

EFEITO DA RUPTURA CELULAR EM DIFERENTES MÉTODOS DE SECAGEM NO CONTEÚDO DE FICOCIANINA DA *Arthrospira (Spirulina)*

A. P. Q. LARROSA¹, A. A. COMITRE¹, L. B. VAZ¹, L. A. A. PINTO^{1*}

¹Universidade Federal do Rio Grande, Escola de Química e Alimentos
*e-mail: dqmpinto@furg.br

RESUMO

A microalga *Arthrospira (Spirulina)*, além do seu elevado teor de proteínas, apresenta uma rica fonte de pigmentos como a ficocianina, que possui ação antioxidante e anti-inflamatória, além de ser utilizada como corantes naturais em substituição aos sintéticos. Em vista da microalga ser termicamente instável, este trabalho tem como objetivo de analisar diferentes técnicas de secagem e métodos de ruptura para obter um maior rendimento de ficocianina. A *Arthrospira Spirulina* LEB-18 foi cedida pelo Laboratório de Engenharia Bioquímica-LEB da FURG, com concentração de 20% (m/m) de sólidos. As técnicas de secagem utilizadas foram o leito de jorro e a bandeja com escoamento paralelo do ar, e os métodos de ruptura foram moagem, micro-ondas e autoclave. As amostras de *Arthrospira Spirulina* foram analisadas quanto ao conteúdo de ficocianina, e seus extratos aquosos foram analisados no espectro de infravermelho (FTIR) para identificação dos grupamentos característicos da ficocianina. Os produtos desidratados foram avaliados quanto sua estrutura morfológica pela microscopia eletrônica de varredura (MEV). A secagem em leito de jorro combinada com o rompimento em micro-ondas apresentou melhores resultados em relação às amostras *in natura* e as secas sem ruptura. Os espectros de FTIR apresentaram os grupamentos característicos da ficocianina.

1 INTRODUÇÃO

As cianobactérias são organismos aquáticos e fotossintéticos conhecidos pelos seus ricos pigmentos e nutrientes, contendo elevado conteúdo proteico, sendo empregados em suplementos alimentares. Dentre as cianobactérias destaca-se a *Arthrospira Spirulina*, que possui atividade anticâncer e antimicrobiano via produção de compostos antioxidantes e pigmentos como ficocianina, ficocianobilina, aloficocianina dentre outros produtos (NUHU, 2013).

A ficocianina é um dos principais pigmentos da *Arthrospira Spirulina* que tem sido amplamente estudada devido à sua aplicação como corantes alimentícios e uso em cosméticos, em substituição aos corantes sintéticos (MARTELLI et al., 2014). A ficocianina é uma proteína pertencente à família das ficobiliproteínas caracterizada pela intensa coloração azul, e sua estrutura consiste de uma proteína e componentes não-proteicos conhecido como as ficocianobilinas (FERNÁNDEZ-ROJAS, HERNÁNDEZ-JUÁREZ & PEDRAZA-CHAVERRI, 2014).

Diversos métodos têm sido investigados a fim de proporcionar melhores extrações e rendimentos no conteúdo de ficocianina (CHAIKLAHAN et al., 2011; MORAES, BURKERT & KALIL, 2010), sendo que a operação de secagem é necessária para a obtenção da biomassa seca. A secagem da *Arthrospira Spirulina*, para posterior extração de ficocianina, tem sido empregada em diversas técnicas e condições operacionais, tais como: estufa com circulação de ar a 40°C por 48 h (SILVEIRA et al. 2010); 50°C por 6 h (ANTELO, COSTA & KALIL, 2008); *freeze-drying* e secagem solar (CHAIKLAHAN et al. 2011). No entanto, estudos relatam que a ficocianina presente na *Arthrospira Spirulina* é extremamente sensível ao tratamento térmico, resultando na precipitação e perda da sua coloração natural, o que limita a sua utilização em alimentos e indústria farmacêutica (CHAIKLAHAN, CHIRASUWAN & BUNNAG, 2012). Diante disso, torna-se necessário o estudo de técnicas de secagem e condições operacionais para preservar e obter menores perdas deste pigmento.

A secagem em leito de jorro é uma técnica que tem sido empregada na secagem de pastas e suspensões, e possibilidade de obter um produto de qualidade similar ao *spray dryer* (BEZERRA et al. 2013). Como a *Arthrospira Spirulina* é extraída no cultivo como uma suspensão de aproximadamente 5% sólidos (m/m), a secagem em leito de jorro torna-se uma alternativa viável. A secagem em bandeja é uma técnica tradicional que tem sido amplamente utilizada para obtenção de biomassa seca (DESMORIEUX et al., 2010; DISSA et al., 2010; OLIVEIRA et al., 2010). Porém, devido ao longo tempo de secagem do material em contato com elevadas temperaturas, pode ocasionar perdas nos compostos termossensíveis como a ficocianina. Por esse motivo, uma comparação de técnicas que envolvem diferentes condições operacionais e tempos de

residência devem ser investigadas, com o propósito de avaliar o comportamento dos compostos de interesse.

