

# INFLUÊNCIA DE DIFERENTES ABSORVENTES DE CO<sub>2</sub> NA BIOFIXAÇÃO DE CARBONO E NA COMPOSIÇÃO DA CIANOBACTÉRIA *Spirulina*

B. B. CARDIAS<sup>1</sup>, G. M. ROSA<sup>1</sup>, L. MORAES<sup>1</sup>, L. O. SANTOS<sup>1</sup>, M. R. A. Z. SOUZA<sup>1</sup>, J. A. V. COSTA<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Universidade Federal do Rio Grande, Escola de Química e Alimentos  
E-mail para contato: jorgealbertovc@terra.com.br

**RESUMO** – O cultivo de microalgas reduz a concentração de CO<sub>2</sub> atmosférico e pode produzir metabólitos secundários de interesse comercial. Aliado a este bioprocessos, a utilização de absorventes de CO<sub>2</sub> podem melhorar o sequestro deste gás de efeito estufa. Diante disso, o objetivo deste trabalho foi comparar as respostas obtidas por *Spirulina* sp. LEB 18 submetida a ensaios com NaOH e a ensaios com monoetanolamina (MEA) como absorventes de CO<sub>2</sub>. Para isso, a microalga foi cultivada em modo descontínuo alimentado com CO<sub>2</sub>, meio de cultivo Zarrouk sem NaHCO<sub>3</sub>, a 30 °C, 41,6 μmol<sub>fótons</sub>.m<sup>-2</sup>.s<sup>-1</sup>, fotoperíodo 12 h claro/escuro, por 13 d. As respostas obtidas mostraram que os ensaios com adição de MEA praticamente dobraram as concentrações de carbono no meio. Nesses foram obtidos, em média, maiores velocidades específicas de crescimento (0,27 d<sup>-1</sup>) e os menores tempos de geração (2,57 d), assim como as maiores concentrações de proteínas (75,3 % m.m<sup>-1</sup>). A concentração de lipídios foi maior que a encontrada na literatura para esta cepa de microalga. Desta forma, constatou-se que os absorventes melhoram o crescimento de *Spirulina* e aumentam a concentração de macromoléculas na biomassa.

## 1. INTRODUÇÃO

Toda e qualquer produção de energia antropogênica têm implicações a nível ambiental, sendo o consumo dessa energia produzida responsável por cerca de 80% das emissões de gases de efeito estufa (GEE). Entre estes gases está o dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>), componente da atmosfera, que armazena energia e a transforma em calor, aumentando a temperatura da superfície terrestre. À medida que essa temperatura aumenta, a capacidade de armazenamento de CO<sub>2</sub> pelas plantas e algas diminui, prejudicando os ecossistemas (REIS, 2013).

Algumas tecnologias para a captura do CO<sub>2</sub> a partir de centrais de produção de energia de combustíveis fósseis já estão disponíveis, incluindo a absorção química com monoetanolamina (MEA) (REIS, 2013). O processo de absorção química ocorre com a dissolução do CO<sub>2</sub> no solvente, formando um composto que em sequência libera o CO<sub>2</sub> através da regeneração térmica. Reagentes típicos para esta aplicação são monoetanolamina (MEA), dietanolamina, e carbonato de potássio (SCOPARO, 2010). A reação de alcanolaminas, como o MEA, com CO<sub>2</sub> produz um

carbamato intermediário o qual é hidrolisado, resultando no íon bicarbonato ( $\text{HCO}_3^-$ ) que junto com o  $\text{CO}_{2(\text{aq})}$  são as formas de carbono inorgânico dissolvido no meio aquoso preferenciais para absorção por microalgas (KIM *et. al.*, 2013).

A utilização de micro-organismos fotossintéticos para fixação de  $\text{CO}_2$  é uma tecnologia que tem apresentado potencial como redutor da excessiva concentração deste gás da atmosfera. As microalgas realizam a biofixação do  $\text{CO}_2$  durante a fotossíntese, onde a energia solar é convertida em energia química via oxidação da água, reduzindo  $\text{CO}_2$  e liberando  $\text{O}_2$ . O  $\text{CO}_2$  atua como uma fonte de carbono que é convertida em energia, utilizada tanto no crescimento celular, quanto na construção de macromoléculas como proteínas, ácidos nucleicos e lipídios (PICARDO, 2012; REIS, 2013; SCOPARO, 2010). Logo, unir os atrativos das microalgas e da absorção química de  $\text{CO}_2$  pode ser uma meio promissor para aumentar a mitigação deste GEE.

