

V SIMPÓSIO DE BIOQUÍMICA E BIOTECNOLOGIA

05 a 07 de agosto de 2015, Londrina – PR

Utilização de *Chlorella fusca* LEB 111 para Mitigação de CO₂ de Origem Termelétrica à Carvão mineral: Avaliação da Composição Bioquímica da Biomassa

Letícia Schneider Fanka, Jessica Hartwig Duarte e Jorge Alberto Vieira Costa

Universidade Federal do Rio Grande – Escola de Química e Alimentos
Caixa Postal 474 – CEP 96203-900 Rio Grande – RS - E-mail: jorgealbertovc@terra.com.br

RESUMO

O objetivo do trabalho foi avaliar o efeito da adição de CO₂, SO₂, NO e cinzas nos parâmetros cinéticos dos cultivos de *Chlorella fusca* LEB 111, bem como na composição bioquímica da biomassa final produzida. Durante os ensaios, adicionou-se 10 % (v/v) de CO₂, 40 ppm de cinzas oriundas da queima do carvão mineral, 60 ppm de SO₂ e 100 ppm de NO. Os parâmetros cinéticos dos cultivos foram avaliados para a microalga nos diferentes ensaios. Além disso, foi determinada a composição bioquímica (carboidratos, lipídios e proteínas) das biomassas obtidas. A adição de CO₂, SO₂, NO e cinzas nos cultivos de *Chlorella fusca* LEB 111 não influenciou na produtividade máxima e na velocidade específica máxima de crescimento celular dos ensaios. A composição bioquímica foi semelhante nos cultivos, apresentando em torno de 19,90 % (m m⁻¹) de carboidratos, 14,50 % (m m⁻¹) de lipídios e 51,48 % (m m⁻¹) de proteínas.

Palavras-chave: Carboidratos, lipídios, microalgas, mitigação biológica, proteínas, resíduos industriais.

INTRODUÇÃO

A abundância das reservas mundiais do carvão mineral, aliada à necessidade de expansão dos sistemas elétricos e escassez de outras fontes, como petróleo, indicam que este combustível fóssil continuará sendo, por várias décadas, uma das principais fontes de geração de energia elétrica no mundo. No entanto, entre os combustíveis fósseis, o carvão mineral é o maior emissor de CO₂ para a atmosfera. Além disso, sua queima libera outros gases e material particulado, prejudiciais ao meio ambiente e à saúde humana. Deste modo, a fim de manter sua viabilidade ambiental, a queima do carvão mineral deverá estar aliada à ações mitigatórias.

Nos últimos anos, diversas metodologias vêm sendo desenvolvidas e empregadas a fim de reduzir a emissão de CO₂ para a atmosfera. Entre as alternativas, a mitigação biológica, a partir do cultivo de microalgas, vem ganhando cada vez mais destaque. Estes micro-organismos realizam fotossíntese e, a partir deste processo, são capazes de utilizar CO₂ em seu metabolismo. Paralelamente à biofixação de CO₂, as microalgas produzem biomassa que pode conter em sua composição: minerais, vitaminas, lipídios, carboidratos, pigmentos e proteínas, apresentando, assim, vasta aplicabilidade industrial e comercial (KHAN et al., 2009).

Neste contexto, o objetivo do presente trabalho foi avaliar o efeito da adição de CO₂, SO₂, NO e cinzas nos parâmetros cinéticos dos cultivos de *Chlorella fusca* LEB 111, bem como na composição bioquímica da biomassa final produzida.