Além da obtenção da biomassa seca, um processo conhecido como ruptura celular das microalgas tem-se destacado para obtenção de lipídios para produção de biodiesel (LEE et al., 2010), extração de proteínas (SAFI et al., 2014) e na extração de pigmentos (MORAES, BURKERT & KALIL, 2010; DEY & RATHOD, 2013). O rompimento celular envolve a liberação de compostos intracelulares através da aplicação de diversos métodos, como: ultrassom, tratamentos abrasivos como moagem, tratamento químico, congelamento, variação na pressão osmótica, micro-ondas, autoclavagem, dentre outros (MORAES, BURKERT & KALIL, 2010; PRABAKARAN & RAVINDRAN, 2011). Diante dos fatos relatados, este trabalho tem como objetivo analisar diferentes técnicas de secagem (leito de jorro e bandeja) e métodos de ruptura celular a fim de verificar a influência na concentração de ficocianina da *Arthrospira Spirulina*.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Matéria-prima

Arthrospira Spirulina cepa LEB-18 (MORAIS et al., 2008) foi cedida pelo Laboratório de Engenharia Bioquímica-LEB, da Universidade Federal do Rio Grande-FURG. A microalga foi cultivada na Unidade Piloto em Santa Vitória do Palmar/RS, realizada em fotobiorreatores abertos em condições não controladas, segundo Moraes et al. (2009), contendo 20% (v/v) de meio de cultivo Zarrouk e preparado com a água da Lagoa da Mangueira para manutenção do inóculo (COSTA et al. 2004). Ao final do cultivo, a microalga foi coletada, filtrada (200 mesh) e prensada com uma concentração de sólidos de 20% (m/m).

2.2 Secagem da *Spirulina*

2.2.1 Leito de Jorro

A secagem em leito de jorro da *Arthrospira Spirulina* foi realizada na geometria cônica, constituída por duas bases cônicas de vidro de 15 cm de altura, diâmetros de 17,5 cm, ângulo incluído de 60° e diâmetro de orifício de entrada do ar de 2,9 cm. Uma carga de inertes de 0,5 kg de partículas de polietileno (inertes) foi utilizada como suporte para secagem da biomassa. As partículas de polietileno apresentavam um diâmetro médio de 3,2 mm, esfericidade de 0,7 e massa específica de 0,96 g.cm⁻³.

O ar de secagem era transportado por meio de um soprador radial, e aquecido por três resistores de 800 W cada um. A vazão de ar foi medida por uma placa de orifício, acoplada a um manômetro de tubo em U, sendo utilizada uma taxa de circulação de sólidos de 100% acima da velocidade de jorro mínimo, indicado para secagem de pastas e suspensões (EPSTEIN & GRACE, 2011). As temperaturas do ar de secagem foi medida por termopares do tipo cobre-constantan.,

A biomassa foi diluída até atingir uma concentração de 5% (m/m) de sólidos, sendo alimentada na célula de secagem por uma seringa de capacidade de 50 mL, a uma altura de 23 cm da base do leito e, atomizada utilizando ar comprimido a uma pressão de 200 kPa abs. A suspensão de *Arthrospira Spirulina* após seca formava-se um pó fino, sendo recuperado pelo ciclone do tipo *Lapple* e coletado em um recipiente de vidro.

Através de testes preliminares foram determinados as condições operacionais para a secagem da *Arthrospira Spirulina* em leito de jorro, sendo assim fixado uma taxa de alimentação de 0,4 kg_{suspensão}.kg_{inerte}.h⁻¹ e temperatura do ar de entrada de 95±1°C. Os experimentos foram realizados em réplica, com duração de 6 h.

2.2.2 Bandeja

A secagem em bandeja com escoamento paralelo do ar foi realizada segundo Oliveira et al., (2010). A biomassa de *Arthrospira Spirulina* foi colocada em bandejas perfuradas, sendo utilizada uma seringa plástica para formar os pellets cilíndricos com diâmetro de 4 mm. A biomassa foi seca a 55°C e velocidade do ar de 2,5 m.s⁻¹. Os experimentos de secagem tiveram a duração de 210 min, e foram realizados em réplica. A biomassa seca foi recolhida das bandejas e padronizado o seu tamanho de partícula utilizando um moinho de facas (35 mesh).

As amostras secas em leito de jorro e bandeja foram submetidas ao processo de rompimento celular a fim de avaliar a influência no conteúdo de ficocianina.