Diante disso, este trabalho teve como objetivo comparar o cultivo, biofixação de  $\text{CO}_2$  e a composição da biomassa de *Spirulina* cultivada com NaOH e MEA como absorventes de  $\text{CO}_2$ .

## **2. MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1 Micro-organismo e meio de cultivo**

A microalga utilizada foi *Spirulina* sp. LEB 18 (MORAIS *et al.*, 2008) fornecida pela Coleção de Culturas do Laboratório de Engenharia Bioquímica da FURG, cultivada em meio Zarrouk (ZARROUK, 1966) sem a fonte de carbono padrão do meio ( $\text{NaHCO}_3$ ). A microalga foi adaptada continuamente a nova fonte de carbono pela injeção de  $\text{CO}_2$  com vazão específica de alimentação de  $0,12 \text{ mL}_{\text{CO}_2} \cdot \text{mL}_{\text{meio}}^{-1} \cdot \text{d}^{-1}$ , durante 1 min, a cada 1 h, no período claro.

### **2.2 Condições dos cultivos**

Os cultivos foram realizados em fotobiorreatores tubulares verticais de 2 L, com volume útil de 1,8 L, em estufa a  $30^\circ\text{C}$ , fotoperíodo de 12 h claro/escuro, iluminância  $41,6 \mu\text{mol}_{\text{fótons}} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$  e agitação promovida por ar comprimido estéril (RADMANN e COSTA, 2008). Os ensaios foram realizados em duplicata sem adição de NaOH (controle da batelada com NaOH), com adição de NaOH ( $0,10$ ,  $0,20$  e  $0,41 \text{ mmol} \cdot \text{L}^{-1}$ ), sem adição de monoetanolamina (MEA) (controle da batelada com MEA) e com adição de MEA ( $0,10$ ,  $0,20$  e  $0,41 \text{ mmol} \cdot \text{L}^{-1}$ ), por 13 d. O  $\text{CO}_2$  ( $0,36 \text{ mL}_{\text{CO}_2} \cdot \text{mL}_{\text{meio}}^{-1} \cdot \text{d}^{-1}$ ) foi adicionado diariamente por 2 min, a cada 1 h, durante o período claro.

### **2.3 Determinações analíticas**

A cada 24 h foram coletadas amostras dos ensaios para análise da concentração celular, através da densidade óptica a 670 nm (COSTA *et al.*, 2002) em espectrofotômetro (QUIMIS Q798DRM, Diadema - SP - Brasil) e a medida de pH em pHmetro digital (PH-221, LUTRON - Taiwan). A cada 72 h a concentração de carbono inorgânico dissolvido (CID) foi calculada a

partir das frações de ionização do carbono no meio, por meio da medida de alcalinidade total (APHA, 1998) e pH (APHA, 1998) dos ensaios, de acordo com Carmouze (CARMOUZE, 1994).

