (condução, convecção e radiação) e de massa

atuem (GEANKOPLIS, 1993). A escolha do método de secagem a ser empregado depende de fatores como a estrutura do material e o período de secagem, bem como as características finais desejadas, pré-tratamentos necessários e custo do processamento (RAHMAN, 2007; GEANKOPLIS, 1993).

### **2.3.1 Secagem convectiva**

Dentre os métodos de desidratação, um dos mais utilizados é a secagem convectiva, muito aplicado a processos industriais. Ao submeter uma amostra em contato com um fluxo de ar aquecido ocorre o fenômeno de transferência de calor por convecção, entre a superfície do material e o vapor de água que é carregado pela corrente de ar. Isto é, trata-se de um processo simultâneo de transferência de calor e massa, seguido de mudança de fase ou estado (BRENNAN; GRANDISON, 2012; BABALIS; BELESSIOTIS, 2004).

Porém, devido à aplicação de temperaturas relativas muito elevadas e/ou à prolongada exposição da amostra para que ocorra a evaporação da água, esse método pode resultar em degradação de diversos compostos sensíveis ao calor, bem como efeitos negativos na qualidade do produto final (CHONG et al., 2013).

### **2.3.2 Liofilização**

O método de liofilização tem como princípio a remoção de água de um material a partir da sublimação do gelo. Nesta secagem, a matéria-prima passa por uma etapa de congelamento. A remoção da água congelada se dá por da sublimação, onde a água passa do estado sólido diretamente para o estado de vapor. Para que isso ocorra, o material congelado é submetido a alto vácuo e aquecido por de condução e/ou radiação (NIREESHA et al., 2013).

Em termos de eficiência na remoção de água de um alimento com mínimas modificações estruturais e baixa perda de nutrientes, o processo de liofilização se torna vantajoso. Ainda assim é reconhecido como um método que demanda alto custo de investimentos com equipamento, manutenção e alto gasto de energia (RATTI, 2001).

### 2.3.3 Secagem de alimentos por método de espalhamento

A demanda pelo desenvolvimento de alimentos com características nutricionais preservadas tem tornado crescente a pesquisa por novas tecnologias de secagem de matérias-primas alimentícias. Dentre alguns processos inovadores, o método de secagem por espalhamento mais utilizado para alimentos é de secagem em tambor (*Drum Dryer*), onde uma fina camada de alimento é aplicada sobre um cilindro metálico, aquecido internamente, e a transferência de calor ocorre por condução, ocasionando a evaporação da água até a umidade desejada do produto (MORAES; RESKA; LAURINDO, 2014; GEANKOPLIS, 2003; STRUMILLO; KUDRA, 1986). Outro método é o *Refractance Window* (RW), onde o alimento espalhado em uma superfície de poliéster, a qual está em contato com água aquecida na sua face inferior. O produto percorre nesta esteira, e o sistema ainda conta com exaustores para a retirada dos vapores de água (NINDO; TANG, 2007).

#### 2.3.3.1 Secagem por Cast-Tape Drying (CTD)

O *cast-tape drying* (CTD) é um método de secagem por espalhamento, desenvolvido no Laboratório de Propriedades Físicas da UFSC, para a produção de produtos em pó a partir de uma matéria-prima líquida ou pastosa. A amostra a ser desidratada é disposta na forma de uma camada fina sobre uma superfície plana aquecida, sobre a qual ocorre a secagem condutiva e/ou convectiva. Ainda, a circulação de ar quente sobre a solução espalhada pode auxiliar na desidratação (ZOTARELLI et al., 2017; DURIGON et al., 2016; HOTZA, 1997).

O uso do CTD é adequado para a produção de produtos em pós, uma vez que seu processo resulta em filmes ou flocos do alimento, podendo este ser triturado posteriormente e comercializado. Esta metodologia tem como vantagem a possibilidade de utilização de diferentes temperaturas de secagem, podendo operar por curtos intervalos de tempos, selecionados de acordo com a matéria-prima utilizada e da espessura (ZOTARELLI et al., 2017). A utilização deste método já pode ser encontrada na literatura para a secagem de frutas como morango, cenoura, abóbora, manga, açaí e tomate (ZOTARELLI et al., 2017; DURIGON et al., 2016; CASTOLDI et al., 2015; PAVAN; SCHMIDT; FENG, 2012; NINDO et al., 2003; ABONYI et al., 2001).

### 2.3.3.2 Secagem por Vacuum Cast-Tape Drying (VCTD)

A secagem por VCTD é um processo semelhante ao *Cast-tape drying*, porém possui um incremento operacional, que é o sistema de vácuo acoplado sobre a superfície de secagem (COSTA, 2017). A secagem a vácuo remove a umidade do alimento utilizando baixa pressão, demonstrando diversas vantagens frente aos métodos de secagem convencionais, como por exemplo, a redução da oxidação (COMITRE et al., 2015). Ainda, a redução da pressão na câmara de secagem pode substituir o fluxo de ar quente (utilizado em secagens convencionais), evitando assim a degradação significativa de compostos e diminuição da qualidade do produto (ZHANG et al., 2006). A secagem por VCTD se assemelha aos métodos clássicos empregados para desidratação de alimentos, pois apresenta também três períodos na curva de taxa de secagem, sendo eles: i) período de aquecimento ou transiente; ii) período a taxa constante; e iii) período a taxa decrescente (COSTA, 2017).

Ademais, a secagem utilizando vácuo se sobressai à liofilização em termos de menor consumo de energia, visto que a energia requerida para a evaporação da água é menor do que a energia despendida para o congelamento da amostra, sublimação do gelo e condensação do vapor à temperaturas muito baixas (REIS, 2011; FOERST; KULOSIK, 2007).

## 2.4 SECAGEM DA SPIRULINA

Para comercialização, uso como insumo da indústria de alimentos e para prolongar a vida útil do produto final, a biomassa fresca de spirulina pode ser desidratada utilizando operações de secagem (MORIST et al., 2001), sendo importante que esta etapa preserve as características nutricionais do produto e seus compostos ativos (PRASETYANINGRUM; DJAENI, 2012). A desidratação, geralmente, é realizada após uma etapa de centrifugação ou filtração do cultivo (para retirada do maior volume de água excedente), e a escolha do método depende da exigência final do produto, podendo-se obter pós com umidade inferior a 3-4% (CHEN; CHANG; LEE, 2015; COMITRE, 2015; RICHMOND, 2004). De acordo com a literatura, fatores como temperatura e espessura da biomassa durante a secagem são os mais importantes para garantir sua qualidade final (DESMORIEUX; DECAEN, 2006; OLIVEIRA et al., 2009).

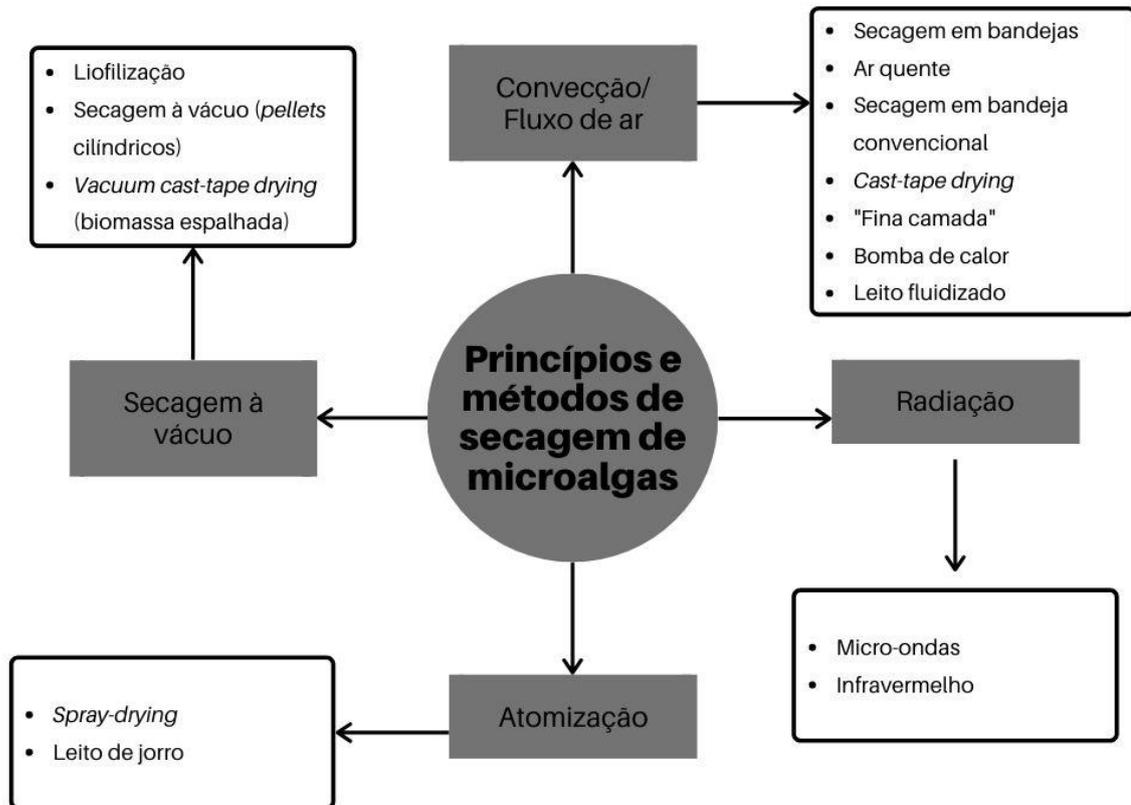
Do ponto de vista de biomassa microalgal, existem diversas tecnologias que podem ser potencialmente utilizadas para a secagem dessa matéria-prima, bem como outros alimentos com

altas viscosidades (NEVES; DEMARCO; TRIBUZI, 2019). Dentre os diversos fatores que podem influenciar na escolha do método adequado, destacam-se eficiência energética e custos com instalação e operação. Contudo, ainda mais importante do que isso, a preservação dos compostos bioativos e nutricionais da biomassa devem ser considerados, uma vez que esse produto será utilizado para alimentação humana (SHOW; LEE; CHANG, 2013; PRASETYANINGRUM; DJAENI, 2012). Considerando a performance do processo, outra condição que afeta a escolha do método é a umidade inicial da biomassa microalgal, e para alguns processos utiliza-se essa matéria-prima com umidade inicial entre 55-88% (base úmida) (SILVA et al., 2019; OLIVEIRA et al., 2009).

A maioria dos processos de secagem utilizados para microalgas, no geral, são aqueles que utilizam fluxo de ar quente/convecção. O desempenho do princípio do processo em cada método depende de algumas condições durante a secagem, como *design* e aparatos físicos do equipamento, interações e processos intrínsecos que ocorrem na amostra, influências do ambiente externo, transferência de massa e saída da água presente na matriz (OLIVEIRA et al., 2010). Algumas tecnologias utilizadas na secagem de alimentos constituem-se do mesmo princípio, apenas com pequenas modificações em parâmetros do processo ou *design* do equipamento, e por isso, recebem diferentes nomes em diversos estudos (NEVES; DEMARCO; TRIBUZI, 2019). Além da utilização do princípio da convecção na desidratação de microalgas, outros métodos de transferência de calor podem ser descritos, como condução e radiação. Na Figura 6 está exemplificado a segregação dos diferentes métodos de secagem já encontrados na literatura de acordo com seu princípio de secagem.

Na literatura há muitos processos de desidratação de microalgas descritos, porém poucos estudos aplicam essas tecnologias para produtos que serão utilizados na alimentação humana. A Tabela 3 apresenta algumas pesquisas realizadas que utilizaram diferentes métodos de secagem de biomassa de spirulina, com potencial aplicação na alimentação humana, e seus principais apontamentos e conclusões.

Figura 6: Diferentes denominações para processos de secagem de microalgas (contidas na literatura) e seus princípios básicos: convecção, radiação, atomização e utilização de vácuo.



Fonte: Adaptado de Neves; Demarco; Tribuzi (2019).

Tabela 3: Diferentes métodos de secagem aplicados para a secagem de spirulina com interesse em avaliar os impactos gerados e a qualidade do produto final.

Método de secagem	Especificações do processo	Conclusões	Referência
Secador de ar (Secador leito de jorro (LJ))	Temperatura: 80, 90, 100 e 110 °C Velocidade do ar: $0.33 \pm 0.01 \text{ m.s}^{-1}$ Tempo de secagem: 210 min	Secador LJ a 100 °C mostrou boa estabilidade térmica (maiores valores de fenólicos totais, atividade antioxidante e solubilidade de proteínas). LJ a 80 °C e CB demonstraram elevadas concentrações de ficocianina e menores valores de oxidação lipídica.	Larrosa et al. (2017)
Secador de ar (Secador convencional de bandeja (CB))	Temperatura: 55 °C Velocidade do ar: $2.5 \text{ m.s}^{-1}$ Espessura na bandeja: 4 mm		
Secador de bomba de calor	Temperatura: 30, 40 e 50 °C Espessura da amostra: 1, 3 e 5 mm Tempo de secagem: 85-560 min	Retenção dos compostos bioativos na amostra desidratada devido às condições moderadas de ar e temperatura utilizadas.	Costa et al. (2016)
Secador a vácuo de escala laboratorial	Temperatura: 40, 50 e 60 °C Pressão: 13.3 kPa	Baixa perda de ficocianina e compostos fenólicos, baixa oxidação lipídica e alta estabilidade térmica durante a secagem a 40 °C.	Larrosa et al. (2016)
Secador de ar (Câmara de bancada)	Temperatura: 30, 50, 70 e 80 °C Velocidade do ar: 2.0 m/s Umidade relativa: 13, 20, 50 e 60%	Ficocianina e compostos fenólicos totais foram altamente dependentes da temperatura e não da umidade relativa.	Nakagawa et al. (2016)
Secador de bandeja	Temperatura: 50, 60 e 70 °C Espessura da amostra: 3, 5 e 7 mm	A qualidade da spirulina seca em secador em camada de espuma foi	Prasetyaningrum; Djaeni (2012)

	Velocidade do ar aquecido: 2.5 m.s <sup>-1</sup>	maior em comparação à spirulina produzida na indústria.	
Forno convencional	Temperatura: 50 °C Umidade relativa: 12%	O encolhimento da spirulina foi fraco e anisotrópico e a porosidade final foi próxima de 80%.	Dissa et al. (2010)
Secador de ar (forno)	Temperatura: 45 °C Espessura do espalhamento em camada: 1 e 4 mm Diâmetro dos cilindros: 2, 3, 4 e 6 mm	A amostra espalhada em camadas não mostrou macroporosidade. Microporosidade estava presente nas amostras em cilindros e não na forma de camadas. A secagem na forma de cilindros indicou ótimas condições.	Desmorieux et al. (2010)
Secador de ar (Secador de bandeja descontínuo)	Temperatura: 50, 60 e 70 °C Espessura: 3, 5 e 7 mm Velocidade do ar aquecido: 2.5 m.s <sup>-1</sup>	A metodologia de superfície de resposta mostrou que a melhor condição foi a 55 °C e 3,7 mm de espessura, a qual apresentou 37% de perda de ficocianina e não demonstrou diferença significativa na composição de ácidos graxos em relação à biomassa fresca.	Oliveira et al. (2010)
Secagem em bandeja com circulação perpendicular de ar	Temperatura: 50 e 60 °C Velocidade do ar: 1.5 m/s Umidade relativa: 7-10%	A melhor condição foi a 60 °C e 4 kg/m <sup>2</sup> , na qual o produto apresentou conteúdo de proteínas em 64% e concentração de ficocianina em 12,6%.	Oliveira et al. (2009)
Secagem convectiva em camada fina	Temperatura: de 40 a 60 °C Velocidade do ar: 1.9 – 3,8 m/s.	Spirulina é muito higroscópica na faixa de temperatura de 25-40 °C.	Desmorieux; Decaen (2005)
Secagem convectiva	Temperatura: 40, 50 e 60 °C Velocidade do ar: 0,15 m/s		Desmorieux; Hernández (2004)

---

	Tempo de secagem: 2-3 h	As perdas de proteína foram proporcionais à temperatura do ar de secagem (entre 40 e 70 °C). O dano na borda dos filamentos foi dependente da temperatura do ar de secagem acima de 40 °C. O melhor método foi liofilização no que diz respeito a proteínas e açúcares totais, com mínima degradação desses componentes.
Infravermelho	Temperatura: 40, 50 e 60 °C Fluxo de radiação: 2,71 kW/m <sup>2</sup>	
Spray-drying	Temperatura: 130-150 °C Taxa de alimentação: 0.09 l/h	
Liofilização	Temperatura: -20 °C Pressão: 8 Pa Tempo de secagem: 18 h	

---

Fonte: Autor.