2.3 Rompimento celular

2.3.1 Moagem

Amostra de 150 g de *Arthrospira Spirulina* seca foi colocada no moinho de bolas com volume de 0,0043m³, sendo o volume total ocupado pela amostra e as bolas de porcelanas de 21%. A ruptura ocorreu por 2 h.

2.3.2 Micro-ondas

A ruptura da biomassa por micro-ondas (Sanyo, EM804TGR, Brazil) foi realizada segundo o método de Lee et al., (2010), com modificações. Através de testes preliminares foi utilizado 0,5 g de amostra de biomassa seca distribuída numa placa de Petri por 2 min. A potência do micro-ondas utilizada foi de 1400 W numa frequência de 2450 MHz.

2.3.3 Autoclavagem

A ruptura celular por autoclavagem foi realizada utilizando uma amostra de 5 g de biomassa seca numa autoclave (Stermax, vertical Model 16052, Brazil) durante 30 min a uma pressão absoluta de 0,2 MPa. Após o processo de ruptura, a amostra foi submetida

à secagem numa estufa a vácuo na temperatura de 40°C e pressão de vácuo de 100 mmHg para remoção de água absorvida no processo.

2.4 Metodologia analítica

2.4.1 Determinação do conteúdo de ficocianina

A determinação do conteúdo de ficocianina das amostras foi analisada utilizando método de Silveira et al., (2007), modificado por Moraes, Burkert & Kalil (2010). As amostras foram dissolvidas em água destilada na proporção de $0,16g_{\text{biomassa seca}} \cdot mL_{\text{solvente}}^{-1}$, sendo submetidas à agitação sob 100 rpm em shaker durante 4 h e centrifugadas a 3500 rpm durante 20 min. Após a separação, as amostras foram filtradas em papel filtro, e uma alíquota foi diluída em 25 mL para leitura no espectrofotômetro nos comprimentos de onda 620 e 652 nm. A concentração da ficocianina foi calculada segundo Bennett e Bogorad (1973) de acordo com a Equação 1.

$$F_c = \frac{abs_{620} - 0,474(abs_{652})}{5,34} \quad (1)$$

2.4.2 Análise de FTIR

Os extratos aquosos de ficocianina foram analisados no espectro de infravermelho, a fim de identificar os principais picos que representam os grupos funcionais da ficocianina presentes na *Arthrospira Spirulina*, utilizando a água destilada como branco.

A análise se baseia na espectroscopia da transformada de Fourier (FTIR) de acordo com a refletância atenuada total horizontal (HATR), através de um prato de cristal com um ângulo de abertura de 45°. As análises foram realizadas em temperatura ambiente de 20°C utilizando uma varredura através da frequência de 4000-800 cm^{-1} na resolução de

4 cm^{-1} , com quarenta e cinco varridas por alíquota.

2.4.3 Microscopia eletrônica de varredura

As amostras de *Arthrospira Spirulina* secas em leito de jorro e bandeja com e sem ruptura foram analisadas a sua estrutura morfológica pela análise de microscopia eletrônica de varredura (MEV), sendo recobertas por uma camada de ouro nos *stubs* antes do procedimento.

2.5 Análise estatística

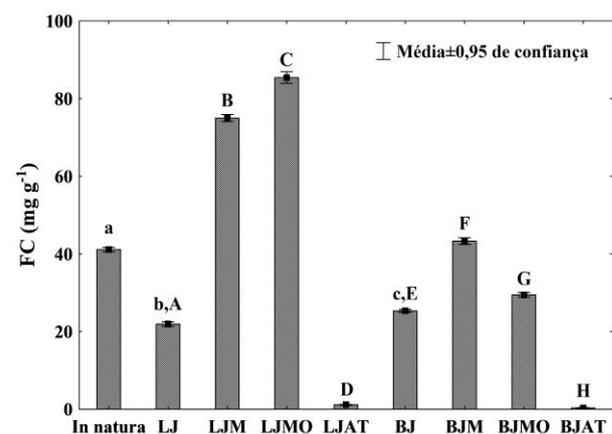
Os resultados foram analisados estatisticamente pelo teste de Tukey ao nível de 95% de significância ($p < 0,05$).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Conteúdo de ficocianina

Os conteúdos de ficocianina avaliados na amostra *in natura*, em diferentes técnicas de secagem (leito de jorro e bandeja), e métodos de ruptura (moagem, micro-ondas e autoclavagem), estão mostrados na Figura 1.

Figura 1 – Conteúdos de ficocianina (FC) das diferentes técnicas de secagem e métodos de ruptura.