## 2.4 Parâmetros de crescimento avaliados

A produtividade de biomassa ( $P_x$ ,  $\text{mg.L}^{-1}.\text{d}^{-1}$ ) foi calculada segundo a Equação 1, onde  $X_t$  ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) representa a concentração celular no tempo  $t$  (d) e  $X_0$  ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) a concentração celular no tempo  $t_0$  (d). A velocidade específica máxima de crescimento ( $\mu_{\text{máx}}$ ,  $\text{d}^{-1}$ ) foi o coeficiente angular da reta obtida na fase logarítmica de cada perfil de concentração celular linearizado versus tempo (d). O tempo de geração ( $t_g$ , d) foi determinado pela Equação 2. A taxa de biofixação de  $\text{CO}_2$  (TB,  $\text{mg.L}^{-1}.\text{d}^{-1}$ ) foi calculada segundo a Equação 3, a partir da produtividade de biomassa ( $P_x$ ,  $\text{mg.L}^{-1}.\text{d}^{-1}$ ), fração mássica de carbono na biomassa ( $X_{\text{cbm}}$ ) e das massas molares de dióxido de carbono ( $M_{\text{CO}_2}$ ) e do carbono ( $M_C$ ). A eficiência de utilização do  $\text{CO}_2$  (E, %  $\text{m.m}^{-1}$ ) foi calculada segundo a Equação 4, com os parâmetros de taxa de biofixação de  $\text{CO}_2$  (TB,  $\text{mg.L}^{-1}.\text{d}^{-1}$ ), volume útil de trabalho do fotobiorreator ( $V_{\text{útil}}$ , L) e a vazão mássica de alimentação diária de  $\text{CO}_2$  ( $\dot{m}$ ,  $\text{mg.d}^{-1}$ ).  $X_{\text{máx}}$ ,  $P_{\text{máx}}$ ,  $TB_{\text{máx}}$  e  $E_{\text{máx}}$  foram os máximos valores encontrados dos parâmetros para cada ensaio.

$$P_x = \frac{X_t - X_0}{t - t_0} \quad (1)$$

$$t_g = \frac{\ln 2}{\mu_{\text{máx}}} \quad (2)$$

$$TB = P_x * X_{\text{cbm}} * \frac{M_{\text{CO}_2}}{M_C} \quad (3)$$

$$E = \frac{(TB * V_{\text{útil}})}{\dot{m}} * 100 \quad (4)$$

## 2.5 Recuperação da biomassa

Ao final dos experimentos a biomassa foi recuperada do meio líquido por centrifugação (15200 g; 20 °C; 15 min), ressuspensa em água destilada para remoção dos sais do meio de cultivo e novamente centrifugada nas mesmas condições citadas. Posteriormente a biomassa foi concentrada, congelada a -80°C, liofilizada e armazenada a -20°C até sua caracterização.

## 2.6 Caracterização da biomassa

Análise elementar: a concentração elementar de carbono (C) na biomassa foi determinada em analisador elementar CHNS/O Serie 2400 (Perkin Elmer), utilizando acetanilida como padrão.

Macromoléculas: a concentração de lipídios foi determinada pelo método de Folch (FOLCH *et al.*, 1957); A concentração de proteínas e carboidratos foi determinada a partir de extratos (5 mg da microalga e 10 mL de água destilada) sonificados em sonda ultrassônica, com

ciclos de 20 min (1 min ligado e 1 min desligado), sendo que o teor proteico da biomassa foi determinada por método colorimétrico (LOWRY *et al.*, 1951) e o teor de carboidratos pelo método fenol-sulfúrico (DUBOIS *et al.*, 1956).

## 2.9 Análise estatística

As respostas obtidas foram avaliadas através da análise de variância (ANOVA), seguida por teste de Tukey ao nível de 95% de confiança.

## 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

A Tabela 1 apresenta a concentração celular máxima ( $X_{\text{máx}}$ ), produtividade máxima ( $P_{\text{máx}}$ ), velocidade específica máxima de crescimento ( $\mu_{\text{máx}}$ ), tempo de geração ( $t_g$ ), concentração de carbono elementar (C), taxa de biofixação máxima de  $\text{CO}_2$  ( $\text{TB}_{\text{máx}}$ ) e eficiência máxima de utilização de  $\text{CO}_2$  ( $E_{\text{máx}}$ ). Todos os cultivos com NaOH apresentaram concentração celular máxima superior aos outros ensaios com MEA ( $X_{\text{máx}}$ ) com diferença significativa ( $p < 0,05$ ).