Normalmente, para secagem de spirulina utilizam-se métodos como o *spray-dryer* (secagem por atomização), tambor rotativo, secagem solar, secagem convectiva, liofilização e secagem com aplicação de vácuo.

No caso do *spray-drying* o uso de diferentes temperaturas e outros parâmetros do processo, assim como diferentes concentrações de agentes carregadores, influenciam o aspecto, coloração e as propriedades do produto seco (OLIVEIRA et al., 2009; DESMORIEUX; HERNANDEZ, 2004). Estudos relatados na literatura científica, buscaram desenvolver técnicas inovadoras de secagem de spirulina utilizando secagem em leito de jorro (*spouted bed drying*) (POHNDORF et al., 2016) e secagem convectiva em camada delgada (*thin-layer convective drying*) (COSTA, 2014; CHAIKLAHAN et al., 2011; OLIVEIRA et al., 2009; NAKAGAWA et al., 2016; DISSA et al., 2010). Nesses casos foram estudados os efeitos dos processos de secagem na qualidade dos produtos obtidos, e em alguns casos a degradação de ficocianina causada por diferentes métodos.

Estudos demonstraram que processos de secagem comumente utilizados para o processamento de spirulina, com elevada temperatura, resultam em uma considerável perda de ficocianina, podendo chegar a 95% de degradação (OLIVEIRA et al., 2010; SARADA et al., 1999).

Desse modo fica evidenciado que, a exposição da spirulina a altas temperaturas causa a degradação da ficocianina, e que o uso de baixas temperaturas de secagem e da diminuição da exposição à luz e ao oxigênio (caso da liofilização ou da secagem a vácuo à baixa temperatura) favorece a permanência de teores elevados de ficocianina nos produtos finais (CHAIKLAHAN; CHIRASUWAN; BUNNAG, 2012). Como esperado, a liofilização é apontada entre os melhores métodos para secagem de biomassa de spirulina, quando o objetivo é a conservação das propriedades funcionais da biomassa fresca. Por outro lado, este processo de secagem consta de operações onerosas, como o congelamento a baixas temperaturas e a sublimação do gelo em câmaras de vácuo, ademais é um processo demorado, o que o torna dispendioso para a maioria das realidades industriais (RATTI, 2001).

Apesar de apresentarem estabilidade química e microbiológica, além de menores custos com transporte e armazenamento, os produtos secos são susceptíveis à influência do meio externo em que são armazenados, como umidade relativa, temperatura, variações ambientais e pressão. Podem interagir com essas condições, o que faz esses produtos serem susceptíveis à aglomeração e pegajosidade durante produção e armazenamento. A descrição sobre essa reatividade e interação pode ser explicada pela avaliação de parâmetros como cinética e

capacidade de absorção de água, propriedades mecânicas e molhabilidade do produto (FORNY; MARABI; PALZER, 2011; CUQ; RONDET; ABECASSIS, 2011; CHEN; ÖZKAN, 2007).

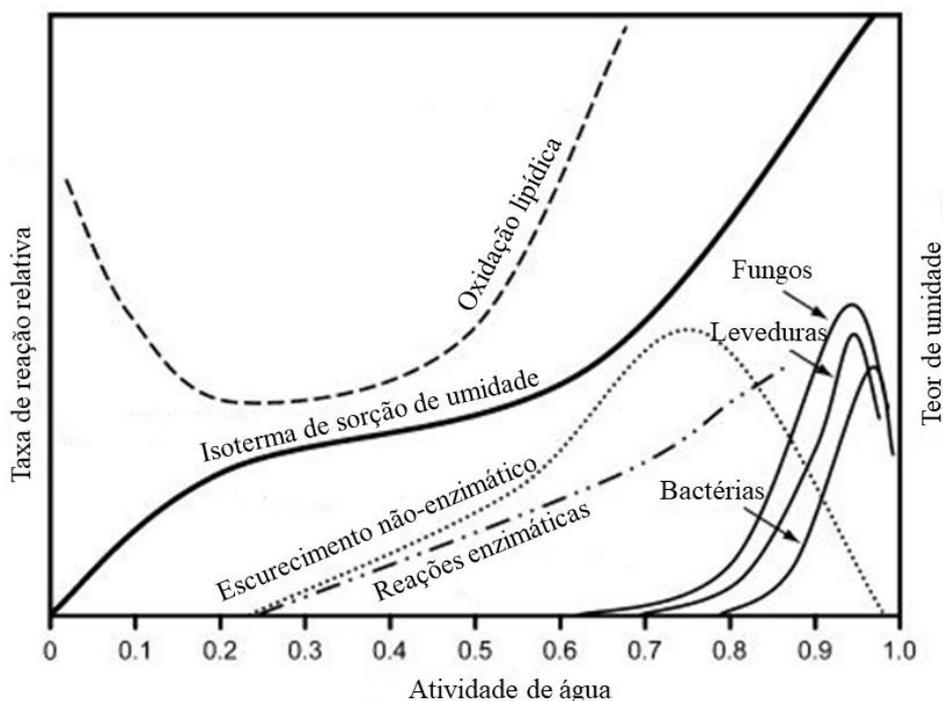
## 2.5 PROPRIEDADES FÍSICAS E PARÂMETROS DE QUALIDADE DE ALIMENTOS DESIDRATADOS

### 2.5.1 Umidade e atividade de água

O conteúdo de água de um alimento e sua vida útil têm uma forte relação, e afeta diretamente sua perecibilidade e estabilidade (FENNEMA, 2010). Por si só, o conteúdo de água não é um indicador de estabilidade dos alimentos. É necessário compreender como a água se apresenta no alimento e com que intensidade se associa aos componentes não aquosos. A água livre é aquela disponível para interações químicas, físicas e microbiológicas, como crescimento de microrganismos, germinação de esporos, assim como participação em reações químicas (FENNEMA, 2010; BARBOSA-CÁNOVAS et al., 2007).

A estabilidade pode ser prevista a partir da atividade de água ( $a_w$ ), pois quantifica o grau de ligação da água presente em determinado alimento e sua disponibilidade para interações intrínsecas e extrínsecas, sendo um fator importante no controle de deterioração de produtos desidratados (Figura 7) (FENNEMA, 1996; FELLOWS, 2000; JANGAM; MUJUMDAR, 2010). A atividade de água é definida como a razão entre a pressão de vapor da água no alimento e a pressão de vapor da água pura à mesma temperatura (FELLOWS, 2000; RAHMAN, 2008).

Figura 7: Diagrama da estabilidade de um alimento em função de sua atividade de água.



Fonte: Adaptado de BARBOSA-CÁNOVAS et al. (2007).

O diagrama representado na Figura 7 demonstra que a estabilidade de um alimento está diretamente relacionada com sua atividade de água, e que, fatores que influenciam na perda de qualidade do alimento, atuam em determinadas faixas de atividade de água (BARBOSA-CÁNOVAS et al., 2007). Crescimento de microrganismos (fungos, leveduras e bactérias), atividades químicas e enzimáticas são exemplos de fatores ligados à estabilidade (LABUZA, 1968). Por isso, o termo atividade de água é comumente utilizado em correlações com a segurança e qualidade dos alimentos. Controlar a atividade de água de um produto é uma forma de garantir a segurança dos alimentos diminuindo as chances de deterioração microbiana, por exemplo (BARBOSA-CÁNOVAS et al., 2007).

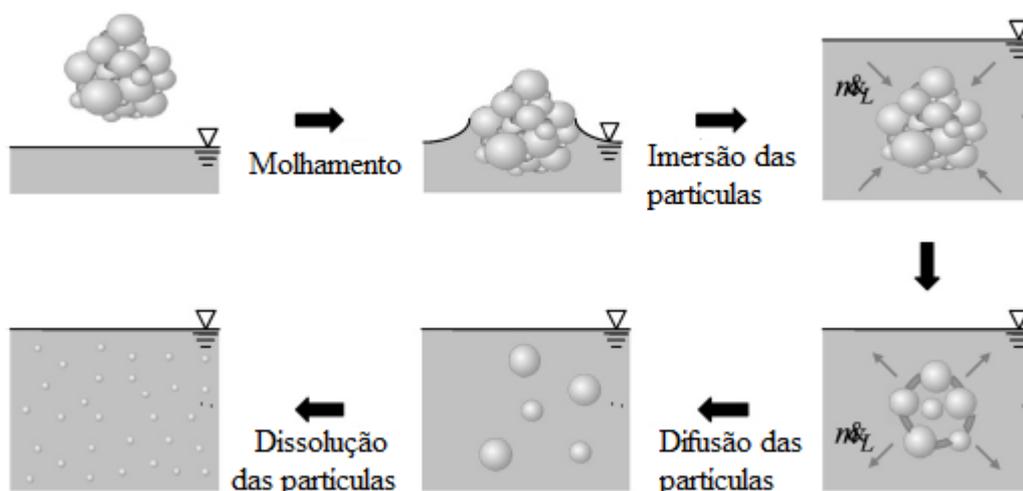
### 2.5.2 Reidratação de alimentos em pó

Além da estabilidade química e microbiológica, os alimentos em pó oferecem conveniência e praticidade para o consumidor. O tempo de reconstituição ou reidratação é definido como o tempo necessário que leva para um pó em contato com a água se transformar

em solução ou suspensão. Dessa forma, é importante compreender os aspectos e limitações do produto que afetam o processo de reconstituição (FORNY; MARABI; PALZER, 2001).

Quando disposto em água, a reidratação de um pó ocorre basicamente por quatro etapas (Figura 8): I) molhamento e penetração do líquido no sistema poroso do material pelas forças capilares; II) imersão das partículas no líquido; III) difusão das partículas no líquido; e IV) dissolução das partículas solúveis no líquido (FORNY; MARABI; PALZER, 2001).

Figura 8: Esquema de dispersão de partículas sólidas em um líquido.



Fonte: Adaptado de Forny; Marabi; Palzer (2001).

A molhabilidade de uma partícula sólida por um líquido depende de diversas interações intermoleculares, como ligações químicas, ácido-base, ligações de hidrogênio e forças de *Van der Waals*. Ainda, o ângulo formado do contato do sólido com o líquido depende da conformação físico-química do alimento seco, tais como rugosidade da superfície, orientação molecular do pó, heterogeneidade química, inchamento e dissolução parcial do sólido no líquido (FORNY; MARABI; PALZER, 2011; LAZGHAB et al, 2005).

Já a solubilidade pode ser entendida como a medida da quantidade de sedimento que se forma após um processo de reconstituição do pó com líquido, após um certo período, e é considerada uma medida da qualidade de partículas não solubilizadas. A solubilidade é afetada pela quantidade de gordura e estado das proteínas do alimento (ZOTARELLI, 2014; CHEN & ÖZKAN, 2007).

### 2.5.3 Estrutura microscópica

A caracterização da estrutura interna e microscópica de uma matriz tem sido fundamental para confirmar hipóteses de que outros mecanismos, além de difusão, também desempenham papéis importantes na desidratação (FITO et al., 1995). Os parâmetros estruturais são geralmente designados como aqueles que afetam o transporte de calor e massa no interior do produto, ou seja, a porosidade e densidade. Contração, encurtamento, porosidade, colapso, endurecimento e rachaduras são exemplos de impactos estruturais mais importantes resultantes do processo de secagem. O encolhimento de estrutura fibrilar ocorre porque a matriz viscoelástica se contrai no espaço que era anteriormente ocupado pela água que foi removida (AGUILERA, 2003).

Além disso, outros fatores diretamente ligados à transferência de umidade dessas microrregiões, e que impactam na estrutura final, são a taxa de secagem e a porosidade interna. De maneira geral, a porosidade de um alimento aumenta à medida que a umidade é removida sob altas taxas de secagem, resultando em uma estrutura interna mais porosa. Em contrapartida, uma secagem com baixas taxas resulta em um produto mais compacto e denso (AGUILERA, 2003).

A secagem por convecção utilizando ar quente, por exemplo, resulta em um produto com uma camada externa seca, a qual fixa o volume do material, resultando assim em um produto de menor densidade (AGUILERA, 2003).

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 BIOMASSA DE SPIRULINA

As amostras de *Arthrospira platensis* foram cultivadas e fornecidas pelo Laboratório de Cultivo e Biotecnologia de Algas (LCBA) no Centro de Educação da Região Sul (Ceres) da Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC), localizado em Laguna - Santa Catarina.

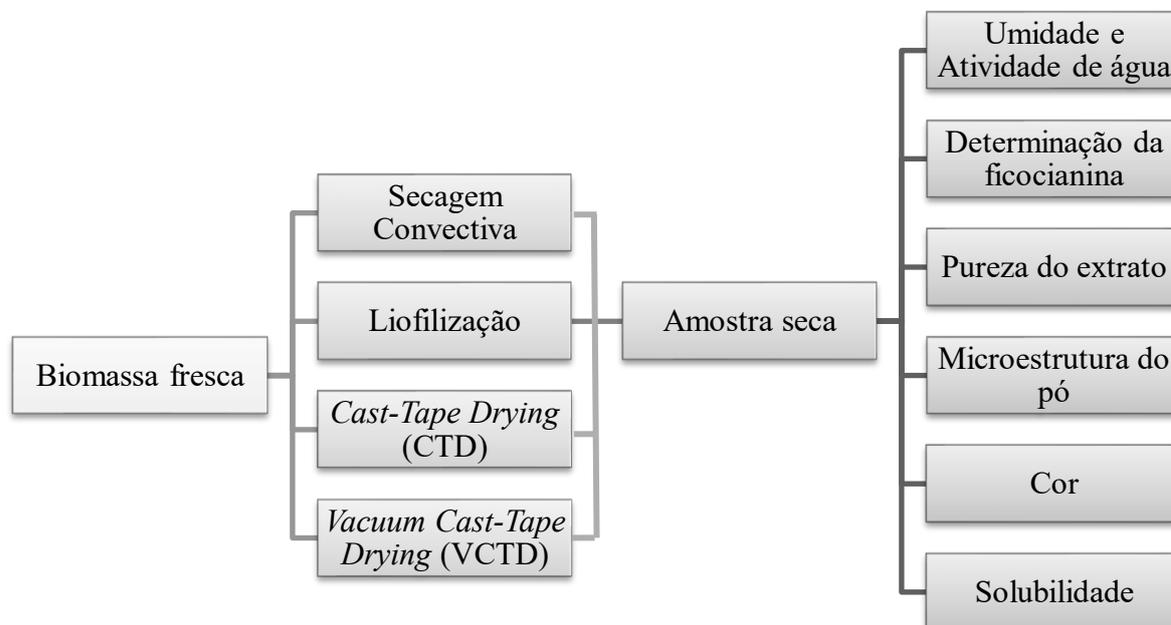
O cultivo da microalga foi realizado durante aproximadamente 15 dias em tanque do tipo *raceway* com dimensões de 6,00 m x 1,20m x 0,25m com agitação por "*Paddle-Wheel*". A composição do meio de cultura foi: 30g/L NaCl, 10g/L NaHCO<sub>3</sub> e fertilizante hidropônico 1g/L. Para a coleta da biomassa foram utilizados filtros de 75 e 45 µm.

Após a coleta, a biomassa de spirulina foi refrigerada a  $4 \pm 1$  °C e transportada para o Laboratório de Propriedades Físicas dos Alimentos (PROFI) da Universidade Federal de Santa Catarina e acondicionada sob refrigeração até o momento dos procedimentos experimentais (máximo de 48 h).