Legenda: LJ=leito de jorro; LJM=leito de jorro moagem; LJMO=leito de jorro micro-ondas; LJAT=leito de jorro autoclave; BJ=bandeja; BJM=bandeja moagem; BJMO=bandeja micro-ondas; BJAT=bandeja autoclave. Letras diferentes apresentam diferença significativa ($p < 0,05$).

Observando os resultados dos conteúdos da ficocianina na Figura 1, observa-se que a *Arthrospira Spirulina in natura* em relação às amostras submetidas à secagem apresentaram diferença significativa ao nível 95% de significância ($p < 0,05$). No entanto, os experimentos de secagem sem método de ruptura em leito de jorro proporcionou perdas de 46,7%, e em bandeja apresentou perdas de 38,4%, valores estes superiores aos encontrados na literatura de 37% por OLIVEIRA et al., (2010).

Comparando-se as amostras secas em leito de jorro e bandeja em relação aos métodos de ruptura celular, observa-se na Figura 1 que para o leito de jorro, a ruptura por micro-ondas foi a que obteve melhores resultados, seguido da moagem. Ocorrendo um aumento dos valores acima de 100%, mostrando ser quatro vezes maior em relação à amostra sem ruptura. Enquanto que na secagem em bandeja, a moagem foi mais efetiva para extrair a ficocianina, obtendo um aumento de 71% em relação à amostra seca em bandeja sem ruptura.

A ruptura celular por micro-ondas ocorre devido à intensa vibração de moléculas de água no interior da biomassa pelo aquecimento, fazendo com que a ficocianina seja liberada dos vacúolos celulares. Segundo Kim et al. (2013), as micro-ondas podem rapidamente aquecer a biomassa para provocar danos nas camadas celulares e quebrar diretamente as pontes fracas de hidrogênio nessas camadas. Portanto, a radiação provocada pelas micro-ondas é vantajosa, devido à sua rápida penetração em biomassa, o que resulta numa rápida ruptura celular.

Na moagem, o processo contribui para desintegração e redução do tamanho da partícula a tamanhos menores que a original, rompendo as paredes celulares e liberando seus compostos, devido às tensões de compressão pelas bolas de porcelana utilizadas no moinho. No entanto, o método

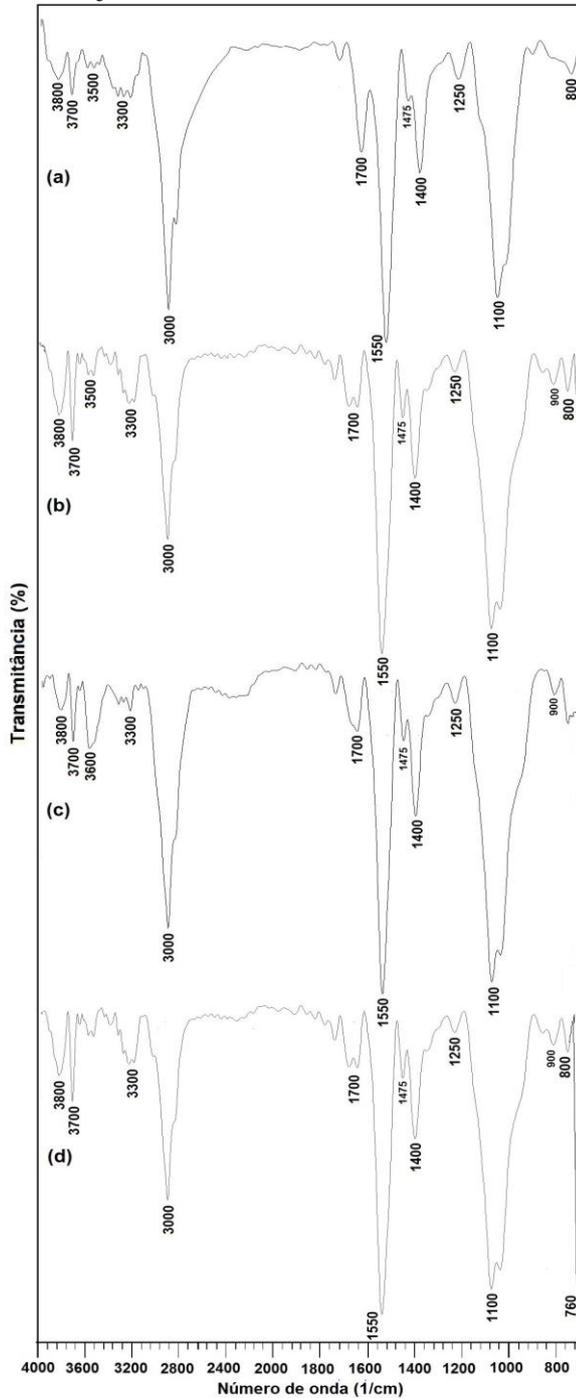
de autoclave não foi eficiente para as amostras de *Arthrospira Spirulina*, pois apresentou o maior índice de perda, de quase 100% da ficocianina em relação às amostras sem ruptura. Isso se deve à elevada temperatura de vapor de água aplicada no processo e durante ao longo tempo de exposição, degradando a ficocianina pela reação de escurecimento não-enzimático com formação produtos da reação de Maillard, como as melanoidinas.