Tabela 1 – Resultados médios  $\pm$  desvio padrão dos parâmetros cinéticos de crescimento, carbono elementar e dos parâmetros de biofixação de  $\text{CO}_2$  obtidas com o cultivo de *Spirulina* adicionando diferentes absorventes de  $\text{CO}_2$

| Parâmetro   | Controle                          | MEA (mmol.L <sup>-1</sup> )      |                                 |                                |
|---|-----------------------------------|----------------------------------|---------------------------------|--------------------------------|
|   |                                   | 0,10                             | 0,20                            | 0,41                           |
| $X_{\text{máx}}$ (g.L <sup>-1</sup> )                           | 1,40 $\pm$ 0,05 <sup>a,A</sup>    | 1,28 $\pm$ 0,05 <sup>b,A</sup>   | 1,25 $\pm$ 0,05 <sup>b,A</sup>  | 1,30 $\pm$ 0,07 <sup>b,A</sup> |
| $P_{\text{máx}}$ (mg.L <sup>-1</sup> .d <sup>-1</sup> )         | 110,2 $\pm$ 4,0 <sup>a,A</sup>    | 108,1 $\pm$ 7,9 <sup>a,A</sup>   | 108,2 $\pm$ 1,2 <sup>a,A</sup>  | 110,2 $\pm$ 4,2 <sup>a,A</sup> |
| $\mu_{\text{máx}}$ (d <sup>-1</sup> )                           | 0,25 $\pm$ 0,00 <sup>a,A</sup>    | 0,25 $\pm$ 0,02 <sup>a,A</sup>   | 0,27 $\pm$ 0,01 <sup>b,A</sup>  | 0,29 $\pm$ 0,01 <sup>c,A</sup> |
| $t_g$ (d)   | 2,80 $\pm$ 0,04 <sup>a,A</sup>    | 2,77 $\pm$ 0,17 <sup>a,A</sup>   | 2,56 $\pm$ 0,05 <sup>b,A</sup>  | 2,39 $\pm$ 0,08 <sup>c,A</sup> |
| Carbono (%m.m <sup>-1</sup> )                                   | 47,2 $\pm$ 0,0 <sup>a,A</sup>     | 49,9 $\pm$ 0,1 <sup>b,A</sup>    | 49,7 $\pm$ 0,3 <sup>b,A</sup>   | 48,8 $\pm$ 0,5 <sup>b,A</sup>  |
| $\text{TB}_{\text{máx}}$ (mg.L <sup>-1</sup> .d <sup>-1</sup> ) | 190,7 $\pm$ 6,9 <sup>a,A</sup>    | 197,7 $\pm$ 14,0 <sup>a,A</sup>  | 197,0 $\pm$ 1,6 <sup>a,A</sup>  | 197,3 $\pm$ 6,1 <sup>a,A</sup> |
| $E_{\text{máx}}$ (%m.m <sup>-1</sup> )                          | 28,9 $\pm$ 1,1 <sup>a,A</sup>     | 29,9 $\pm$ 2,1 <sup>a,A</sup>    | 29,8 $\pm$ 0,2 <sup>a,A</sup>   | 29,8 $\pm$ 0,9 <sup>a,A</sup>  |
| Parâmetro   | Controle                          | NaOH (mmol.L <sup>-1</sup> )     |                                 |                                |
|   |                                   | 0,10                             | 0,20                            | 0,41                           |
| $X_{\text{máx}}$ (g.L <sup>-1</sup> )                           | 1,40 $\pm$ 0,04 <sup>a,A</sup>    | 1,37 $\pm$ 0,02 <sup>a,b,B</sup> | 1,34 $\pm$ 0,05 <sup>b,B</sup>  | 1,46 $\pm$ 0,02 <sup>c,B</sup> |
| $P_{\text{máx}}$ (mg.L <sup>-1</sup> .d <sup>-1</sup> )         | 113,2 $\pm$ 7,5 <sup>a,b,A</sup>  | 114,7 $\pm$ 4,5 <sup>a,b,A</sup> | 109,9 $\pm$ 10,7 <sup>a,A</sup> | 121,3 $\pm$ 0,5 <sup>b,B</sup> |
| $\mu_{\text{máx}}$ (d <sup>-1</sup> )                           | 0,18 $\pm$ 0,01 <sup>a,B</sup>    | 0,21 $\pm$ 0,01 <sup>b,B</sup>   | 0,20 $\pm$ 0,01 <sup>b,B</sup>  | 0,21 $\pm$ 0,02 <sup>b,B</sup> |
| $t_g$ (d)   | 3,84 $\pm$ 0,25 <sup>a,B</sup>    | 3,28 $\pm$ 0,08 <sup>b,B</sup>   | 3,41 $\pm$ 0,25 <sup>b,B</sup>  | 3,31 $\pm$ 0,04 <sup>b,B</sup> |
| Carbono (%m.m <sup>-1</sup> )                                   | 47,1 $\pm$ 0,1 <sup>a,A</sup>     | 47,1 $\pm$ 0,1 <sup>a,B</sup>    | 45,4 $\pm$ 1,7 <sup>a,A</sup>   | 47,2 $\pm$ 0,1 <sup>a,A</sup>  |
| $\text{TB}_{\text{máx}}$ (mg.L <sup>-1</sup> .d <sup>-1</sup> ) | 195,4 $\pm$ 12,6 <sup>a,b,A</sup> | 198,2 $\pm$ 7,6 <sup>a,b,A</sup> | 182,7 $\pm$ 12,3 <sup>a,A</sup> | 209,7 $\pm$ 0,9 <sup>b,B</sup> |
| $E_{\text{máx}}$ (%m.m <sup>-1</sup> )                          | 29,6 $\pm$ 1,9 <sup>a,b,A</sup>   | 30,0 $\pm$ 1,1 <sup>a,b,A</sup>  | 27,6 $\pm$ 1,9 <sup>a,A</sup>   | 31,7 $\pm$ 0,1 <sup>a,B</sup>  |