V SIMPÓSIO DE BIOQUÍMICA E BIOTECNOLOGIA

05 a 07 de agosto de 2015, Londrina – PR

MATERIAL E MÉTODOS

A espécie de microalga estudada no trabalho foi *Chlorella fusca* LEB 111, pertencente ao Laboratório de Engenharia Bioquímica da Universidade Federal do Rio Grande e isolada de lagoas de decantação de cinzas próximas a Usina Termelétrica Presidente Médici (UTPM), na cidade de Candiota, sul do Brasil (latitude 24°36'13"S e longitude 52°32'43"W). A cepa foi mantida em meio de cultivo BG 11 modificado, sendo a fonte original de carbono substituída por CO₂ comercial (White Martins - Brasil). Além disso, cinzas oriundas da queima do carvão mineral, proveniente da UTPM, foram adicionadas ao meio de cultivo. Diferentes concentrações de SO₂ e NO (comerciais - White Martins - Brasil) também foram adicionadas ao meio de cultivo.

A adaptação do inóculo foi realizada durante 7 dias (d) (RADMANN et al., 2011), a partir da injeção de 20 % (v v⁻¹) das diferentes concentrações de CO₂, SO₂ e NO avaliadas nos ensaios. Os ensaios foram realizados em duplicata, durante 10 d, com concentração celular inicial dos inóculos de 0,2 g L⁻¹. Os cultivos foram mantidos em câmara termostatizada à 30 °C, com iluminância de 88 µmol m⁻² s⁻¹ (obtida a partir de lâmpadas fluorescentes 40 W) e fotoperíodo 12 h claro/escuro. Os ensaios foram realizados em fotobioreatores do tipo tubular, com volume útil de 1,8 L.

Com objetivo de simular o gás de combustão de origem termelétrica, foram realizados ensaios com injeção de 10 % (v v⁻¹) de CO₂, 40 ppm de cinzas oriundas da queima do carvão mineral, 60 ppm de SO₂ e 100 ppm de NO. A injeção dos gases nos cultivos foi mantida a 0,05 vvm, a cada 40 min da fase clara, durante 1 min, através de pedra porosa. O controle da injeção dos gases foi mantido com auxílio de válvulas solenóides acopladas aos cilindros industriais, conectadas a temporizadores digitais. Ensaios controles foram realizados, utilizando-se meio de cultivo original, sem modificação da fonte de carbono e sem adição de SO₂, NO e cinzas. A agitação dos cultivos foi mantida por aeração, através de pedra porosa, com auxílio de bomba pneumática, a 0,3 vvm.

Diariamente foi realizado monitoramento do crescimento microalgal, medindo-se a concentração celular nos ensaios, determinada pela densidade ótica das culturas em espectrofotômetro digital (QUIMIS Q798DRM) a 670 nm. A concentração celular foi obtida por curva padrão, relacionando massa seca e densidade ótica (COSTA et al., 2002). A cada 24 h foi realizada medição do pH nos cultivos, utilizando-se pHmetro digital (QUIMIS Q.400H). Ao final dos experimentos, as biomassas microalgais obtidas foram recuperadas do meio líquido por centrifugação (HITACHI himac CR-GIII, Tóquio - Japão) a 15.000 g, durante 20 min. Após, a biomassa concentrada foi congelada a -80 °C por 48 h, liofilizada e armazenada a -20 °C para posterior caracterização.

Os parâmetros cinéticos avaliados foram concentração celular máxima ($X_{\text{máx}}$), produtividade máxima ($P_{\text{máx}}$) e velocidade específica máxima de crescimento ($\mu_{\text{máx}}$). Previamente às análises de carboidratos e proteínas, as biomassas foram tratadas para rompimento da parede celular e liberação do material intracelular, com auxílio de sonda ultrassônica (sonicador ultrassônico, COLE PARMER CPX 130 – Illinois – USA). Os carboidratos foram determinados pela metodologia colorimétrica fenolsulfúrico proposta por Dubois et al. (1956), utilizando-se curva padrão de glicose. Para determinação de lipídios, foi utilizado o método proposto por Folch (FOLCH; LESS, 1957). Para a determinação da concentração de proteínas foi utilizado o método de Lowry (LOWRY et al., 1951), com prévia hidrólise alcalina, utilizando-se curva padrão de albumina de soro bovino.