A *Arthrospira Spirulina* por ser uma “micro” alga, possui uma parede celular rígida de várias camadas dificultando a extração de compostos intracelulares. No entanto, ao submeter processos de ruptura, faz com que a ficocianina que está presente nos tilacóides dos cloroplastos, seja liberada em maior concentração. Por esse motivo, após o rompimento celular das amostras secas foram alcançados maiores concentrações de ficocianina em relação às amostras secas sem ruptura, conforme apresentado na Figura 1. Cabe salientar que o conteúdo de ficocianina na biomassa *in natura* foi menor que nas amostras secas com ruptura, pois não foi rompida a célula. Logo, a comparação da biomassa *in natura* foi em relação ao processo de secagem.

3.2 Análise dos espectros de infravermelho de FTIR

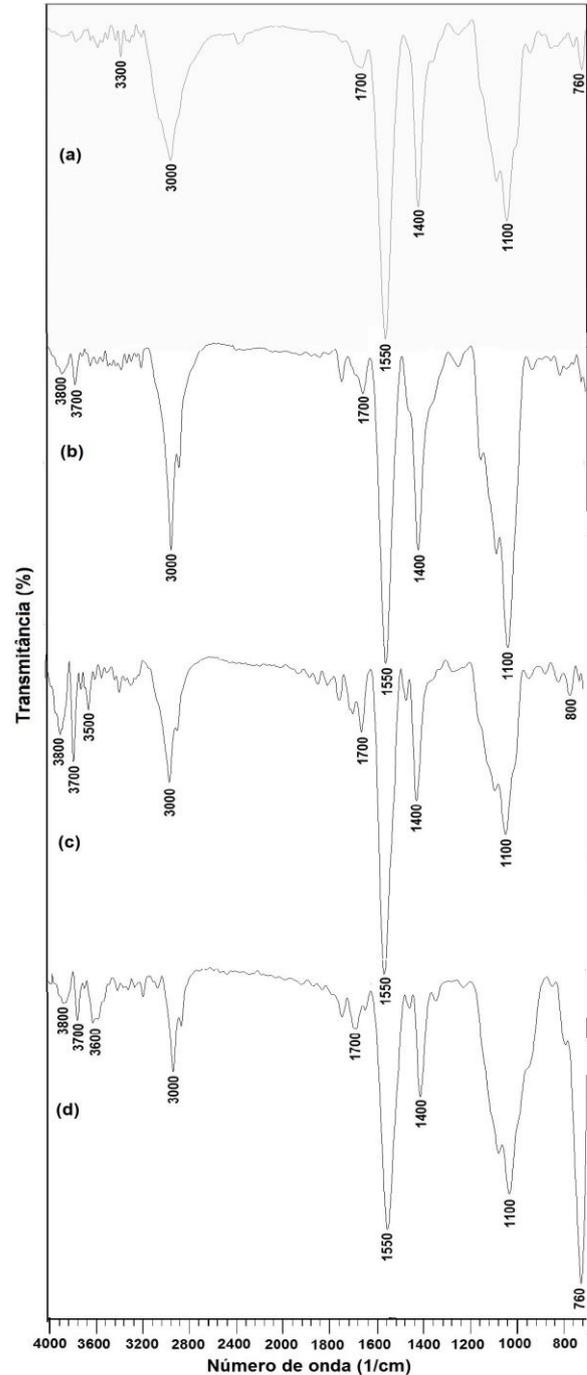
Os extratos aquosos de ficocianina das amostras secas sem e com ruptura celular também foram avaliados pela análise de infravermelho pela FTIR de acordo com as Figuras 2 e 3.

Figura 2 – FTIR dos extratos aquosos de ficocianina das amostras de *Arthrospira Spirulina* secas em (a) leito de jorro sem ruptura; (b) leito de jorro moagem; (c) leito de jorro micro-ondas; (d) leito de jorro autoclave.



Fonte: autores (2015).

Figura 3 – FTIR dos extratos aquosos de ficocianina das amostras de *Arthrospira Spirulina* secas em (a) bandeja sem ruptura; (b) bandeja moagem; (c) bandeja micro-ondas; (d) bandeja autoclave.



Fonte: autores (2015).