Letras minúsculas sobrescritas iguais na mesma linha, e letras maiúsculas sobrescritas na mesma coluna para o mesmo parâmetro, indicam que as médias não diferem estatisticamente ao nível de 95 % de confiança ( $p > 0,05$ ).

As produtividades máximas ( $P_{\text{máx}}$ ) apresentadas pelo cultivo controle, com adição de 0,10 e 0,20 mmol.L<sup>-1</sup> não foram diferentes significativamente entre as duas bateladas (com MEA e com NaOH), mas com 0,41 mmol.L<sup>-1</sup> de NaOH foi obtido  $P_{\text{máx}}$  ( $121,3 \pm 0,5 \text{ mg.L}^{-1}.\text{d}^{-1}$ ) maior, com diferença significativa ao ensaio com MEA. A velocidade específica máxima de crescimento ( $\mu_{\text{máx}}$ ) de *Spirulina* foi maior nos cultivos com MEA para todas as concentrações testadas. Consequentemente o tempo de geração, para essas concentrações foi menor nessa condição. Estes resultados apontam para a influência positiva do MEA na velocidade de crescimento e duplicação celular da microalga.

A taxa de biofixação de CO<sub>2</sub> foi maior, apresentando diferença significativa, apenas nos cultivos onde se adicionou 0,41 mmol.L<sup>-1</sup> de NaOH ( $209,7 \pm 0,9 \text{ mg.L}^{-1}.\text{d}^{-1}$ ) quando comparado ao MEA. Da mesma forma ocorreu com a eficiência de utilização de CO<sub>2</sub>, o melhor resultado foi utilizando MEA (31,7% m.m<sup>-1</sup>). Radmann *et al.* (2007) encontraram  $X_{\text{máx}}$  (0,78 g.L<sup>-1</sup>), cultivando *Spirulina* sp. LEB 18 com gás de combustão e meio Zarrouk, inferior a todos os resultados encontrados para este parâmetro no presente trabalho. Os resultados dos parâmetros  $P_{\text{máx}}$  e  $TB_{\text{máx}}$  (Tabela 1) estão de acordo com os encontrados no cultivo de *Spirulina platensis* em fotobiorreatores tipo frascos convencionais por CHEN *et al.* (2013).

A Figura 1 mostra os perfis médios de concentração de carbono inorgânico dissolvido (CID) sem adição de absorvente de CO<sub>2</sub> (ensaio controle) e com adição de MEA e de NaOH nas concentrações de 0,10, 0,20 e 0,41 mmol.L<sup>-1</sup>.