V SIMPÓSIO DE BIOQUÍMICA E BIOTECNOLOGIA

05 a 07 de agosto de 2015, Londrina – PR

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A Figura 1 apresenta as curvas de crescimento celular da microalga *Chlorella fusca* LEB 111 e o perfil de pH obtido ao longo dos ensaios. A fase de adaptação celular, para ambos os cultivos, não ocorreu, iniciando-se os ensaios na fase exponencial de crescimento celular. Para o ensaio com resíduos industriais, a ausência da fase *lag* pode ser justificada pelo fato do inóculo utilizado ter sido previamente adaptado, durante 7 d, às condições dos ensaios. O ensaio controle (Figura 1a) foi finalizado ainda na fase exponencial de crescimento celular, enquanto que o ensaio com resíduos industriais (Figura 1b) apresentou tendência à fase estacionária de crescimento celular. A partir dos perfis de pH, ilustrados nas Figuras 1a e 1b, observa-se que no ensaio em que foram adicionados resíduos industriais, houve tendência do pH em se manter constante ao longo do tempo. O crescimento de microalgas envolve o consumo da fonte de carbono dissolvida no meio de cultivo, ocasionando a elevação do pH (> 10). No entanto, a injeção dos gases CO₂, SO₂ e NO ao longo dos ensaios, ocasiona redução do pH, anulando o aumento do mesmo durante o crescimento da microalga.

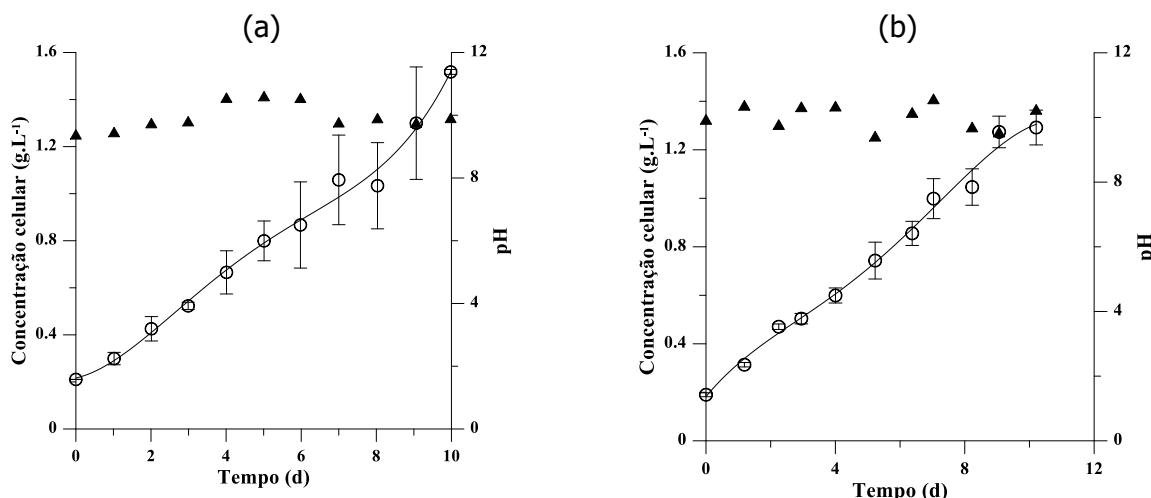


Figura 1: Curvas de crescimento celular e perfis de pH para *Chlorella fusca* LEB 111, nos ensaios: (a) Controle e (b) Resíduos industriais.

Apesar da concentração celular máxima ter sido obtida no ensaio controle (Tabela 1, $1,52 \pm 0,01 \text{ g L}^{-1}$), a produtividade e a velocidade específica máxima de crescimento celular foram semelhantes nos ensaios controle e com resíduos industriais. Radmann et al. (2011) encontraram resultados inferiores de produtividade ($0,08 \text{ g L}^{-1} \text{ d}^{-1}$) ao cultivaram *Chlorella vulgaris*, também isolada da UTPM, utilizando 12 % (v v⁻¹) de CO₂, 60 ppm de SO₂ e 100 ppm de NO, em reatores tubulares em série.