Analisando os espectros das amostras nas Figuras 2 e 3, foram identificadas as seguintes bandas características da estrutura da ficocianina: 3800 a 3500 cm^{-1} correspondem ao estiramento do plano dos grupos -OH livres; 3300 cm^{-1} que corresponde a deformação axial da ligação N-H das aminas primárias; região de 3000 cm^{-1} que corresponde a deformação axial simétrica e assimétrica de C-H; 1700 cm^{-1} corresponde ao estiramento vibracional forte de C=O; na região de 1550 cm^{-1} corresponde à deformação angular do grupamento N-H; 1400 cm^{-1} corresponde à deformação angular de C-H; 1250 corresponde ao estiramento de C-N; na região de 1100 cm^{-1} corresponde à deformação axial de C-O-H; e bandas nas regiões de 900 a 760 cm^{-1} compreendem as regiões de deformação de C-H fora do plano (SILVERSTEIN, WEBSTER & KIEMLE, 2005).

Na amostra seca em bandeja sem ruptura foram observadas algumas bandas com menor intensidade do que na amostra seca em leito de jorro sem ruptura na região de 3000 cm^{-1} , 1700 cm^{-1} e 1100 cm^{-1} . Além disso, na região de 1100 cm^{-1} apresentou um agrupamento de compostos com o C-O-H. A sobreposição de bandas próximas o que pode indicar uma preservação destes grupamentos, o pode indicar as menores perdas de ficocianina na amostra seca em bandeja sem ruptura em relação à secagem em leito de jorro.

Em relação às amostras secas sem ruptura e com ruptura, foi observado algumas modificações em diversas bandas. Na amostra seca em leito de jorro e rompida por micro-ondas, a qual apresentou maior conteúdo de ficocianina do que as demais amostras, apresentou picos na região de 3000 cm^{-1} (C-H) e 1700 cm^{-1} (C=O) com maior intensidade do que as amostras rompidas por moagem e autoclavagem. Enquanto que, nas amostras secas em bandeja, a amostra rompida pela moagem apresentou o grupamento C-H mais

intenso na região de 3000 cm^{-1} . Também, foi observado uma sobreposição de derivados de C-O-H na região de 1100 cm^{-1} do que as demais amostras, com maior intensidade.

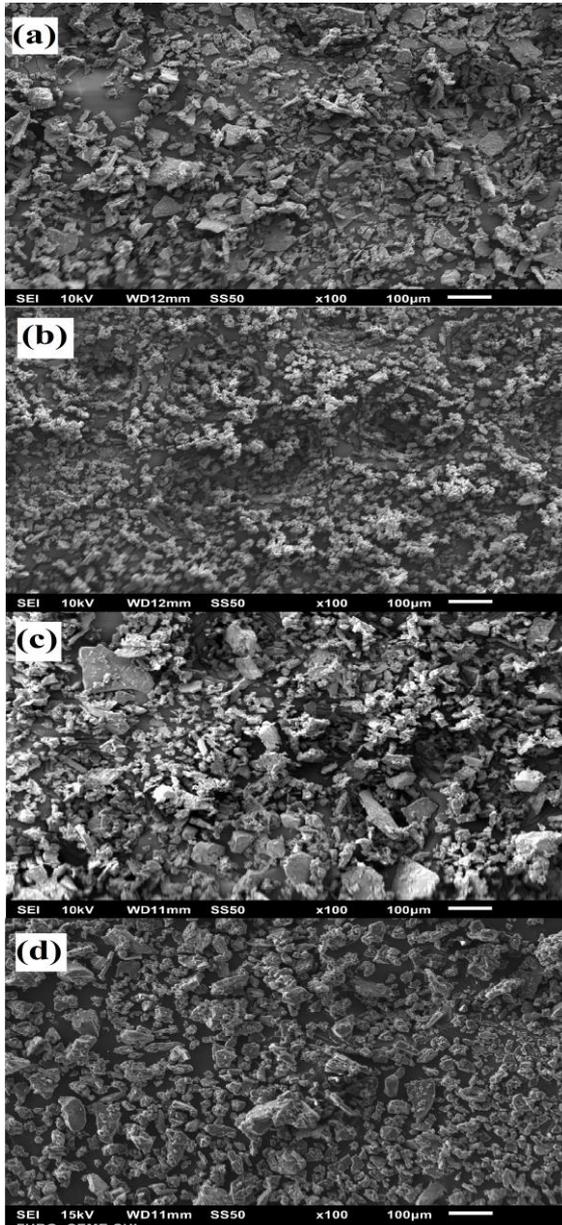
Além disso, observa-se claramente, que as amostras obtidas por ruptura celular, apresentou redução ou desdobramento do grupo carbonila (C=O) na região de 1700 cm^{-1} , devido à formação de derivados desse grupamento, mostrando que a ruptura celular provoca uma perturbação nos grupamentos e conseqüentemente no conteúdo de ficocianina.