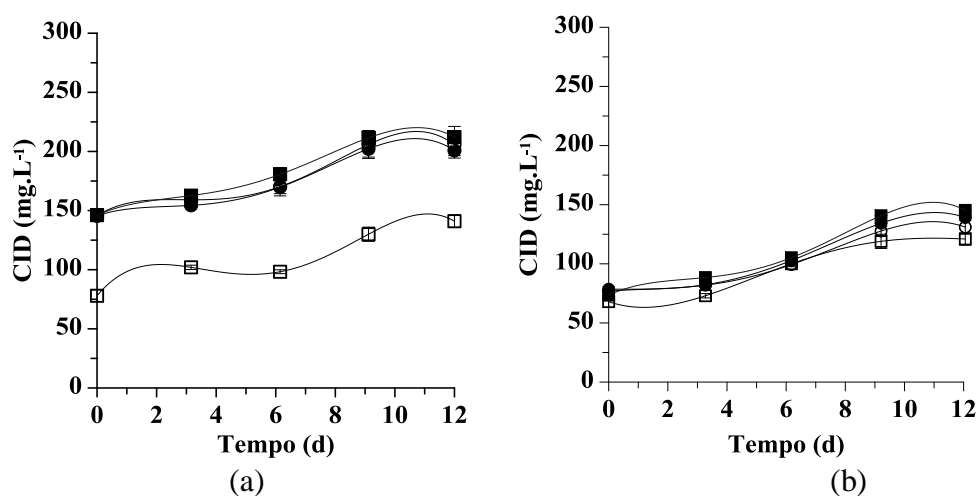
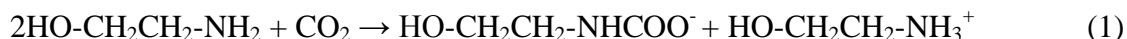


Figura 1 - Perfis médios de concentração de carbono inorgânico dissolvido (CID) sem adição de absorvente de CO<sub>2</sub> (ensaio controle) (□), com adição de 0,10 (●), 0,20 (○), 0,41 (■) mmol.L<sup>-1</sup> de MEA (a) e de NaOH (b).

Nos cultivos utilizando MEA como absorvente químico foi verificado o maior valor de CID quando comparado aos cultivos utilizando NaOH (Figura 1). Logo, a presença de absorvente de CO<sub>2</sub> no cultivo, tal como o MEA, pode melhorar a quantidade de CID além do limite de solubilidade do CO<sub>2</sub> no meio líquido (CHOI *et al.*, 2012). O aumento nos valores de CID na presença de MEA pode ter ocorrido pela absorção do CO<sub>2</sub> através da reação com o MEA e posterior conversão deste a bicarbonato através das seguintes reações em duas etapas (Equações 1 e 2).



Na Reação 1 é formado o carbamato que é hidrolisado conforme mostra a Reação 2, formando o íon bicarbonato (HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>). O bicarbonato é uma das formas de carbono inorgânico melhor absorvido pela microalga (KIM *et al.*, 2013).

Tabela 3 - Concentrações de proteínas, carboidratos e lipídios obtidas em base seca com a biomassa de *Spirulina* nos experimentos utilizando MEA e NaOH como absorvente químico

| Macromolécula (% m.m <sup>-1</sup> ) | MEA (mmol.L <sup>-1</sup> )  |                             |                             |                             |
|--------------------------------------|------------------------------|-----------------------------|-----------------------------|-----------------------------|
|                                      | Controle                     | 0,10                        | 0,20                        | 0,41                        |
| <b>Proteínas</b>                     | 78,4 ± 3,5 <sup>a,A</sup>    | 74,6 ± 1,2 <sup>a,A</sup>   | 74,7 ± 4,4 <sup>a,A</sup>   | 76,5 ± 1,4 <sup>a,A</sup>   |
| <b>Carboidratos</b>                  | 9,5 ± 1,1 <sup>a,A</sup>     | 7,4 ± 0,3 <sup>b,A</sup>    | 8,6 ± 0,3 <sup>a,c,A</sup>  | 8,5 ± 0,2 <sup>c,A</sup>    |
| <b>Lipídios</b>                      | 12,3 ± 1,0 <sup>a,A</sup>    | 11,0 ± 0,2 <sup>a,b,A</sup> | 8,7 ± 0,1 <sup>c,A</sup>    | 9,4 ± 0,0 <sup>b,c,A</sup>  |
| Macromolécula (% m.m <sup>-1</sup> ) | NaOH (mmol.L <sup>-1</sup> ) |                             |                             |                             |
|                                      | Controle                     | 0,10                        | 0,20                        | 0,41                        |
| <b>Proteínas</b>                     | 75,7 ± 2,4 <sup>a,A</sup>    | 62,3 ± 1,4 <sup>b,B</sup>   | 63,4 ± 1,5 <sup>b,c,B</sup> | 67,0 ± 2,4 <sup>c,B</sup>   |
| <b>Carboidratos</b>                  | 7,9 ± 1,9 <sup>a,A</sup>     | 8,7 ± 0,6 <sup>a,B</sup>    | 15,1 ± 5,3 <sup>b,B</sup>   | 11,0 ± 1,1 <sup>a,b,B</sup> |
| <b>Lipídios</b>                      | 12,4 ± 1,2 <sup>a,A</sup>    | 10,9 ± 0,4 <sup>a,b,A</sup> | 9,6 ± 0,9 <sup>b,A</sup>    | 11,3 ± 1,5 <sup>a,b,A</sup> |