#### 3.2 PROCEDIMENTO EXPERIMENTAL

As amostras de biomassa de spirulina foram desidratadas por 4 métodos distintos, e os pós obtidos por estes métodos foram utilizados para a realização das análises de umidade, atividade de água, conteúdo de ficocianina, pureza do extrato de ficocianina, microestrutura do pó, análise de cor e solubilidade, conforme apresentado na Figura 9.

Figura 9: Diagrama de métodos de secagem e análises realizadas.

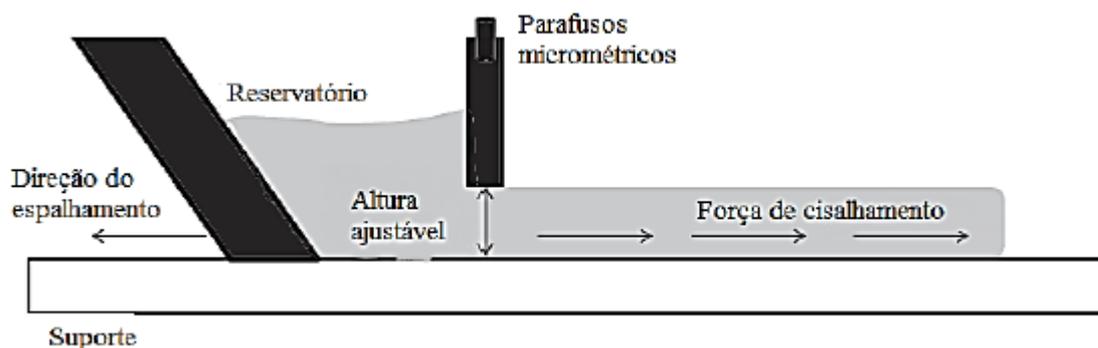


Fonte: Autor.

### 3.3 MÉTODOS DE SECAGEM

Para a secagem da biomassa fresca de spirulina foram utilizados quatro processos diferentes de secagem com diferentes tempos e temperaturas pré-estabelecidos após realização de testes. Em todos os processos, a biomassa de spirulina foi distribuída uniformemente na espessura de 3 mm sobre os suportes de cada equipamento, com auxílio de um espalhador micrométrico *doctor-blade*. Na Figura 10 está ilustrado o esquema do processo de espalhamento utilizado nas secagens. Foi utilizado um paquímetro para a medida da espessura da amostra. Em todos os processos, a amostra foi disposta sobre filme Teflon® (Lençol Armalon® Standard, Indaco, São Paulo, Brasil), exceto no processo de liofilização onde a amostra foi distribuída em suportes próprios do equipamento, sem o filme Teflon®.

Figura 10: Esquema do processo de espalhamento da amostra.



Fonte: Adaptado de Moraes et al. (2013).

Na Figura 11 é demonstrado o espalhamento da amostra sobre o filme de Teflon®, utilizando a espessura de 3 mm. Todos os experimentos de secagem foram realizados em triplicata. A retirada das amostras para as determinações físico-químicas em tempos pré-estabelecidos foi realizada em triplicata.

Figura 11: Espalhamento da amostra de biomassa de spirulina sobre suporte com filme Teflon®.



Fonte: Autor.

### 3.3.1 Secagem convectiva

A secagem convectiva das amostras foi realizada em estufa com circulação e renovação de ar (TE 394/2, TECNAL, Brasil). As temperaturas utilizadas no processo foram de 40 °C e 60 °C com duração de 420 minutos em ambos os processos. A umidade relativa e a velocidade do ar foram monitoradas com um higrômetro (ThermoHygrometer, TEXTO 610, Alemanha) e um anemômetro portátil (TEXTO, Anemometer 425, Alemanha) durante a secagem, respectivamente.

### 3.3.2 Liofilização

A secagem das amostras por liofilização foi realizada utilizando um liofilizador comercial (Liotop, L101, Brasil). A biomassa fresca foi acondicionada em pequenas placas de polipropileno, na espessura de três milímetros, e congeladas por aproximadamente três (3) horas à temperatura de  $-60 \pm 1^\circ\text{C}$  por 3 horas. Em seguida, as placas foram distribuídas em tubos de borosilicato do próprio equipamento, as quais foram conectadas à câmara de vácuo principal do liofilizador por meio de válvulas. A bomba foi acionada e a secagem ocorreu à pressão de 0,2 mbar. Em tempos pré-estabelecidos, os tubos de borosilicato foram removidos de cada válvula independentes, um a um, para a retirada das placas com amostras para as determinações analíticas.

### 3.3.3 Secagem por método de espalhamento

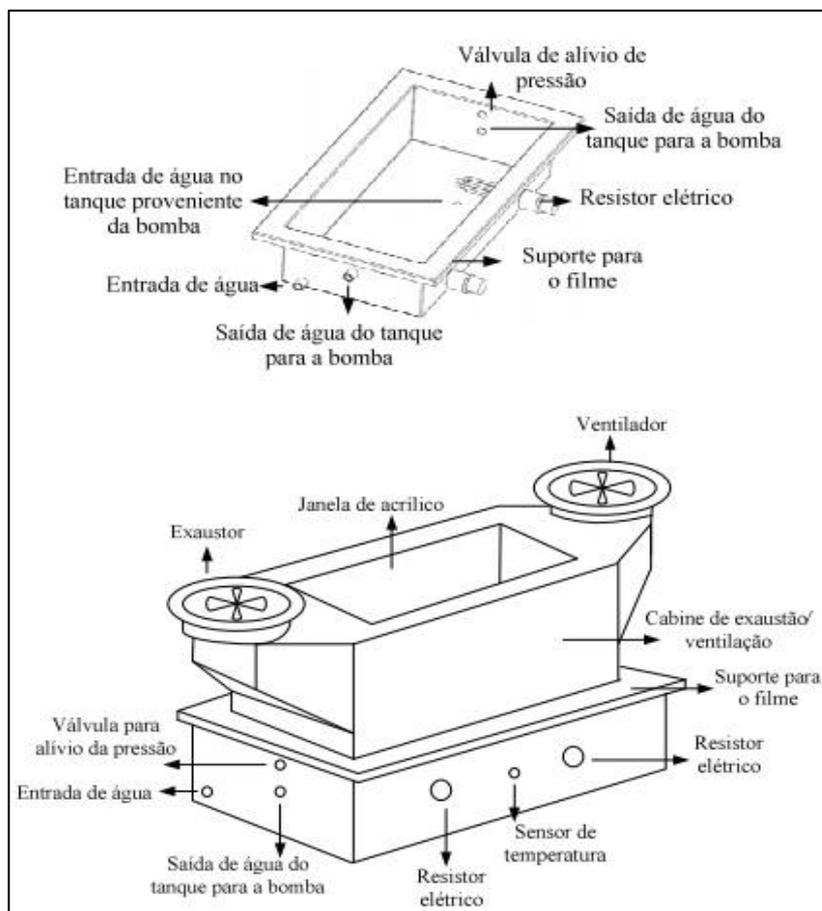
Foram utilizados dois métodos de secagem por espalhamento em superfície aquecida, utilizando pressão atmosférica (CTD) e vácuo (VCTD).

#### 3.3.3.1 *Cast-Tape drying (CTD)*

O sistema de secagem por *CTD* (Figura 12) consiste em um reservatório de água quente e um banho termostático operando em um sistema fechado. Sobre o reservatório de água foi tensionada uma película de Teflon® onde a amostra é distribuída, na face inferior da película toca a água por toda a sua extensão, aquecendo a superfície. O fluxo de ar é controlado por um ventilador e um exaustor na parte superior (DURIGON et al., 2016).

A biomassa de spirulina foi distribuída sobre o filme de Teflon® em uma espessura de 3 mm. O reservatório de água foi mantido à temperatura de  $98\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$  durante toda a secagem.

Figura 12: Equipamento CTD: (A) Tanque; (B) Tanque e cabine de exaustão e ventilação.



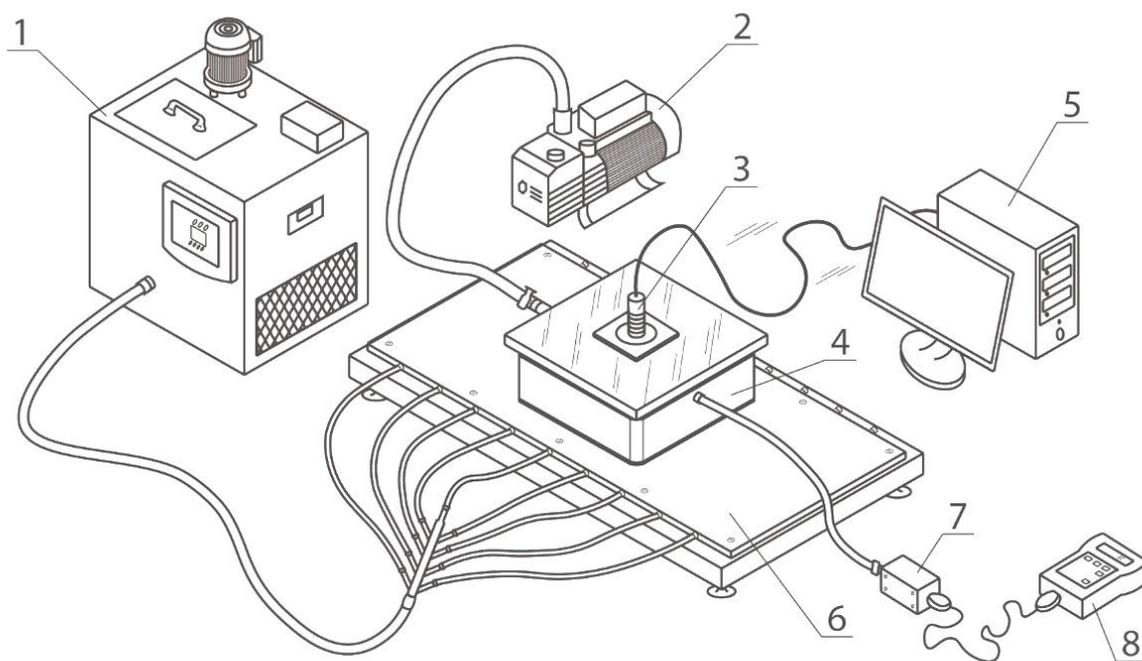
Fonte: Durigon (2016).

### 3.3.3.2 Vacuum Cast-Tape Drying (VCTD)

O sistema de secagem por VCTD (Figura 13) é composto por uma chapa de alumínio aquecida por circulação de água quente proveniente de um banho ultratermostático (Quimis, 6214M2, Brasil). Sobre esta chapa de alumínio é disposto um filme de Teflon®, para evitar aderência excessiva da biomassa seca à chapa de aço. Na parte superior é fixada uma câmara de vácuo com paredes de aço inox e tampa de acrílico, possuindo em seu centro um termômetro infravermelho (Raytek CI, RAYCMLTJ, China) para monitoramento da temperatura durante a secagem, entrada para a linha de vácuo conectada à uma bomba de vácuo (DVP, RC.8D, Italy) e monitoramento da pressão (ILMVAC, PIZA101, Germany) durante o processo.

As secagens utilizando o sistema VCTD foram realizadas nas temperaturas de 40 °C e 60 °C. A retirada das amostras da biomassa de spirulina para a quantificação da umidade, da atividade de água e do teor de ficocianina, durante a secagem, foi realizada utilizando o método destrutivo. As coletas das amostras foram feitas em três pontos diferentes, em intervalos de tempos estabelecidos da seguinte forma: a cada 10 min na secagem a 60 °C, e a cada 10 min inicialmente e 30 min ao final na secagem a 40 °C. Em ambas as temperaturas, a biomassa fresca foi espalhada sobre o filme de Teflon®.

Figura 13: Equipamento VCTD (1) banho ultratermostático; 2) bomba de vácuo; 3) termômetro infravermelho; 4) câmara de vácuo; 5) computador; 6) chapa suporte de alumínio; 7) transdutor de pressão; 8) vacuômetro digital).



Fonte: Autor.

### 3.4 CINÉTICA DE SECAGEM

As curvas foram nomeadas de acordo com o métodos de secagem utilizados para produzir os pós de spirulina, ou seja, secagem no VCTD a 40 °C (VCTD 40), secagem no VCTD a 60 °C (VCTD 60), secagem em estufa convectiva a 40 °C (CONV 40), secagem em

estufa convectiva a 60 °C (CONV 60), secagem em CTD (CTD) e secagem em liofilizador (LIOF).

Foram definidos pontos de retirada de amostra durante o período de secagem em cada processo para as determinações analíticas e construção das curvas de secagem. Os tempos foram pré-estabelecidos conforme demonstrado na Tabela 4:

Tabela 4: Pontos de retirada de amostras durante o período de secagem.

Pontos analíticos	Métodos de secagem					
	CONV 40	CONV 60	VCTD 40	VCTD 60	CTD	LIOF
	Tempo (min)					
Ponto 1	0	0	0	0	0	0
Ponto 2	30	30	10	10	2	30
Ponto 3	60	60	20	20	4	60
Ponto 4	90	90	30	30	6	120
Ponto 5	150	150	60	40	8	240
Ponto 6	220	220	90	50	11	360
Ponto 7	310	310	130	60	15	480
Ponto 8	420	420	180	70	19	720

Fonte: Autor.

### 3.4.1 Cinética de umidade

O teor de umidade foi determinado pelo método gravimétrico em estufa (TECNAL, modelo TE-394/2, Piracicaba, Brasil) conforme o método da AOAC (2005), a 105 °C por 24 horas, utilizando uma balança analítica com precisão de 0,0001 g (Shimadzu, AY220, Filipinas). As análises foram realizadas em triplicata.

### 3.4.2 Modelagem matemática da cinética de secagem

O modelo de Page (Equação 1) foi ajustado aos dados experimentais da evolução temporal do teor de umidade dos diferentes processos de secagem avaliados nesse estudo. Foi utilizado o *software* MATLAB® 7.10.

$$\frac{X-X_{eq}}{X_0-X_{eq}} = e^{(-k.t^n)} \quad (1)$$

onde  $X_0$ ,  $X$  e  $X_{eq}$  são os teores de umidade em  $t=0$ , a qualquer momento durante a secagem e no equilíbrio, respectivamente.  $k$  ( $s^{-n}$ ) e  $n$  são os parâmetros do modelo. O coeficiente de correlação ( $R^2$ ) e o RMSE foram utilizados para avaliar a qualidade do ajuste.

O modelo linear foi ajustado no período de taxa de secagem constante, conforme descrito por Moraes et al. (2015). Quando  $R^2$  foi menor que 0,91, foi considerado o final do período da taxa constante. Além disso, o final desse período pode ser estimado quando a  $a_w$  decair repentinamente.

### 3.4.3 Cinética de atividade de água

Para determinação da atividade de água, as amostras foram previamente trituradas e as determinações realizadas com higrômetro digital pela medida do ponto de orvalho a 25 °C (Aqualab, Series 3 TE, DecagonDevices, Inc., Pullman, EUA). As análises foram realizadas em triplicata.

### 3.4.4 Cinética de temperatura

Para as secagens por CTD e estufa convectiva, a temperatura foi monitorada no momento da retirada das amostras nos pontos estabelecidos utilizando termômetro infravermelho (FLUKE, 62MAS+, EUA), em três pontos diferentes da amostra espalhada. No método VCTD a medida da temperatura foi feita constantemente por termômetro infravermelho (RAYTEK CI, RAYCMLTJ, China) acoplado à tampa de acrílico posicionado na parte superior da câmara de vácuo e os valores registrados pelo *software* DataTemp Multidrop (rev. 4.7.5).

## 3.5 CINÉTICA DE DEGRADAÇÃO DA FICOCIANINA

As amostras de biomassa de spirulina e de spirulina desidratada foram analisadas quanto ao teor de ficocianina durante o processo de secagem em diferentes condições de tempo, temperatura e presença de oxigênio.