Outro aspecto relevante que foi observado nos espectros está relacionado ao processo de autoclave. Tanto na amostra seca em leito de jorro quanto na bandeja obtida por este método de rompimento celular, apresentaram um pico pronunciado na região de 760 cm^{-1} com maior intensidade na bandeja do que no leito de jorro, provavelmente devido à formação de subprodutos da reação de degradação da ficocianina.

3.3 Microscopia eletrônica de varredura dos produtos desidratados

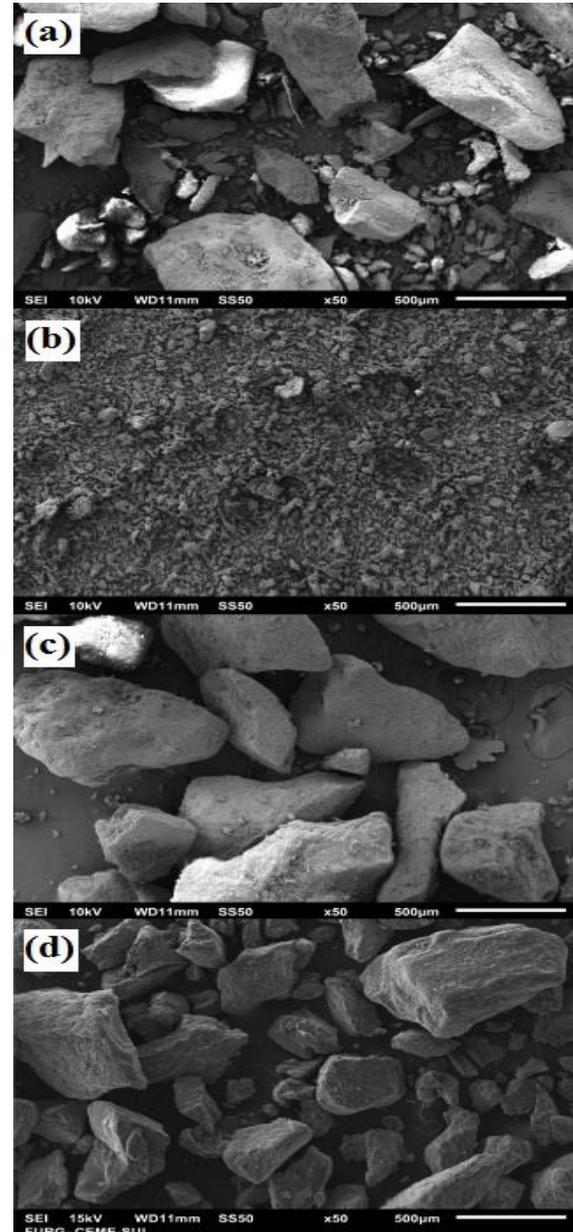
As Figuras 4 e 5 apresentam as estruturas morfológicas realizadas nas amostras secas nas diferentes técnicas e métodos de ruptura.

Figura 4 – Microscopia eletrônica de varredura (MEV) das amostras secas em (a) leito de jorro sem ruptura; (b) leito de jorro moagem; (c) leito de jorro micro-ondas; (d) leito de jorro autoclave.



Fonte: autores (2015).

Figura 5 – Microscopia eletrônica de varredura (MEV) das amostras secas e em (a) bandeja sem ruptura; (b) bandeja moagem; (c) bandeja micro-ondas; (d) bandeja autoclave.



Fonte: autor (2015).

As partículas de *Arthrospira Spirulina* secas em leito de jorro ($<100\mu\text{m}$) e bandeja ($<500\mu\text{m}$) apresentaram estrutura irregular, compacta e rugosa. As amostras rompidas por moagem apresentaram redução na

granulometria com partículas mais aglomeradas; as amostras rompidas por micro-ondas não apresentaram diferença na estrutura morfológica e; as amostras rompidas por autoclave apresentaram uma redução da rugosidade das partículas, devido ao superaquecimento.

4. CONCLUSÃO

Diante do estudo apresentado neste trabalho, pode-se verificar que as técnicas de secagem em leito de jorro e bandeja, sem método de ruptura da biomassa, apresentaram perdas de ficocianina de 47 e 38%, respectivamente, em relação à amostra *in natura* (41 mg.g⁻¹). No entanto, ao utilizar o método de ruptura celular por micro-ondas em leito de jorro obteve maior extração de ficocianina do que os demais métodos e do que amostra *in natura*, apresentando um valor de 85 mg.g⁻¹. Para a amostra seca em bandeja, a amostra rompida pela moagem apresentou os melhores resultados na extração da ficocianina (43 mg.g⁻¹). O método de ruptura celular realizado pela autoclave nas amostras secas em leito de jorro e bandeja não foi satisfatório devido à degradação da ficocianina. Sendo observado nos espectros de infravermelho mudanças nas bandas dos grupamentos característicos deste pigmento.