Letras minúsculas sobrescritas iguais na mesma linha, e letras maiúsculas sobrescritas na mesma coluna, indicam que as médias não diferem estatisticamente ao nível de 95 % de confiança (p>0,05).

A concentração de proteínas obtida na biomassa de *Spirulina* não teve diferença significativa entre os cultivos controle, mas para os cultivos onde houve adição de absorvente químico foi maior utilizando MEA em todas as concentrações. Entre as diferentes concentrações de MEA não houve diferença significativa nos resultados (p>0,05). Estes valores encontrados situam-se entre os encontrados por Colla *et al.* (2007) (57,6 ± 1,16 % m.m<sup>-1</sup>) e Moraes *et al.* (2009) (86 % m.m<sup>-1</sup>) com o mesmo gênero de microalga.

A concentração de carboidratos utilizando MEA foi menor que com NaOH em todos os cultivos com adição de absorvente. A maior concentração de carboidratos encontrado no corrente trabalho foi em média em 15,1 %, enquanto que Borges *et al.* (2013), também com *Spirulina* sp.



LEB 18, encontraram em média 19,1 %. Desta forma, percebe-se que a adição de absorvente pode provocar redução na produção desta macromolécula.

Quanto a concentração de lipídios não houve diferença significativa nem entre os cultivos controle, nem entre os cultivos utilizando diferentes concentrações de MEA e NaOH. Contudo, com esta mesma cepa de *Spirulina* foi encontrado, por Borges *et al.* (2013), concentração de lipídios (5,0 % m.m<sup>-1</sup>) em torno de 60 % menores que do presente trabalho.

#### 4. CONCLUSÃO

As respostas obtidas mostraram que a adição de monoetanolamina no cultivo duplicou a concentração de carbono disponível no meio. Nesses cultivos se obtiveram a maior velocidade específica de crescimento ( $0,29 \pm 0,01 \text{ d}^{-1}$ ) e o menor tempo de geração ( $2,39 \pm 0,08 \text{ d}$ ), assim como maior concentração de proteínas ( $76,5 \pm 1,4 \%$ ) quando comparados aos cultivos com NaOH. Já a concentração celular máxima ( $1,34 \pm 0,05 \text{ g.L}^{-1}$ ), a produtividade máxima ( $121,3 \pm 0,5 \text{ mg.L}^{-1}.\text{d}^{-1}$ ) e a maior concentração de carboidratos ( $15,1 \pm 5,3 \%$ ) foram encontradas utilizando NaOH. Comparando com a literatura a concentração de lipídios na biomassa foi maior para ambos os absorventes, que não apresentaram diferença entre si. Os resultados demonstraram que o absorvente químico pode ser utilizado no cultivo da cianobactéria *Spirulina* sp. LEB 18, melhorando parâmetros de crescimento e de composição da biomassa produzida.