### 3.5.1 Processo de extração da ficocianina

A extração de ficocianina foi realizada pelo método descrito por Doke (2005), com algumas modificações. A biomassa fresca ou seca de spirulina foi diluída com solução tampão fosfato 20 mM e pH 7,0 na proporção de 1:1000. As amostras diluídas foram submetidas a 4 ciclos de congelamento (-18 °C por 21 h) e descongelamento (~25 °C por 3 h). Após o término dos quatro ciclos, as amostras foram centrifugadas (Quimis, Q222T204, Brasil) por 20 min a 6000 rpm. O material sobrenadante foi retirado e analisado quanto à concentração de ficocianina.

### 3.5.2 Determinação da ficocianina

Os extratos de ficocianina obtidos foram submetidos à análise de espectrofotometria em UV-VIS (FEMTO, 800XI, Brasil) nos comprimentos de onda de 615 nm e 652 nm. A leitura nesses comprimentos de onda permite a determinação da concentração de ficocianina em mg/mL na amostra, obtida pela Equação 2 proposta por Bennet e Bogorad (1973):

$$[Py] = A_{615nm} - \frac{0,474 \times A_{652nm}}{5,34} \quad (2)$$

onde  $[Py]$  é a concentração de ficocianina ( $\text{mg.mL}^{-1}$ );  $A_{615nm}$  é a absorbância da amostra a 615 nm; e  $A_{652nm}$  é a absorbância da amostra a 652 nm. Os resultados foram expressos como porcentagem de retenção de ficocianina (Equação 3).

$$R \% = \frac{[Py_i] \times 100}{[Py_0]} \quad (3)$$

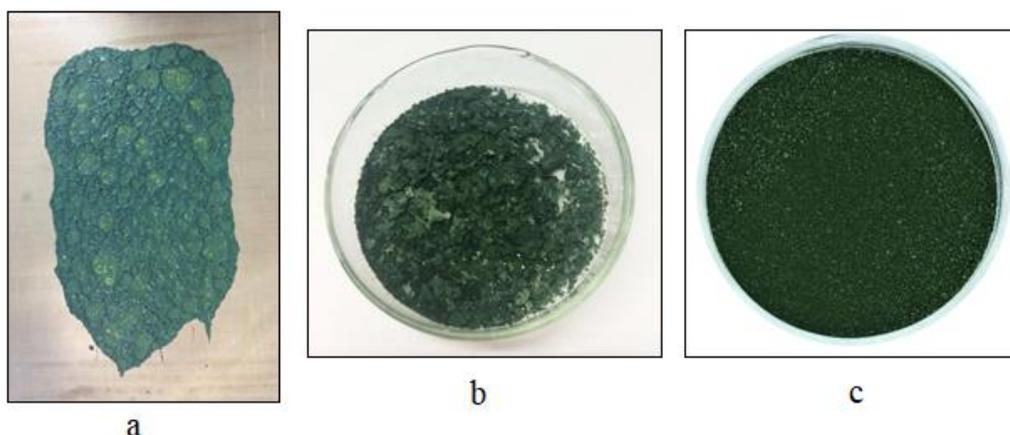
onde  $R \%$  é a porcentagem de retenção de ficocianina;  $[Py_i]$  é a concentração média final de ficocianina após cada experimento ( $\text{mg.mL}^{-1}$ ); e  $[Py_0]$  é a concentração média inicial de ficocianina na biomassa ( $\text{mg.mL}^{-1}$ ).

## 3.6 AVALIAÇÕES FÍSICO-QUÍMICAS DOS PÓS OBTIDOS

### 3.6.1 Moagem e classificação dos pós

Ao final dos processos de secagem, as amostras de spirulina em pó resultantes foram submetidas à moagem em moinho de facas (TECNAL, TE631/2, Brasil). Após a moagem, os pós foram classificados em peneiras de inox (BRONZINOX) com aberturas de 25 e 20 mesh. Na Figura 14 é representada essa etapa, ilustrando a biomassa de spirulina logo após o término do processo de secagem, sua retirada do filme Teflon® na forma de flocos, e após a moagem e classificação com peneiras. As imagens a seguir foram selecionadas de um dos processos apenas para representação. Todas as análises foram realizadas em triplicata.

Figura 14: Representação ilustrativa do processo de retirada da amostra desidratada (a/b) e após moagem e classificação (c).



Fonte: Autor.

### 3.6.2 Determinação da umidade

As umidades dos pós obtidos em todos os processos foram determinadas conforme item 3.4.1.

### 3.6.3 Determinação da atividade de água

Os valores de atividade de água dos pós obtidos em todos os processos foram determinados conforme item 3.4.3.

### 3.6.4 Determinação da ficocianina

As concentrações finais de ficocianina nos pós obtidos em todos os processos foram determinadas conforme os itens 3.5.1 e 3.5.2.

### 3.6.5 Cor

Para a medida dos parâmetros de cor foi utilizada a metodologia descrita por Cárdenas-Pérez et al (2017), com adaptações. O método utiliza um sistema de visão computacional, onde foram retiradas imagens das amostras de pós utilizando uma câmera fotográfica (Nikon D5500, Nikon Corporation, Japan) em cabine tipo *studio*, e as imagens foram tratadas em um *software* ImageJ v. 1.6.0 (National Institutes of Health, Bethesda, MD, EUA). Foi utilizado um plug-in conversor de cores para converter as cores do sistema RGB para a escala CIELab.

### 3.6.6 Solubilidade

A solubilidade (SOL) das amostras secas foi determinada de acordo com a metodologia de Dacanal e Menegalli (2009), com modificações, que consiste na mistura de 1 g de amostra de pó em 100 mL de água destilada a 25 °C. O teste consiste na determinação da porcentagem de material não solubilizado após 1 min de agitação. Após a agitação as amostras foram filtradas em papel filtro, e o material retido foi submetido a secagem em estufa a 105 °C, por 24 h. O teste foi realizado em triplicata e a solubilidade foi determinada de acordo com a Equação 4.

$$SOL = 100 - [(m2/m1 (1 - Xu)) \times 100] \quad (4)$$

Sendo:  $m1$  a massa inicial da amostra;  $m2$  a massa de amostra remanescente no filtro;  $Xu$  a umidade inicial da amostra analisada, em base úmida.

### 3.6.7 Microestrutura do pó

As amostras obtidas pelos diferentes métodos estudados foram liofilizadas, para retirada da umidade residual, e as micrografias foram obtidas utilizando um microscópio eletrônico de varredura (JEOL JSM, modelo 6390LV, Peabody, MA, EUA) no Laboratório Central de Microscopia Eletrônica da Universidade Federal de Santa Catarina. O recobrimento das amostras com ouro foi realizado utilizando um metalizador (LEICA, modelo SCD 500, Buffalo Grove, IL, EUA) e um feixe de elétrons de 10 kV.

## 3.7 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Todos os resultados obtidos nesse estudo foram analisados estatisticamente com o programa *Statistica 10.0* (StatSoft, Tulsa, Estados Unidos), por análise de variância (ANOVA) e pelo teste de Tukey a 95% de confiança.

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1 CINÉTICAS DE SECAGEM

#### 4.1.1 Cinética de umidade e taxa de secagem

A umidade inicial da biomassa utilizada e umidade das amostras desidratadas depois de passarem pelos diferentes métodos de secagem estão apresentados na Tabela 5. A umidade inicial média da biomassa em base seca foi de  $3,66 \pm 0,37 \text{ g.g}^{-1}$ . As condições de processo, como binômio tempo e temperatura, foram de  $40 \text{ °C} / 180 \text{ minutos}$  e  $60 \text{ °C} / 70 \text{ minutos}$  para VCTD,  $40 \text{ °C} / 420 \text{ minutos}$  e  $60 \text{ °C} / 420 \text{ minutos}$  para secagem convectiva,  $98 \text{ °C} / 19 \text{ minutos}$  para CTD e  $-60 \text{ °C} / 720 \text{ minutos}$  para liofilização. A representação gráfica dos valores médios das triplicatas da variação temporal da razão de umidade da secagem da biomassa de spirulina pelos diferentes métodos de secagem estão na Figura 15. Cada ponto da curva representa a média de três medidas de umidade realizadas. As triplicatas mostram uma boa reprodutibilidade dos resultados.

Tabela 5: Umidade inicial ( $X_0$ ) e final ( $X_f$ ) (gramas de sólidos por grama de amostra em base seca  $\pm$  desvio padrão) das cinéticas das amostras de spirulina em cada método de secagem.

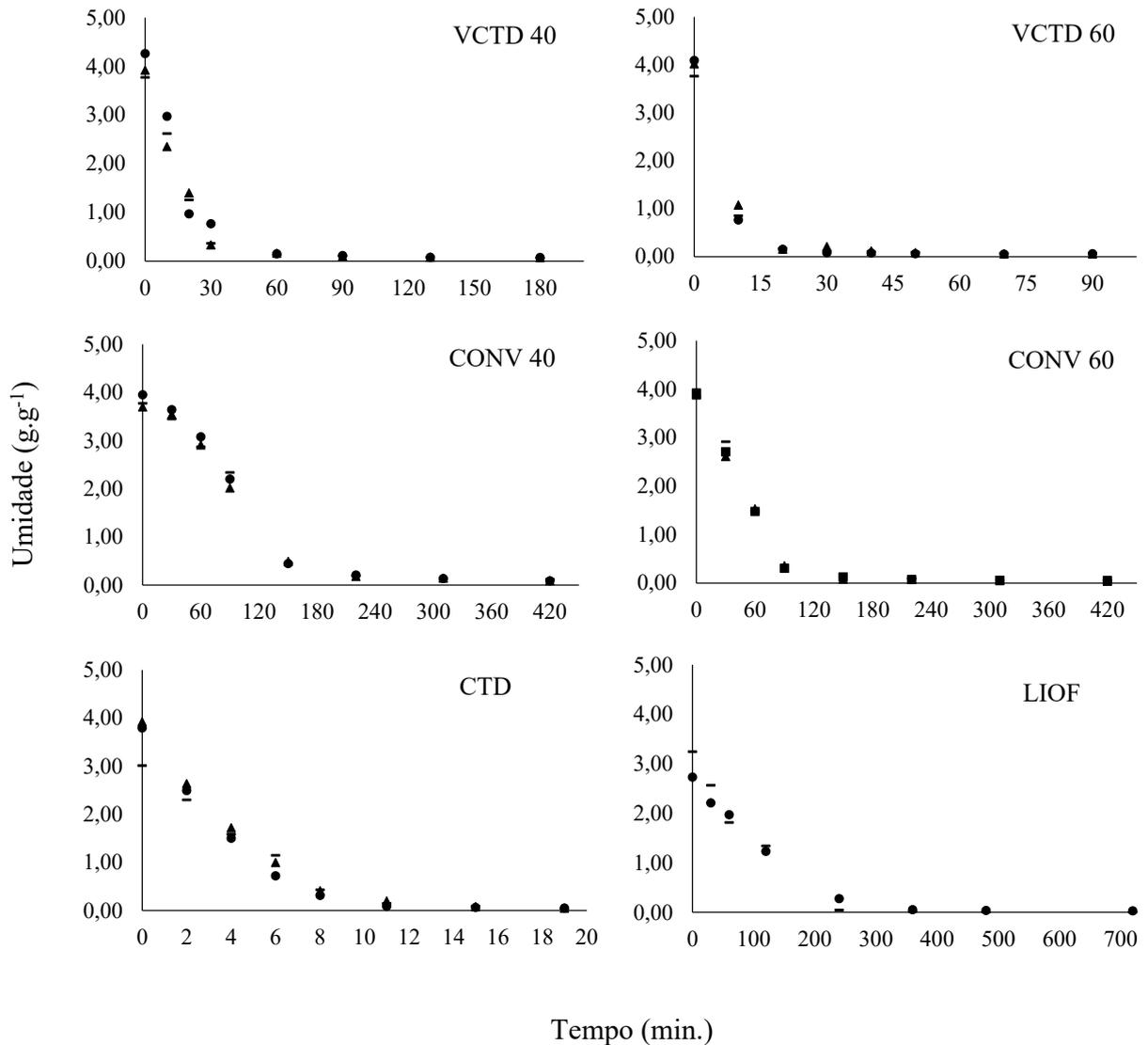
Método	$X_0 \text{ (g.g}^{-1}\text{)}$	$X_f \text{ (g.g}^{-1}\text{)}$
VCTD 40	$3,926 \pm 0,608^a$	$0,081 \pm 0,018^{bc}$
VCTD 60	$4,022 \pm 0,361^a$	$0,058 \pm 0,004^{abc}$
CONV 40	$3,788 \pm 0,171^a$	$0,102 \pm 0,015^c$
CONV 60	$3,609 \pm 0,419^a$	$0,054 \pm 0,020^{ab}$
CTD	$3,622 \pm 0,357^a$	$0,071 \pm 0,040^{abc}$
LIOF	$2,987 \pm 0,361^a$	$0,017 \pm 0,019^a$

\*Letras diferentes na mesma coluna representam diferenças significativas entre as amostras pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

As amostras apresentaram umidade final em torno de  $0,10 \text{ g.g}^{-1}$  (b.s.). Esse valor é muito próximo do encontrado na literatura para secagem de spirulina em métodos utilizando os mesmos princípios. Costa et al. (2016) obtiveram spirulina desidratada com umidade final de  $0,12 \pm 1,2 \text{ g.g}^{-1}$  (b.s.) após secagem com ar quente em diferentes temperaturas ( $30, 40$  e  $50 \text{ °C}$ ),

e Larrosa et al. (2016) desidrataram spirulina em secador a vácuo e obteve umidade final de  $0,11 \pm 1.2 \text{ g.g}^{-1}$  (b.s.).

Figura 15: Curvas de secagem das amostras de spirulina durante a secagem por VCTD, CTD, convectiva e liofilização, realizadas em triplicata.



Fonte: Autor.

Comparando os processos VCTD e secagem convectiva que empregam duas temperaturas (40 e 60 °C em ambos), na Figura 15 pode-se observar que os processos com emprego de maiores temperaturas atingem teores de umidades menores que  $0,1 \text{ g.g}^{-1}$  entre 10-15 min e 60-90 min, em VCTD 60 e CONV 60, respectivamente. Já a 40 °C, nos mesmos processos, essa razão é atingida entre 20-40 minutos (VCTD) e 100-150 minutos (CONV). No

processo CTD, com temperatura ainda mais elevada (98 °C), o teor de umidade de 0,1 g.g<sup>-1</sup> é atingido entre 5-6 minutos, enquanto que na liofilização, isso ocorre entre 90-100 minutos de processo. Esse comportamento é semelhante ao observado por outros estudos (LEITE et al., 2015, COSTA et al., 2018), em que foi constatado que o aumento da temperatura durante a secagem de alimentos (banana nestes estudos) provoca um aumento no fornecimento de energia em forma de calor, ocasionando a diminuição do tempo para que a amostra atinja o equilíbrio dinâmico.

Uma taxa de secagem constante no estágio inicial em todos os processos de secagem utilizados nesse estudo foi observada. Esse período pode ser descrito pelo ajuste da equação linear no período anterior ao que a amostra atinge a taxa decrescente. No período da secagem à taxa constante, a pressão de vapor de água na superfície da amostra de spirulina é igual a pressão de vapor de saturação da água pura, considerando desprezível a resistência à transferência da massa interna pela pequena espessura de espalhamento da biomassa. Portanto, a evaporação da água é controlada pela transferência de calor entre o suporte e o meio de aquecimento do método. Os valores das taxas de secagem constante e do coeficiente de correlação (R<sup>2</sup>) obtidos pelo ajuste da equação linear aos dados experimentais com os respectivos intervalos de ajuste estão apresentados na Tabela 6.

Tabela 6: Taxa de secagem, coeficiente de correlação (R<sup>2</sup>) das amostras de spirulina em pó desidratadas pelos diferentes métodos de secagem e seus respectivos intervalos de ajuste (tempo - minutos).