REFERÊNCIAS

ANTELO, F. S.; COSTA, J. A. V.; KALIL, S. J. Thermal degradation of the phycocyanin from *Spirulina platensis*. **Biochemical Engineering Journal**, 41, 43-47, 2008.

BEZERRA, C. V.; AMANTE, E. R.; DE OLIVEIRA, D. C.; RODRIGUES, A. M. C.; DA SILVA, L. H. M. Green banana (*Musa cavendishii*) flour obtained in spouted bed—Effect of drying on physico-chemical, functional and morphological characteristics of the starch. **Industrial Crops and Products**, 41, p.241–249, 2013.

CHAIKLAHAN, R.; CHIRASUWAN, N.; BUNNAG, B. Stability of phycocyanin extracted from *Spirulina sp.*: influence of temperature, pH and reservatives. **Process Biochemistry**, 47, p.659-664, 2012.

COSTA, J. A. V.; COLLA, L. M.; FILHO, P. F. D. Improving *Spirulina platensis* biomass yield using a fed-batch process. **Bioresource Technology**, 92, p.237-241, 2004.

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

DEY, S.; RATHOD, V. K. Ultrasound assisted extraction of β -carotene from *Spirulina platensis*. **Ultrasonics Sonochemistry**, 20, p. 271-276, 2013.

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

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

KIM, J.; YOO, G.; LEE, H.; LIM, J.; KIM, K.; KIM, C. W.; PARK, M. S.; YANG, J-W. Methods of downstream processing for the production of biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**, 31, 862-876, 2013.

LEE, J.- Y.; YOO, C.; JUN, S.-Y.; AHN, C.-Y.; OH, H.-M. Comparison of several methods for effective lipid extraction from microalgae.

Bioresource Technology, 101, p. 75-77, 2010.

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**, 49, p.154-159, 2014.

MORAES, C. C.; BURKERT, J. F. M.; KALIL, S. J. C-phycocyanin extraction process for large-scale use. **Journal of Food Biochemistry**, v. 34, n. 1, p. 133-148, 2010.

MORAIS, M. G.; REICHERT, C. C.; DALCANTON, F.; DURANTE, A. J.; MARINS, L. F.; COSTA, J. A. V. Isolation and characterization of a new *Arthrospira* strain. **Z. Naturforsch.** 63, 144-150, 2008.

MORAIS, M. G.; RADMANN, E. M.; ANDRADE, M. R.; TEIXEIRA, G. G.; BRUSCH, L. R. F.; COSTA, J. A. V. Pilot scale semicontinuous production of *Spirulina* biomass in southern Brazil. **Aquaculture**, 294, p.60-64, 2009.

NUHU, A. A. *Spirulina* (*Arthrospira*): an important source of nutritional and medicinal compounds. **Journal of Marine Biology**, p.1-9, 2013.

OLIVEIRA, E. G.; DUARTE, J. H.; MORAES, K.; CREXI, V. T.; PINTO, L. A. A. Optimisation of *Spirulina platensis* convective drying: evaluation of phycocyanin loss and lipid oxidation. **International Journal of Food Science & Technology**, 45, p. 1572- 1578, 2010.

PAKABARAN, P.; RAVINDRAN, A. D. A comparative study on effective cell disruption methods for lipid extraction from microalgae. **Letters in Applied Microbiology**, 53, p.150-154, 2011.

SAFI, C.; URSU, A. V.; LAROCHE, C.; ZEBIB, B.; MERAH, O.; PONTALIER, P-Y; VACA-GARCIA, C. Aqueous extraction of proteins from microalgae: effect of different cell disruption methods. **Algal Research**, 3, p.61-65, 2014.

SILVEIRA, S. T.; BURKERT, 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**, 98, p. 1629-1634, 2007.

SILVERSTEIN, R.M., WEBSTER, F.X., KIEMLE, D.J. **Spectrometric Identification of Organic Compounds** (7 th ed). Wiley, New York, NY, 2005.

YAN, M.; LIU, B.; JIAO, X.; QIN, S. Preparation of phycocyanin microcapsules and its properties. **Food and Bioprocess Processing**, 92, p.89-97, 2014.

AGRADECIMENTOS

Os autores deste trabalho agradecem à CAPES pelo auxílio financeiro, ao Laboratório de Engenharia Bioquímica – LEB/FURG pela matéria-prima e pelo CEME-SUL pela análise de microscopia eletrônica de varredura (MEV).