#### 5. REFERÊNCIAS

- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION (APHA) - Standard Methods. For The Examination of Water and Wastewater. 20 Ed. American Public Health Association. Washington, 1998.
- BORGES, J. A.; ROSA, G. M.; MEZA, L. H. R.; HENRARD, A. A.; SOUZA, M. R. A. Z.; COSTA, J. A. V. *Spirulina* sp. LEB-18 culture using effluent from the anaerobic digestion. *Braz. J. Chem. Eng.*, v. 30, No. 2, p. 277-287, 2013.
- CARMOUZE, J. P. O metabolismo dos ecossistemas aquáticos: fundamentos teóricos, métodos de estudo e análises químicas. São Paulo: Editora Edgard Blucher: FAPESP, 253p., 1994.
- CHEN, C-Y.; KAO, P-C.; TSAI, C-J.; LEE, D-J.; CHANG, J.-S. Engineering strategies for simultaneous enhancement of C-phycocyanin production and CO<sub>2</sub> fixation with *Spirulina platensis*. *Bioresource Technol.*, v. 145, p. 307–312, 2013.
- CHOI, W.; KIM, G.; LEE, K. Influence of the CO<sub>2</sub> absorbent monoethanolamine on growth and carbon fixation by the green alga *Scenedesmus* sp. *Bioresource Technol.*, v. 120, p. 295–299. 2012.
- COLLA, L. M.; REINEHR, C. O.; REICHERT, C.; COSTA, J. A. V. Production of biomass and nutraceutical compounds by *Spirulina platensis* under different temperature and nitrogen regimes. *Bioresource Technol.*, v. 98, p. 1489-1493, 2007.

- COSTA, J. A. V., COLLA, L. M., DUARTE FILHO, P., KABKE, K., WEBER, A. Modeling of *Spirulina platensis* growth in fresh water using response surface methodology. *World J Microbiology Biotechnol.*, 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. *Anal. Chem.*, v. 28, n. 3, p. 350-356, 1956.
- FOLCH J.; LEES, M.; STANLEY, G. H. S. A simple method for isolation and purification of total lipids from animal tissues. *J Biol Chem*, v. 226, p. 497-509, 1957.
- KIM, G.; CHOI, W.; LEE, C.; LEE, K. Enhancement of dissolved inorganic carbon and carbon fixation by green alga *Scenedesmus* sp. in the presence of alkanolamine CO<sub>2</sub> absorbents. *Biochem. Eng. J.*, v. 78, p. 18-23. 2013.
- LOWRY, O. H.; ROSEBROUGH, N. J.; FARR, A. L.; RANDALL, R. J. Protein measurement with the Folin-Phenol reagent. *The J. Biol. Chem.*, v. 193, p. 265-276, 1951.
- 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*, v. 294, p. 60-64, 2009.
- 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. C*, v. 63, p. 144-150, 2008.
- PICARDO, M. C. Desempenho de *Isochrysis galbana* na produção de óleo e sequestro de CO<sub>2</sub> com fotobiorreator piloto. *Tese de Doutorado*. Escola de Química- Universidade Federal do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro- RJ. 2012.
- RADMANN, E. M; COSTA, J. A. V. Conteúdo lipídico e composição de ácidos graxos de microalgas expostas aos gases CO<sub>2</sub>, SO<sub>2</sub> e NO. *Quim. Nova*, v. 31, n. 7, p. 1609-1612, 2008.
- RADMANN, E. M.; REINEHR, C.O.; COSTA, J.A.V. Optimization of the repeated batch cultivation of microalga *Spirulina platensis* in open raceway ponds. *Aquaculture*, v. 265, p. 118-126, 2007.
- REIS, C. V. Emissões de CO<sub>2</sub> e Aquecimento Global- Desenvolvimento de tecnologias de captura e armazenamento de CO<sub>2</sub>. *Dissertação de Mestrado*. Faculdade de Ciências e Tecnologia. Universidade Nova de Lisboa. 2013.
- SCOPARO, C. H. G. Remoção de CO<sub>2</sub> em fotobiorreatores utilizando efluentes petroquímicos. *Dissertação de Mestrado*. Faculdade de Engenharia Química. Universidade Estadual de Campinas. Campinas- SP. 2010.
- ZARROUK, C. Contribution à l'étude d'unecyanophycée. Influence de diversfacteurs physiques et chimiquessur la croissance et photosynthese de *Spirulina maxima* Geitler. Ph.D. Thesis, University of Paris, 1966.