<b>Método</b>	<b>dX/dt (g.g<sup>-1</sup>.min<sup>-1</sup>)</b>	<b>R<sup>2</sup></b>	<b>Intervalo de ajuste (min.)</b>
<b>VCTD 40</b>	0,119	0,959	0 - 30
<b>VCTD 60</b>	0,306	0,992	0 - 10
<b>CONV 40</b>	0,023	0,964	0 - 150
<b>CONV 60</b>	0,040	0,997	0 - 90
<b>CTD</b>	0,437	0,934	0 - 06
<b>LIOF</b>	0,014	0,910	0 - 120

É possível observar que os parâmetros e características de cada processo influenciaram na taxa de secagem e na umidade crítica de cada cinética. O processo CTD apresentou a maior taxa constante com - 0,437 g.g<sup>-1</sup>.min<sup>-1</sup>, alcançando a umidade crítica em 6 minutos de processo. VCTD 60 apresentou a segunda maior taxa, com - 0.306 g.g<sup>-1</sup>.min<sup>-1</sup>, seguido do VCTD 40 com

-  $0.119 \text{ g.g}^{-1}.\text{min}^{-1}$ , alcançando suas umidades críticas em 10 e 30 minutos, respectivamente. Visto que esses processos atuam com condução de calor, a temperatura empregada teve impacto principal na taxa. Mesmo empregando a mesma temperatura, a taxa constante no processo de VCTD 60 durou 9 vezes menos do que no processo CONV nos mesmos  $60 \text{ }^\circ\text{C}$ . O mesmo ocorre na temperatura de  $40 \text{ }^\circ\text{C}$ , onde a duração da taxa no processo CONV 40 foi 5 vezes menor do que no VCTD 40. Isso pode ser explicado pela alta transferência de calor no processo VCTD, e confirmadas pela rápida elevação da temperatura, como poderá ser visto nos gráficos de temperatura da seção 4.1.3 (Figura 16), e pela diminuição da pressão de vapor que facilita a remoção da água da amostra quando o vácuo é aplicado. Ainda, a utilização de vácuo em um processo de secagem cria pequenas estruturas porosas no interior da amostra, pela expansão do ar e do vapor da água existentes, facilitando ainda mais a transferência de água (LARROSA et al., 2016). Por fim, o processo de liofilização apresentou o maior tempo de duração da taxa constante (120 minutos), que foi de  $0.014 \text{ g.g}^{-1}.\text{min}^{-1}$ .

Os parâmetros do ajuste ao modelo de Page e os coeficientes estatísticos ajustados às médias da umidade estão apresentados na Tabela 7.

Tabela 7: Parâmetros do modelo de Page e os coeficientes estatísticos de qualidade do ajuste.

<b>Método</b>	<b>k (s<sup>-n</sup>)</b>	<b>n</b>	<b>R<sup>2</sup></b>	<b>RMSE</b>
<b>VCTD 40</b>	$1,23.10^{-02}$	1,5333	0,9919	0,0324
<b>VCTD 60</b>	$1,00.10^{-01}$	1,1864	0,9978	0,0154
<b>CONV 40</b>	$1,67.10^{-05}$	2,3416	0,9965	0,0248
<b>CONV 60</b>	$9,05.10^{-04}$	1,7300	0,9947	0,0271
<b>CTD</b>	$1,36.10^{-01}$	1,3098	0,9840	0,0450
<b>LIOF</b>	$3,02.10^{-03}$	1,2108	0,9859	0,0469

O modelo de Page se ajustou satisfatoriamente aos dados experimentais, visto que os valores de  $R^2$  são próximos a 0,99 e os valores de RMSE são baixos. Ainda, pode-se afirmar que, características como método de secagem e temperatura utilizados afetaram os parâmetros do modelo de Page. Mesmo o modelo tendo se demonstrado conveniente para descrever a relação entre umidade e tempo de secagem, seus parâmetros não têm significado físico, desprezando os fundamentos da secagem (SIMAL et al., 2005).

Assim como o aumento da temperatura aumenta a taxa de secagem, a diminuição da espessura da amostra a ser desidratada também aumenta a taxa e diminui o tempo de secagem.

Dissa et al. (2010) observaram esse mesmo comportamento em secagem de spirulina (*Spirulina sp. Paracas*) na forma de cilindros em diferentes espessuras. À medida que o diâmetro da amostra aumentava, o teor crítico de água e o tempo crítico também aumentava. A partir desses estudos, deduziu-se que a maior parte do processo de secagem de spirulina ocorre durante a taxa constante. Isso demonstra que a difusão é o principal mecanismo físico que domina o processo de secagem de spirulina e que a difusividade da água é uma importante característica de secagem a ser estudada nessa matriz.

#### 4.1.2 Cinética de atividade de água

Na Tabela 8 estão descritos os valores de atividade de água inicial da biomassa de spirulina e dos produtos em pó obtidos ao final das cinéticas. Ao final de todos os processos de secagem as amostras apresentaram valores de atividade de água inferior a 0,6, podendo ser considerados produtos microbiologicamente estáveis (BARBOSA-CÁNOVAS et al., 2007).

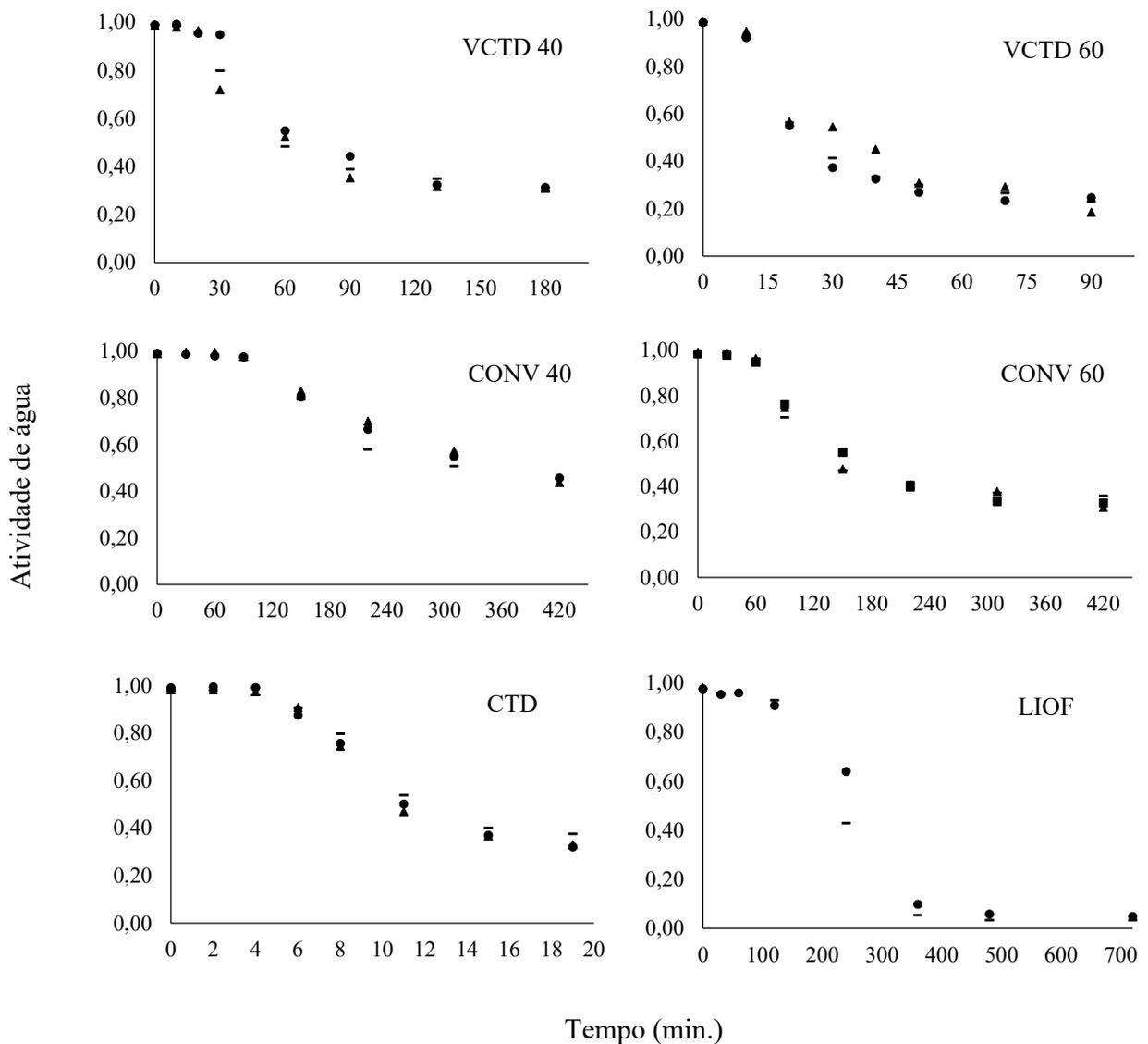
Tabela 8: Atividade de água inicial ( $a_{w0}$ ) e atividade de água final ( $a_{wf}$ ) (atividade de água  $\pm$  desvio padrão) das amostras de spirulina em cada método de secagem.

<b>Método</b>	<b><math>a_{w0}</math></b>	<b><math>a_{wf}</math></b>
<b>VCTD 40</b>	0,986 $\pm$ 0,004 <sup>ab</sup>	0,327 $\pm$ 0,041 <sup>a</sup>
<b>VCTD 60</b>	0,986 $\pm$ 0,004 <sup>ab</sup>	0,219 $\pm$ 0,032 <sup>d</sup>
<b>CONV 40</b>	0,987 $\pm$ 0,004 <sup>b</sup>	0,442 $\pm$ 0,014 <sup>b</sup>
<b>CONV 60</b>	0,986 $\pm$ 0,004 <sup>ab</sup>	0,321 $\pm$ 0,046 <sup>a</sup>
<b>CTD</b>	0,985 $\pm$ 0,004 <sup>ab</sup>	0,396 $\pm$ 0,078 <sup>ab</sup>
<b>LIOF</b>	0,977 $\pm$ 0,000 <sup>a</sup>	0,042 $\pm$ 0,011 <sup>c</sup>

\*Letras diferentes na mesma coluna representam diferenças significativas entre as amostras pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

Na Figura 16 apresentam-se os dados de evolução temporal da atividade de água ( $a_w$ ) das amostras durante as secagens pelos diferentes métodos. Cada ponto da curva representa a média de três medidas de  $a_w$  realizadas.

Figura 16: Evolução temporal da atividade de água ( $a_w$ ) das amostras de spirulina durante as secagens (triplicatas).



Fonte: Autor.

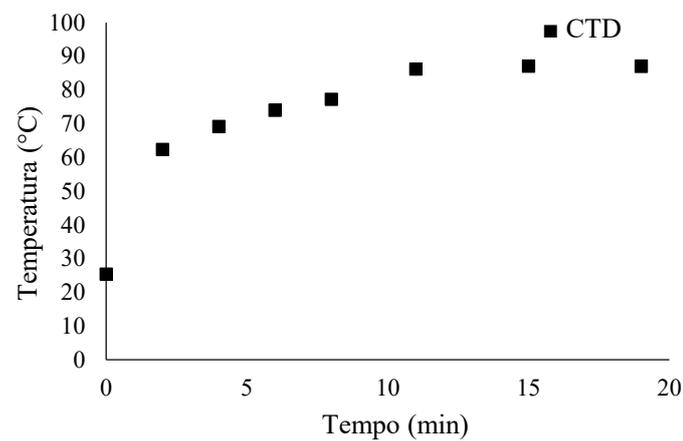
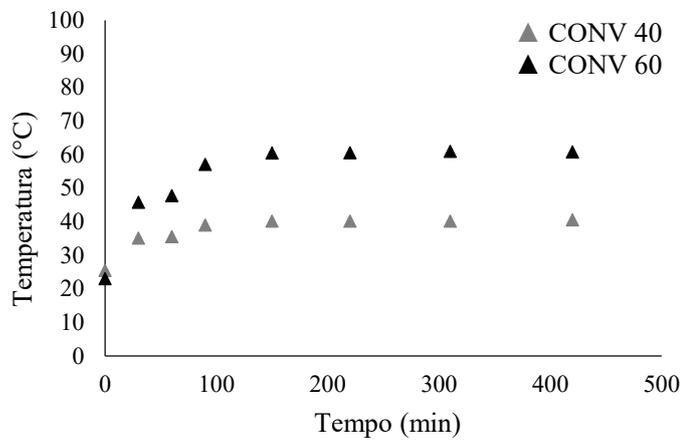
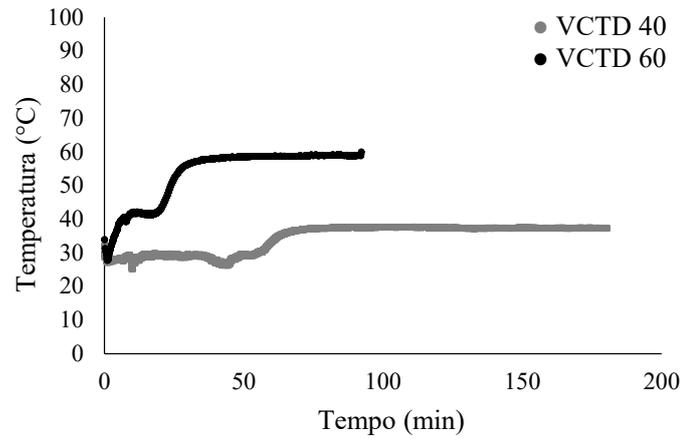
Nas cinéticas de atividade de água pode-se observar dois períodos em todos os processos. No primeiro estágio, a  $a_w$  permanece constante pois a água que é removida está na superfície livre da amostra, contudo, no segundo período a água da amostra é removida por difusão, do interior da amostra para a superfície, e a  $a_w$  diminui rapidamente nessa fase da secagem. As taxas constantes, nas curvas de atividade de água, são observadas até os tempos de secagem de 30 min em VCTC 40, 10 min em VCTD 60, 120 min em CONV 40, 90 min em CONV 60, 4-5 min em CTD, e 100-120 min em LIOF. Esse ponto de transição dos dois períodos da curva coincide com o intervalo de taxa constante e o alcance da umidade crítica nas

cinéticas de umidade, relacionado com a diminuição da pressão de vapor de água da superfície, como estabelecido pela redução da atividade de água das amostras.

#### **4.1.3 Cinética de temperatura**

A evolução temporal das temperaturas das amostras de biomassa submetidas aos diferentes processos de secagem está apresentada na Figura 17. No início dos processos de secagem pode-se observar que as suspensões encontravam-se à temperatura ambiente, e aumentaram gradativamente, à medida que, entravam em equilíbrio com o suporte aquecido na temperatura pré-estabelecida para o processo. Após esse período inicial de adaptação térmica da amostra de spirulina, as temperaturas permaneceram constantes durante o período de secagem à taxa constante. Ao final desse período, ocorreu um pequeno aumento da temperatura das amostras pois a transferência de calor não é compensada pela transferência de massa nessa fase. Nota-se que o tempo de adaptação inicial da amostra à temperatura do suporte foi maior nos processos com temperatura mais baixa (40 °C), do que em processos com temperatura mais elevada (60 °C e 98 °C), onde é possível identificar uma taxa de maior aumento de temperatura. A temperatura do ar e dos banhos em todos os equipamentos sempre foi mantida estável em todo o processo.

Figura 17: Evolução temporal da temperatura das amostras de spirulina durante as secagens.