Tabela 1: Parâmetros cinéticos dos cultivos de *Chlorella fusca* LEB 111 e composição bioquímica das biomassas obtidas.

Ensaio	X _{máx} (g L ⁻¹)	P _{máx} (g L ⁻¹ d ⁻¹)	μ _{máx} (d ⁻¹)	Carboidratos (%, m m ⁻¹)	Lipídios (%, m m ⁻¹)	Proteínas (%, m m ⁻¹)

V SIMPÓSIO DE BIOQUÍMICA E BIOTECNOLOGIA

05 a 07 de agosto de 2015, Londrina – PR

Controle	1,52±<0,01	0,14±<0,01	0,16±0,04	19,55±0,25	14,59±0,39	52,12±2,00
Resíduos Industriais	1,29±0,07	0,13±0,01	0,15±0,01	20,24±0,14	14,40±0,30	50,84±0,59

A composição bioquímica das biomassas de *Chlorella fusca* LEB 111 (Tabela 1) foi semelhante nos ensaios controle e no que foram utilizados os resíduos industriais. As macromoléculas de carboidratos e lipídios podem ter diversas aplicações, destacando-se a utilização como matéria-prima renovável alternativa para a produção de bioetanol e biodiesel, respectivamente. As proteínas quantificadas nas biomassas de *Chlorella fusca* LEB 111 podem ser utilizadas na indústria farmacêutica, para produção de biofilmes, emulsificantes, entre outras aplicações (SAFI et al., 2014).

CONCLUSÕES

A adição de CO₂, SO₂, NO e cinzas nos cultivos de *Chlorella fusca* LEB 111 não influenciou na produtividade máxima e na velocidade específica máxima de crescimento celular dos ensaios. A composição bioquímica foi semelhante nos cultivos, apresentando em torno de 19,90 % m m⁻¹ de carboidratos, 14,50 % m m⁻¹ de lipídios e 51,48 % m m⁻¹ de proteínas.

Agências de Fomento: Capes e CGTEE/Eletrobrás/ANEEL.

REFERÊNCIAS

- COSTA, J. A. V.; COLLA, L. M.; DUARTE FILHO, P.; KABKE, K.; WEBER, A. Modelling of *Spirulina platensis* growth in fresh water using response surface methodology. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 18, p. 603-607, 2002.
- DUBOIS, M.; GILLES, K. A.; HAMILTON, J. K.; REBERS, P. A.; SMITH, F. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. **Analitical Chemistry**, v. 28, p. 350-356, 1956.
- FOLCH, J.; LEES, M. A simple method for isolation and purification of total lipids from animal tissues. **Journal of Biological Chemistry**, v. 226, p. 497-509, 1957.
- KHAN, S. A.; RASHMI; PRASAD, S.; BANERJEE, U. C. Prospects of biodiesel production from microalgae in India. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 13, n. 9, p. 2361-2372, 2009.
- LOWRY, O., ROSEN BROUGH, N., FARR, A., RANDALL, R. Protein measurement with the Folin phenol reagent. **Journal of Biological Chemistry**, v. 193, p. 265-272, 1951.
- RADMANN, E. M.; CAMERINI, F. V.; SANTOS, T. D.; COSTA, J. A. V., Isolation and application of SO_x and NO_x resistant microalgae in biofixation of CO₂ from thermoelectricity plants. **Energy Conversion and Management**, v. 52, p. 3132-3136, 2011.
- SAFI, C.; ZEBIB, B.; MERAH, O.; PONTALIER, P. Y.; GARCIA, C. V. Morphology, composition, production, processing and applications of Chlorella vulgaris: A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 35, p. 265-278, 2014.