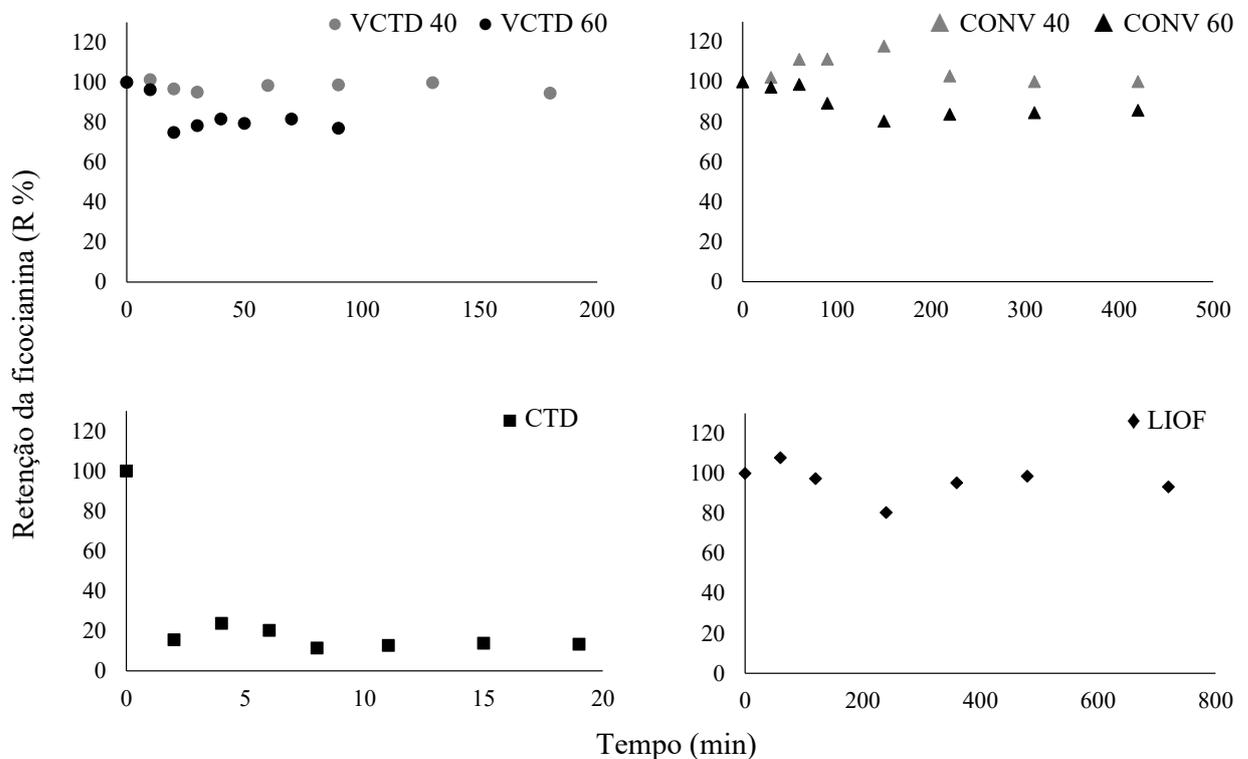


Fonte: Autor.

## 4.2 CINÉTICA DE DEGRADAÇÃO DA FICOCIANINA

Na Figura 18 estão representadas as cinéticas de retenção de ficocianina nas amostras durante os processos de secagem. Esses valores foram calculados com base no teor de ficocianina remanescente nas amostras e seu percentual de degradação durante o tempo de secagem. A ficobiliproteína foi mais afetada pela temperatura do processamento do que pela duração dele, pois nos processos com as temperaturas mais elevadas (CTD a 98 °C e VCTD e CONV a 60 °C), a retenção da ficocianina decaiu da faixa de 100%, demonstrando uma alta tendência a degradação. As amostras submetidas a temperaturas mais baixas (VCTD e CONV a 40 °C e LIOF) não apresentam grandes diferenças na curva. A degradação térmica das ficobiliproteínas é comumente relacionada a temperaturas acima de 40-45 °C, sendo que as proteínas desnaturam rapidamente com um pequeno aumento de temperatura (PATEL et al., 2004, TELLO-IRELAND et al., 2010). No CTD, essa proteína apresentou o maior percentual de degradação, devido à alta temperatura utilizada (98 °C), com elevada degradação logo nos primeiros minutos de secagem.

Figura 18: Cinéticas de degradação da ficocianina durante os processos de secagem.



Fonte: Autor.

### 4.3 CARACTERIZAÇÃO DOS PÓS DE SPIRULINA

Além da cinética de secagem de um produto e de parâmetros como a degradação de compostos e mudança de cor, o teor final de umidade pode ser um fator para comparar diferentes métodos de secagem, demonstrando como esses processos podem afetar a amostra e refletir no produto final (NEVES; DEMARCO; TRIBUZI, 2019). A Tabela 9 apresenta os valores de umidade e atividade de água dos pós de spirulina obtidos nos diferentes processos e condições de secagem utilizados.

Tabela 9: Umidade inicial ( $X_0$ ) e umidade final ( $X_f$ ) (gramas de sólidos por grama de amostra em base seca  $\pm$  desvio padrão), e atividade de água inicial ( $a_{w0}$ ) e final ( $a_{wf}$ ) (atividade de água  $\pm$  desvio padrão) das amostras de spirulina em cada método de secagem.

Método	$X_0$ (g.g <sup>-1</sup> )	$X_f$ (g.g <sup>-1</sup> )	$a_{w0}$	$a_{wf}$
<b>VCTD 40</b>	3,798 <sup>a</sup> $\pm$ 0,299	0,082 <sup>bc</sup> $\pm$ 0,023	0,985 <sup>a</sup> $\pm$ 0,008	0,318 <sup>b</sup> $\pm$ 0,053
<b>VCTD 60</b>	3,798 <sup>a</sup> $\pm$ 0,299	0,073 <sup>b</sup> $\pm$ 0,036	0,985 <sup>a</sup> $\pm$ 0,008	0,310 <sup>b</sup> $\pm$ 0,066
<b>CONV 40</b>	3,798 <sup>a</sup> $\pm$ 0,299	0,131 <sup>c</sup> $\pm$ 0,022	0,985 <sup>a</sup> $\pm$ 0,008	0,474 <sup>c</sup> $\pm$ 0,036
<b>CONV 60</b>	3,798 <sup>a</sup> $\pm$ 0,299	0,070 <sup>b</sup> $\pm$ 0,031	0,985 <sup>a</sup> $\pm$ 0,008	0,355 <sup>bc</sup> $\pm$ 0,081
<b>CTD</b>	3,798 <sup>a</sup> $\pm$ 0,299	0,064 <sup>ab</sup> $\pm$ 0,018	0,985 <sup>a</sup> $\pm$ 0,008	0,337 <sup>bc</sup> $\pm$ 0,083
<b>LIOF</b>	3,798 <sup>a</sup> $\pm$ 0,299	0,007 <sup>a</sup> $\pm$ 0,006	0,985 <sup>a</sup> $\pm$ 0,008	0,042 <sup>a</sup> $\pm$ 0,004

\*Letras diferentes na mesma coluna representam diferenças significativas entre as amostras pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

Todas as amostras apresentaram valores de atividade de água inferiores a 0,6, indicando estabilidade microbiológica dos pós obtidos. Durigon (2016), que desidratou polpa de tomate pelo mesmo processo de CTD, obteve produtos com atividade de água inferiores a 0,4. Frabetti (2017) também utilizou a tecnologia para desidratar polpa de goiaba e apresentou resultados de atividade de água dos pós inferiores a 0,4. Zotarelli (2014) obteve valores de atividade de água inferiores a 0,3 no final da secagem de polpa de manga por *Refractance Window*, liofilização e *spray drying*.

Os valores obtidos nesse estudo estão próximos dos valores encontrados na literatura, porém vale ressaltar que os valores finais de umidade e atividade de água dependem das condições do processamento utilizados, como tempo e temperatura de secagem.

Na Tabela 10 estão apresentados, em porcentagem, os valores de recuperação de ficocianina nas amostras desidratadas.

Tabela 10: Porcentagem de recuperação/preservação da ficocianina (percentual  $\pm$  desvio padrão) nas amostras em pó de spirulina em cada processo de secagem utilizado.

<b>Método</b>	<b>% recup.</b>
<b>VCTD 40</b>	89,74 $\pm$ 1,81 <sup>bc</sup>
<b>VCTD 60</b>	72,39 $\pm$ 18,50 <sup>bc</sup>
<b>CONV 40</b>	79,25 $\pm$ 28,77 <sup>bc</sup>
<b>CONV 60</b>	43,69 $\pm$ 35,15 <sup>ab</sup>
<b>CTD</b>	6,99 $\pm$ 5,03 <sup>a</sup>
<b>LIOF</b>	98,66 $\pm$ 14,41 <sup>c</sup>

\*Letras diferentes na mesma coluna representam diferenças significativas entre as amostras pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

É possível observar que os pós de spirulina foram mais afetados pela temperatura empregada do que pelo tempo de processo e da presença de oxigênio. Com o aumento da temperatura de secagem utilizada, há uma tendência em ocorrer maior degradação da ficocianina, mas mesmo assim alguns processos não apresentaram diferenças significativas entre eles. O método de secagem por VCTD, mesmo que com tempo reduzido de processamento, demonstra que com a elevação da temperatura, de 40 para 60 °C, houve aumento da degradação da ficocianina em pouco mais de 2,5 vezes, porém não demonstrando diferença significativa. O mesmo ocorre no processo de secagem por convecção, pois quando se elevou a temperatura, de 40 para 60 °C, a degradação da ficocianina quase triplicou (2,7 vezes mais). O processo por CTD, mesmo que com menor tempo de processo dentre todos, operou com a temperatura mais elevada, ocasionando 93% de degradação desse composto. Como esperado, o processo de desidratação por liofilização não degradou nem 2% de ficocianina, sendo considerado um método eficaz quando se diz respeito à preservação desse composto sensível ao calor.

Oliveira et al. (2009) relataram que após secagem convectiva de spirulina (5 e 7 mm de espessura) em temperatura de 50-60 °C houve degradação maior que 50%. Larrosa et al. (2016) reportaram que o conteúdo de ficocianina decaiu 26% de amostras de spirulina de 4 mm

durante secagem a vácuo a 40 °C, enquanto na secagem em estufa a 55 °C a degradação foi em torno de 77%.

Além da dependência da temperatura na degradação da ficocianina, a perda de coloração também é um fator observado e associado à degradação de compostos pelo calor. A cor é um atributo importante relacionado ao apelo visual e à qualidade nutricional de produtos comercializados. Dessa forma, a perda de cor excessiva durante o processamento térmico compromete a comercialização, e o acompanhamento dessas mudanças durante os processos, como cinéticas de degradação de compostos, podem fornecer informações importantes sobre a mudança de qualidade de um alimento (ANTELO et al., 2008).

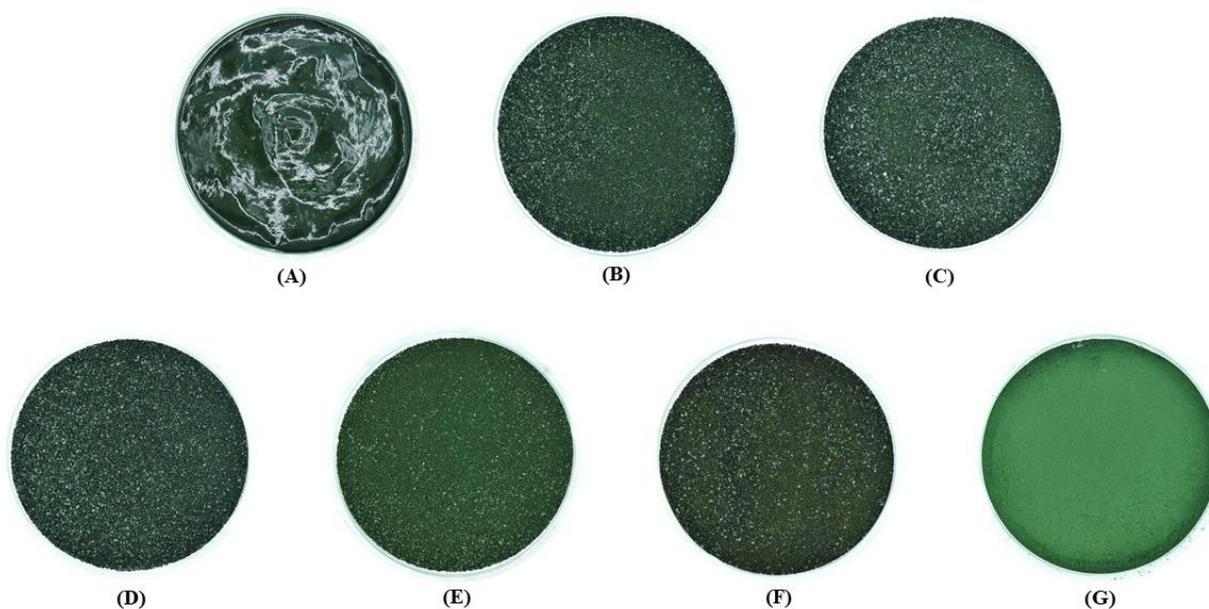
Os parâmetros de cor  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$  das amostras de pós de spirulina são apresentados na Tabela 11. Na Figura 19 estão apresentadas as imagens de comparação visual da biomassa e dos pós obtidos.

Tabela 11: Parâmetros de cor ( $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$  - médias  $\pm$  desvio padrão) e valor de diferença total de cor ( $\Delta E$ ) obtidos pelos produtos dos diferentes processos de secagem.

<b>Método</b>	<b><math>L^*</math></b>	<b><math>a^*</math></b>	<b><math>b^*</math></b>	<b><math>\Delta E</math></b>
<b>Biomassa</b>	16.06 $\pm$ 3.20 <sup>ab</sup>	-6.56 $\pm$ 2.37 <sup>a</sup>	3.72 $\pm$ 4.75 <sup>a</sup>	-
<b>VCTD 40</b>	13.75 $\pm$ 0.34 <sup>a</sup>	-5.97 $\pm$ 1.01 <sup>a</sup>	2.80 $\pm$ 0.14 <sup>a</sup>	12.62
<b>VCTD 60</b>	14.39 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	-5.68 $\pm$ 0.47 <sup>a</sup>	2.44 $\pm$ 0.79 <sup>a</sup>	12.70
<b>CONV 40</b>	13.09 $\pm$ 0.59 <sup>a</sup>	-4.71 $\pm$ 0.85 <sup>a</sup>	1.64 $\pm$ 0.31 <sup>a</sup>	14.42
<b>CONV 60</b>	14.87 $\pm$ 2.03 <sup>a</sup>	-7.25 $\pm$ 3.06 <sup>a</sup>	5.36 $\pm$ 1.09 <sup>ab</sup>	9.70
<b>CTD</b>	13.31 $\pm$ 1.33 <sup>a</sup>	-3.76 $\pm$ 1.45 <sup>a</sup>	3.73 $\pm$ 0.38 <sup>a</sup>	31.31
<b>LIOFI</b>	20.30 $\pm$ 0.11 <sup>b</sup>	-13.11 $\pm$ 1.19 <sup>b</sup>	10.88 $\pm$ 3.09 <sup>b</sup>	0

\*Letras diferentes na mesma coluna representam diferenças significativas entre as amostras pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

Figura 19: Comparação visual da biomassa de spirulina *in natura* e dos pós: (A) biomassa de spirulina; (B) VCTD 40; (C) VCTD 60; (D) CONV 40; (E) CONV 60; (F) CTD; e (G) LIOF.



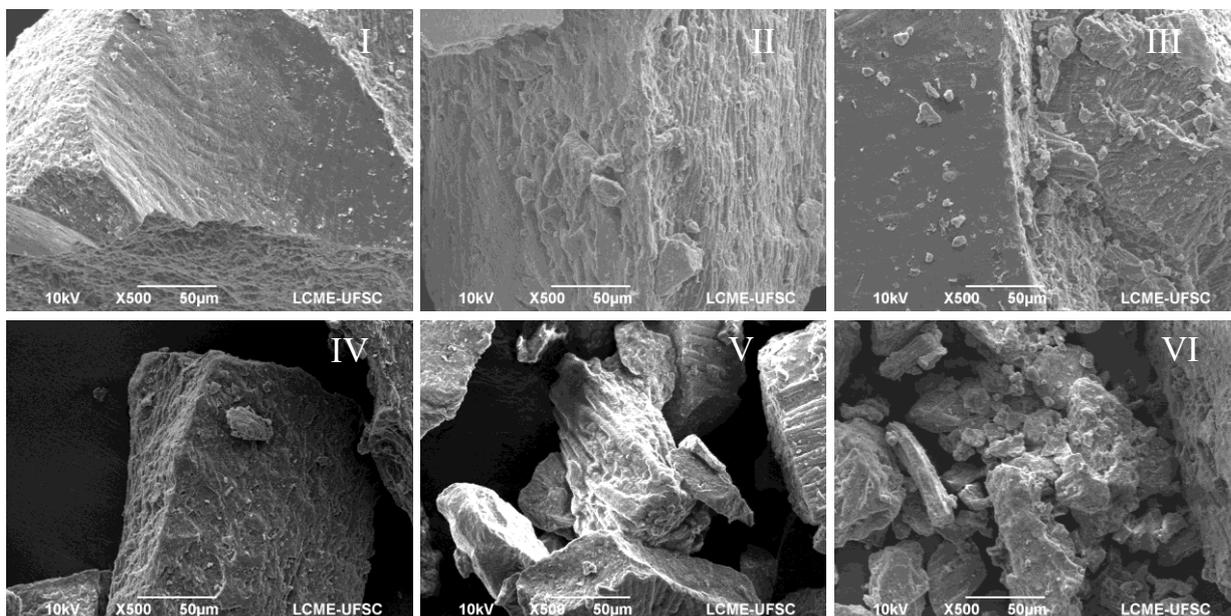
Fonte: Autor.

O parâmetro de luminosidade ( $L^*$ ) diminuiu em todas as amostras, comparando com a biomassa, exceto na LIOF. A amostra desidratada em liofilizador apresentou maiores mudanças na coloração, no que diz respeito aos parâmetros  $a^*$  e  $b^*$ , comparado às outras amostras. Depois do processo de secagem, as amostras tornaram-se mais escuras, como pode ser observado na Figura 18. A perda de cor pode estar associada à degradação da ficocianina, uma vez que a degradação dessa fração significativa de proteínas é relacionada à manutenção da coloração da amostra e, a ficocianina, é o composto mais afetado durante o tratamento térmico (ANTELO et al., 2008). Além disso, as alterações na coloração das amostras podem estar relacionadas à degradação de outros compostos presentes na matriz, devido às alterações na estrutura química, como clorofila, carotenóides, que são facilmente degradados (MIRANDA et al., 1998) e podem afetar os parâmetros acima analisados.

O parâmetro  $\Delta E$ , que diz respeito à diferença total de cor das amostras, foi calculado usando como referência a amostra LIOF. O maior valor foi na amostra CTD, podendo-se correlacionar esse resultado com os altos níveis de degradação térmica da ficocianina que ocorreu nesse processo devido a temperatura empregada. Os outros processos apresentaram resultados semelhantes.

As imagens de microestrutura dos pós estão apresentadas na Figura 20.

Figura 20: Microestrutura dos pós de spirulina (500x) pelos processos de (I) VCTD 40; (II) VCTD 60; (III) CONV 40; (IV) CONV 60; (V) CTD; e (VI) LIOF.



Fonte: Autor.

Nas imagens capturadas durante a análise de microscopia eletrônica de varredura foi possível identificar maior sedimentação dos filamentos e estrutura menos porosa nas amostras que foram desidratadas pelo processo de secagem convectiva (CONV 40 e CONV 60), muito provável pelo tempo mais prolongado de secagem, onde os filamentos puderam reorganizar-se enquanto a água foi sendo removida. De qualquer forma, pode-se observar a estrutura filamentosa da biomassa de spirulina em todas as imagens, não demonstrando ruptura dessa estrutura inicial. De acordo com Desmorieux et al. (2010), essas estruturas filamentosas das fibras da *Arthrospira* são independentes, mas ao mesmo tempo não permanecem isoladas, formando uma rede presa nas estruturas que formam a superfície externa. Isso pode ser explicado devido à resistência mecânica da crosta externa de biomassa, formada no início da secagem, que não é oposta a resistência interna da estrutura entre as células. Rahman (2001) afirma que os poros inicialmente formados pelo espaço entre os filamentos da spirulina, podem entrar em colapso devido às forças de capilaridade da água que está sendo removida, e assim os filamentos se aproximam.

Na Tabela 12 são mostrados os valores de solubilidade dos pós de spirulina produzidos pelos processos de secagem avaliados.

Tabela 12: Percentual de solubilidade aparente (média  $\pm$  desvio padrão) dos pós de spirulina de cada processo de secagem.

<b>Método</b>	<b>% SOL</b>
<b>VCTD 40</b>	46,47 $\pm$ 2,47 <sup>a</sup>
<b>VCTD 60</b>	45,57 $\pm$ 2,56 <sup>a</sup>
<b>CONV 40</b>	48,27 $\pm$ 6,84 <sup>a</sup>
<b>CONV 60</b>	47,52 $\pm$ 3,80 <sup>a</sup>
<b>CTD</b>	41,66 $\pm$ 1,94 <sup>a</sup>
<b>LIOF</b>	65,30 $\pm$ 7,07 <sup>b</sup>

\*Letras diferentes na mesma coluna representam diferenças significativas entre as amostras pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

O estudo e o conhecimento da solubilidade dos alimentos em pó na água é importante, pois o processo de dissolução é dependente do quão solúvel é a partícula (FORNY; MARABI; PALZER, 2011). A análise de solubilidade aparente procura descrever e verificar a capacidade do pó em manter-se como uma mistura homogênea em água (MAIA; GOLGHER, 1983). Na literatura encontram-se resultados com valores de solubilidade bem elevados, normalmente associados à adição de agentes carreadores e coadjuvantes ao produto, com fim de auxiliar o processo de secagem. Tais agentes podem impactar no grau de homogeneidade, instantaneidade e dissolução da solução (FRABETTI, 2017).

Como pode ser observado na Tabela 12, todos os valores de solubilidade dos pós obtidos, com exceção do liofilizado, não apresentaram diferenças estatísticas significativas.

Caparino et al. (2012) reportou resultados de solubilidade em pós de manga obtidos por diferentes processos. Produtos obtidos em *Refractance window*, liofilização e *spray drying* apresentaram solubilidades aparentes de 90,8%, 89,7% e 95,3%, respectivamente. Frabetti (2017) ao estudar secagem de polpa de goiaba por CTD, utilizando dois tipos de suporte, e liofilização, determinou solubilidades que variaram de 13,93% até 15,99% no pó produzido por CTD, e 14,30% no pó produzido por liofilização. Esses resultados demonstram que além das condições de secagem e do método empregado, a composição química e características físicas e físico-químicas do alimento influenciam no seu comportamento final.

## 5 CONCLUSÃO

As secagens utilizando 40 °C e a liofilização demonstram ser as mais eficientes no que diz respeito a estabilidade nutricional e funcional do produto final, garantindo a preservação de seus compostos sensíveis ao calor. Contudo, a secagem em estufa convectiva e a liofilização necessitam de um intervalo de tempo muito superior à secagem realizada por espalhamento utilizando vácuo (VCTD), e demonstraram também as menores taxas de secagem. O processo de secagem em CTD, apesar de ser eficiente no que diz respeito à potencial industrial e energético, apresentou as maiores taxas de degradação da ficocianina, por operar em temperatura muito elevada. A análise de cor do produto final também pode confirmar a influência da degradação da ficocianina na coloração dos pós obtidos, podendo comprometer a preferência sensorial do consumidor. Portanto, é possível produzir pós de spirulina (*Arthrospira platensis*) a partir de biomassa pastosa, com conteúdo final preservado de ficocianina, a partir de métodos que utilizem temperaturas mais brandas, como secagem em estufa convectiva e VCTD.

## 6 SUGESTÕES PARA TRABALHOS FUTUROS

- Avaliar o efeito de compostos que possam atuar como agentes protetores da ficocianina na secagem por CTD, buscando aproveitar do potencial que o método tem a oferecer;
- Estudar o efeito da temperatura na secagem de biomassa de spirulina em diferentes espessuras por métodos de espalhamento;
- Estudar a estabilidade do pó obtido durante seu armazenamento, através de análises como isoterma de sorção e DSC;
- Compreender melhor a desnaturação de proteínas da spirulina quando exposta à temperaturas acima de 40-45 °C, através de análises espectroscopia no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR), eletroforese em gel de poliacrilamida (SDS-Page) e ensaios de digestibilidade;
- Avaliar os conteúdos de fenólicos totais e capacidade antioxidante durante secagem de biomassa de spirulina, para correlacionar com a degradação da ficocianina já confirmada nesse estudo.

## REFERÊNCIAS

- ABONYI, B. I.; FENG, H.; TANG, J.; EDWARDS, C. G.; CHEW, B. P.; MATIINSON, D. S.; FELLMAN, J. K. Quality retention in strawberry and carrot purees dried with Refractance Window system. **Journal of Food Science**, 67, 2, 1051-1056, 2001.
- AGUILERA, J. M. Drying and dried products under the microscope. **Food Science and Technology International**, 9, 137-143, 2003.
- ANTELO, F. S.; COSTA, J. A. V.; KALIL, S. J. Thermal degradation kinetics of the phycocyanin from *Spirulina platensis*. **Biological Engineering Journal**, 41, 43-47, 2008.
- AOAC. **Determination of moisture, ash, protein and fat**. Official Method of Analysis of the Association of Analytical Chemists. 18<sup>th</sup> ed, AOAC, Washington DC, 2005.
- BATISTA, A. P.; RAYMUNDO, A.; SOUSA, I.; EMPIS, J. Rheological characterization of colored oil-in-water food emulsions with lutein and phycocyanin added to the oil and aqueous phases. **Food Hydrocolloids**, [s.l.], 20, 1, 44-52, 2006.
- BABALIS, S. J.; BELESSIOTIS, V. G. Influence of the drying conditions on the drying constants and moisture diffusivity during the thin-layer drying of figs. **Journal of Food Engineering**, 65, 449– 458, 2004.
- BARBOSA-CÁNOVAS, G. V.; FONTANA, A. J.; SCHMIDT, S. J.; LABUZA, T. P. **Water Activity in Foods**. IFT Press, Blackwell Publishing, 2007.
- BECKER, E. W.; VENKATARAMAN, L. V. Production and utilization of the blue-green alga *Spirulina* in India. **Biomass**, 4, 2, 105-125, 1994.
- BEGUM, H.; YUSOFF, F.M.; BANERJEE, S.; KHATOON, H.; SHARIFF, M. Availability and utilization of pigments from microalgae. **Food Science and Nutrition**, 445 Nut. 5, 2209-2222, 2016.
- BENNETT, A. Complementary chromatic adaptation in a filamentous blue-green alga. **The Journal of Cell Biology**, [s.l.], 58, 2, 419-435, 1973.
- BERMEJO, P.; PIÑERO, E.; VILLAR, A. M. Iron-chelating ability and antioxidant properties of phycocyanin isolated from a protean extract of *Spirulina platensis*. **Food Chemistry**, 110, 436-445, 2008.
- BRENNAN, J. G.; GRANDISON, A. S. **Food Processing Handbook**. John Wiley & Sons, 2012.
- CAPARINO, O. A.; TANG, J.; NINDO, C. I.; SABLANI, S. S.; POWERS, J. R.; FELLMAN, J. K. Effect of drying methods on the physical properties and microstructures of mango (*Philippine 'Carabao' var.*) powder. **Journal of Food Engineering**, 11, 135 – 148, 2012.

- CASTOLDI, M.; ZOTARELLI, M. F.; DURIGON A.; CARCIOFI, B. A. M.; LAURINDO, J. B. Production of tomato powder by refractance window drying. **Drying Technology**, 33, 12, 1463-1473, 2015.
- CHAIKLAHAN, R.; CHURASUWAN, N.; LOHA, V.; TIA, S.; BUNNAG, B. Separation and purification of phycocyanin from *Spirulina* sp. using a membrane process. **Bioresource Technology**, [s.l.], 102, 14, 7159-7164, 2011.
- CHAIKLAHAN, R.; CHIRASUWAN, N.; BUNNAG, B. Stability of phycocyanin extracted from *Spirulina* sp.: influence of temperature, pH and preservatives. **Process Biochemistry**, 47, 659–664, 2012.
- CHEN, X. D.; ÖZKAN, N. Stickiness, functionality, and microstructure of food powders. **Drying Technology**, 25, 969-979, 2007.
- CHENG, C.; CHANG, J.; LEE, D. Dewatering and drying methods for microalgae. **Drying Technology**, 33, 443-454, 2015.
- CHONG, C. H.; LAW, C. L.; FIGIEL, A.; WOJDYLO, A.; OZIEMBLOWSKI, M. Colour, phenolic content and antioxidant capacity of some fruits dehydrated by a combination of different methods. **Food Chemistry**, 141, 4, 3889-96, 2013.
- CIFERRI, O. *Spirulina*, the edible microorganism. **Microbiology Reviews**, 47, 551, 1983.
- COMITRE, A. A.; VAZ, L. B.; SILVA, L. A.; LARROSA, A. P. Q.; PINTO, L. A. de A. Secagem a vácuo de *Spirulina* sp. Leb 18: análise das características dos compostos bioativos do produto desidratado. **XI Congresso Brasileiro de Engenharia Química em Iniciação Científica**. Unicamp, Campinas – SP, 2015 COSTA ET AL 2016
- COSTA, Z. R. T.; SILVA, L. P. F. R. da; ALVES, V. R.; SILVA, H. A.; VIEIRA, A.F. Modelos matemáticos da cinética de secagem de banana (*Musa ssp*). **Congresso Técnico Científico da Engenharia e da Agronomia – CONTECC 2018**, Maceió – AL, 2018.
- COSTA, B. R. **Secagem de *Spirulina* em camada delgada utilizando secador com bomba de calor**. 2014. 121 f. Tese de doutorado. Programa de Pós-graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos, Universidade Federal do Rio Grande. 2014.
- COSTA, J. D. **Secagem de iogurte natural por *Cast-tape* sob vácuo**. 2017. 103 f. Dissertação de mestrado. Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis – SC, 2017.
- CUQ, B., RONDET, D., ABECASSIS, J. Food powders engineering, between know-how and science: constraints, stakes and opportunities. **Powder Technology**, 208, 244–251, 2011.
- DACANAL, G. C.; MENEGALLI, F. C. Experimental study and optimization of the agglomeration of acerola powder in a conical fluid bed. **Powder Technology**, 188, 3, 187-194, 2009.

DAVISON, D. **Cyanobacteria: Ecological Importance, Biotechnological Uses and Risk Management**. Hauppauge, New York: Nova Science Publishers, Inc, 2014.

DESMORIEUX, H.; DECAEN, N. Convective drying of *Spirulina* in thin layer. **Journal of Food Engineering**, 77, 64–70, 2006.

DESMORIEUX, H.; MADIOULI, J.; HERRAUD, C.; MOUAZIZ, H. Effects of size and form of *Arthrospira Spirulina* biomass on the shrinkage and porosity during drying. **Journal of Food Engineering**, 100, 585-595, 2010.

DESMORIEUX, H.; HERNANDEZ, F. Biochemical and physical criteria of spirulina after different drying processes. **Drying 2004 – Proceedings of the 14<sup>th</sup> International Drying Symposium**, 22-25, 900-907, 2004.

DISSA, A. O.; DESMORIEUX, H.; SAVADOGO, P. W.; SEGDA, B. G. KOULIDIATI, J. Shrinkage, porosity and density behavior during convective drying of spirulina. **Journal of Food Engineering**, 97, 410–418, 2010.

DOKE, J. M. Jr. An Improved and Efficient Method for the Extraction of Phycocyanin from *Spirulina* sp. **International Journal of Food Engineering**: Vol. 1: Iss. 5, Article 2, 2005.

DURIGON, A. **Produção e caracterização de tomate em pó por cast-tape drying**. 2016, 134 f. Tese de doutorado. Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis – SC, 2016.

DURIGON, A.; SOUZA, P. G. de; CARCIOFI, B. A. M.; LAURINDO, J. B. Cast-tape drying of tomato juice for the production of powdered tomato. **Food and Bioproducts Processing**, 100, 145-155, 2016.

ESTRADA, J.E.; BESCÓS, P.; VILLAR DEL FRESNO, A.M. Antioxidant activity of different fractions of *Spirulina platensis* protean extract. **II Farmaco**, 56, 497-500, 2001.

FAO. The global status of seaweed production, trade and utilization. Globefish Research Programme. Vol. 124. Rome. 120 p. 2018.

FELLOWS, P. J. **Food Processing Technology: Principles and Practice**. 2. ed. Boca Raton: Crc Press Llc, 2000.

FENNEMA, O. R. **Food Chemistry**. (3th ed). Marcel Dekker, Inc. New York., 1996.

FENNEMA, O. R. **Química de los alimentos**. 3. ed. Zaragoza: Acribia, S.A., 1154 p., 2010.

FERNÁNDEZ-ROJAS, B.; HERNÁNDEZ-JUÁREZ, J.; PEDRAZA-CHAVERRI, J.. Nutraceutical properties of phycocyanin. **Journal of Functional Foods**, [s.l.], 11, 375-392, 2014.

FITO, P.; CHIRALT, A. An update on vacuum osmotic dehydration. In G. V. Barbosa-Cánovas & J. Welti-Chanes, **Food preservation by moisture control: Fundamentals and applications**, 351-372. Lancaster: Technomic Publishing Company, 1995.

FOERST, P.; KULOZIK, U. Validation of a novel in situ weighing system Durigon vacuum drying. **Drying Technology**, 25, 767-773, 2007.

FORNY, L.; MARABI, A.; PALZER, S. Wetting, disintegration and dissolution of agglomerated water-soluble powders. **Powder Technology**, 206, 72-78, 2011.

FRABETTI, A. C. C. **Produção e caracterização de polpa de goiaba (*Psidium guajava* L.) em pó por *cast-tape drying***. 2017, 139 f. Dissertação de mestrado. Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis – SC, 2017.

GEANKOPLIS, Christie J. **Transport Processes and Unit Operations**. Prentice-Hall International, Inc. 3th ed., 921 p., 1993.

GEANKOPLIS, Christie J. **Transport Processes and Separation Processes Principles (Includes Unit Operation) – International Edition**. Pearson Education, Inc, 1026 p., 4th ed., 2003.

GERSHWIN, M. E.; BELAY, A.: Spirulina in human nutrition and health. **Boca Raton: CRC Press**, 328 p., 2007.

HABIB, M.A.B.; PARVIN, M.; HUNTINGTON, T.C.; HASAN, M.R. A review on culture, production and use of spirulina as food for humans and feeds for domestic animals and fish. **FAO Fisheries and Aquaculture Circular**. N. 1034. Rome, FAO. 33p, 2008.

HENRIKSON, R. **Microalga Spirulina superalimento del futuro**. Ediciones Urano, 1994.

HOTZA, D. Colagem de folhas cerâmicas. **Cerâmica**, v. 43, p. 283-284, São Paulo, 1997.

IYER, U. M.; DHARUV, S. A.; MANI, I. U.: Spirulina and its therapeutic implications as a food product. In: Gershwin, M. E. – Belay, A. (Ed.): Spirulina in human nutrition and health. London: **Taylor and Francis**, p. 51–70, 2008.

JANGAM, S. V.; MUJUMDAR, A. S. **Drying of Foods, Vegetables and Fruits - Volume 1**. Ed. Jangam, S. V.; Law, C. L.; Mujumdar, A. S. Singapura., 2010.

KHATOON, H.; LEONG, L. K.; RAHMAN, N. A.; MIAN, S.; BEGUM, H.; BANERJEE, S.; ENDUT, A. Effects of different light source and media on growth and production of phycobiliprotein from freshwater cyanobacteria. **Bioresource Technology**, 249, 652-658, 2018.

LABUZA, T.P. Sorption phenomena in foods. **Food Technology**, 22,3, 15-24, 1968.

LARROSA, A. P. Q.; COMITRE, A. A.; VAZ, L. B.; PINTO, L. A. A. Influence of air temperature on physical characteristics and bioactive compounds in vacuum drying of *Arthrospira spirulina*. **Journal of Food Process Engineering**, 00, 00-00, 2016.

LARROSA, A. P. Q.; CAMARA, A. S.; POHNDORF, R. S.; ROCHA, S. F. da; PINTO, L. A. A. Physicochemical, biochemical and thermal properties of *Arthrospira (Spirulina)* biomass dried in spouted bed at different conditions. **Journal of Applied Phycology**, 2017.

LAZGHAB, M.; SALEH, K.; PEZRON, I.; GUIGON, P.; KOMUNJER, L. Wettability assessment of finely divided solids. **Powder Technology**, 157, 79-91, 2005.

LEE, Robert Edward. **Phycology**. 4. ed. New York: Cambridge University Press, 2012.

LEITE, A. L. M. P.; SILVA, F. S.; PORTO, A. G.; PIASSON, D.; SANTOS, F. Contração volumétrica e cinética de secagem de fatias de banana variedade Terra. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, 45, 2, 155-162, 2015.

LIU, L.N., CHEN, X.L., ZHANG, X.Y., ZHANG, Y.Z., ZHOU, B.C. Onestep chromatography method for efficient separation and purification of R-phycoerythrin from *Polysiphonia urceolata*. **Journal of Biotechnology**. 116, 91–100, 2005.

MAIA, A.B.R.; GOLGHER, M.. Parâmetros para Avaliação da Qualidade de Reconstituição do Leite em Pó Desidratado em Secador de Aspersão ("spray drier"). **Boletim SBCTA**, Campinas, 17, 3, 235-254, 1983.

MARTELLI, G.; FOLLI, C.; VISAI, L.; DAGLIA, M.; FERRARI, D. Thermal stability improvement of blue colorant C-Phycocyanin from *Spirulina platensis* for food industry applications. **Process Biochemistry**, [s.l.], 49, 1, 154-159, 2014.

MADHAVI, D. L.; DESHPANDE, S. S.; SALUNKHE, D. K. **Food antioxidants: technological, toxicological and health perspectives**. New York: Marcel Dekker, 512 p., 1995.

MIRANDA, M.S.; CINTRA, R.G.; BARROS, S.B.M.; FILHO, J.M. Antioxidant activity of the microalga *Spirulina maxima*. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, 31, 1075-1079, 1998.

MORAES, J. O. de; SCHEIBE, A. S.; SERENO, A.; LAURINDO J. B. Scale-up of the production of cassava starch-based films using tape-casting. **Journal of Food Engineering**, 119, 800-808, 2013.

MORAES, J. O.; RESKA, A.; LAURINDO, J. B. Espalhamento e secagem de filme de amido-glicerol-fibra preparado por "tape-casting". **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, 49, 136 – 143, 2014.

MORIST, A.; MONTESINOS, J. L.; CUSIDÓ, J. A.; GÒDIA, F. Recovery and treatment of *Spirulina platensis* cells cultured in continuous photobioreactor to be used as food. **Process Biochemistry**, 37, 535-547. 2001.

NAKAGAWA, K.; RITCHAROEN, W.; SRI-UAM, P.; PAVASANT, P.; ADACHI, S. Antioxidant properties of convective-air-dried *Spirulina maxima*: Evaluation of phycocyanin retention by a simple mathematical model of air-drying. **Food and Bioproducts Processing**, 100, 292-302, 2016.

- NEVES, F. F.; DEMARCO, M.; TRIBUZI, G. Drying and quality of microalgal powders for human alimentation. In. **Microalgae – From Physiology to Application**. Londres - RU: IntechOpen, 2019.
- NINDO, C. I.; FENG, H.; SHEN, G. Q.; KANG, D. H. Energy utilization and microbial reduction in a new film drying system. **Journal of Food Processing Preservation**, 27, 117-136, 2003.
- NINDO, C. I.; TANG, J. Refractance window dehydration technology: A novel contact drying method. **Drying Technology**, 25, 37-48, 2007.
- NIREESHA, G. R.; DIVYA, L.; SOWMYA, C.; VENKATESHAN, N.; NIRANJAN BABU, M.; LAVAKUMAR, V. Lyophilization/Freeze Drying – a review. **International Journal of Novel Trends in Pharmaceutical Sciences**, 3:4, 87-98, 2013.
- OLIVEIRA, E. G.; ROSA, G. S.; MORAES, M. A.; PINTO, L. A. A. Characterization of thin layer drying of *Spirulina platensis* utilizing perpendicular air flow. **Bioresource Technology**, 100, 1297-1303, 2009.
- OLIVEIRA, E. G.; DUARTE, J. H.; MORAES, K.; CREXI, V. T.; PINTO, L. A. A. Optimization of *Spirulina platensis* convective drying: evaluation of phycocyanin loss and lipid oxidation. **International Journal of Food Science and Technology**, 45, 1572-1578, 2010.
- PARISOTTO, E. I. B. **Determinação de parâmetros, modelagem matemática e simulação numérica da secagem de polpa de tomate por cast-tape drying**. 2016. 129 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Engenharia de Alimentos, Centro Tecnológico, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2016.
- PATEL, A.; PAWAR, R.; MISHRA, S.; SONAWANE, S.; GHOSH, P. K. Kinetics studies on thermal denaturation of C-phycocyanin. **Indian Journal of Biochemistry & Biophysics**, 41, 245-257, 2004.
- PAVAN, M. A.; SCHMIDT, S. J.; FENG, H. Water sorption behavior and thermal analysis of freeze-dried, Refractance Window-dried and hot-air dried açai (*Euterpe oleracea Martius*). **Food Science and Technology**, 48,75-81, 2012.
- POHNDORF, R. S.; CADAVAL JR., T. R. S.; PINTO, L. A. A. Kinetics and thermodynamics adsorption of carotenoids and chlorophylls in rice bran oil bleaching. **Journal of Food Engineering**, 185, 9-16, 2016.
- PRASETYANINGRUM, A.; DJAENI, M. Drying *Spirulina* with foam mat drying at medium temperature. **International Journal of Science and Engineering**, 3(2), 1-3, 2012.
- RAHMAN, M. S. **Handbook of Food Preservation**. CRC Press, Taylor and Francis Group, 1068 p., 2nd ed., 2007.
- RAHMAN, S. **Food Properties Handbook**. CRC Press., 2008.

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

REIS, R. F. **Secagem a vácuo de yacon: influência das condições de processo sobre parâmetros de qualidade e cinética de secagem**. Tese (Doutorado). Engenharia de Alimentos, Universidade Federal do Paraná, 62 f., 2011.

RICHMOND, A. **Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology**. Iowa – EUA: Blackwell Science, 2004.

SARADA, R., PILLAI, M.G., RAVISHANKAR, G.A. Phycocyanin from *Spirulina* sp: influence of processing of biomass on phycocyanin yield, analysis of efficacy of extraction methods and stability studies on phycocyanin. **Process Biochemical**. 34, 795–801, 1999.

SERBAN, M.; SAHEBKAR, A.; DRAGAN, S.; STOICHESCU-HOGEA.; URSONIU, S.; ANDRICA, F.; BANACH, M. A systematic review and meta-analysis of the impact of *Spirulina* supplementation on plasma lipid concentrations. **Clinical Nutrition**, [s.l.], 35:4, 842-851, Elsevier BV, 2016.

SHOW, K. Y.; LEE, D. J.; CHANG, J. S. Algal biomass dehydration. **Bioresource Technology**, 135, 720-729, 2013.

SILVA, N. C.; MACHADO, M. V. C.; BRANDÃO, R. J.; DUARTE, C. R.; BARROZO, M. A. S. Dehydration of microalgae *Spirulina platensis* in a rotary drum with inert bed. **Powder Technology**. 351, 178-185, 2019.

SILVEIRA, S. T.; KURKERT, J. F. M.; COSTA, J. A. V.; BURKERT, C. A. V.; KALIL, S. J. Optimization of phycocyanin extraction from *Spirulina platensis* using factorial design. **Bioresource Technology**, [s.l.], 98:8, 1629-1634, Elsevier BV, 2007.

SIMAL, S.; FEMENIA, A.; GARAU, M. C.; ROSSELÓ, C. Use of exponential Page's and diffusional models to simulate the drying kinetics of kiwi fruit. **Journal of Food Engineering**, 66, 323-328, 2005.

SIMÃO, R. S.; DE MORAES, J. O.; SOUZA, P. G.; CARCIOFI, B. A. M.; LAURINDO, J. B. Production of mango leathers by cast-tape drying: Product characteristics and sensory evaluation. **Food Science and Technology**. 99, 445-452, 2019.

SING R. N.; SHARMA, S. Development of suitable photobioreactor for algae production – a review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, 16, 2347-2353, 2012.

SONI, R. A.; SUDHAKAR, K.; RANA, R. S. *Spirulina* – From growth to nutritional product – a review. **Trends in Food Science e Technology**, 69, 157-171, 2017.

SOSA-MORALES, ME; VÉLEZ-RUIZ, JF. **Food Processing and Engineering Topics**. New York: Nova Science Publishers, Inc, 2009.

STRUMILLO, C.; KUDRA, T. **Drying: Principles, Applications and Design**. Gordon and Breach Science Publishers, v.3, 448 p., 1986.

SU, C.; LIU, C.; YANG, P.; SYU, K.; CHIUH, C. Solid-liquid extraction of phycocyanin from *Spirulina platensis*: Kinetic modeling of influential factors. **Separation and Purification Technology**, [s.l.], 123, 64-68, 2014.

TELEGINA, T. A.; BIRYUKOV, M. V.; TEREHKOVA, I. V.; VECHTOMOVA, Y. L.; KRITSKY, M. S. Isolation and characterization of water-soluble chromoproteins from *Arthrospira platensis* Cyanobacteria: C-phycocyanin, allophycocyanin and carotenoid and chlorophyll-binding proteins. **Applied Biochemistry and Microbiology**, 54, 6, 631-638, 2018.

TELLO-IRELAND, C.; LEMUS-MODACA, R.; VEJA-GÁLVEZ, A.; LÓPEZ, J.; DI SCALA, K. Influence of hot-air temperature on drying kinetics, functional properties, colour, phycobiliproteins, antioxidant capacity, texture and agar yield of alga *Gracilaria chilensis*. **LWT – Food Science and Technology**, 44, 2112-2118, 2011.

TSURUDA, A. Y.; MARSILVIO, L. M. F.; BUSANELLO, M.; GUERGOLETTTO, K. B.; BAÚ, T. R.; IOUKO, E. I.; GARCIA, S.: Differentiated foods for consumers with new demands. In: Muzzalupo. I. (Ed.): **Food Industry**. Rijeka: InTech, pp. 163–190, 2013.

VERNES, L.; GRANVILLAIN, P.; CHEMAT, F.; VIAN, M. Phycocyanin from *Arthrospira platensis*. Production, extraction and analysis. **Current Biotechnology**, 4, 481-491, 2015.

YAN, M.; LIU, B.; JIAO, X.; QIN, S. Preparation of phycocyanin microcapsules and its properties. **Food and Bioproducts Processing**, [s.l.], 92, 1, 89-97, 2014.

ZHANG, M.; TANG, J.; MUJUMDAR, A.S.; WANG, S. Trends in microwave-related drying of fruits and vegetables. **Trends in Food Science & Technology**, 17, 524-534, 2006.

ZOTARELLI, M. F.; SILVA, V. M.; DURIGON, A.; HUBINGER, M. D.; LAURINDO, J. B. Production of mango powder by spray drying and cast-tape drying. **Powder Technology**, 305, 447-454, 2017.

ZOTARELLI, M. F. **Produção e caracterização de manga desidratada em pó por diferentes processos de secagem**. 2014. 165 f. Tese (Doutorado) - Curso de Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2014.