

## II-322 - EMPREGO DE FOTOBIORETORES NA REMOÇÃO DE NITROGÊNIO E FÓSFORO DE EFLUENTES DE REATORES UASB

**Aline Fortunato da Silva**

Engenheira Ambiental pelo Centro Universitário SENAC. Av. Eng. Eusébio Stevaux, 823 - Santo Amaro, São Paulo - SP, 04696-000.

**Rodrigo de Freitas Bueno**<sup>(2)</sup>

Engenheiro Ambiental e Biólogo. Professor Doutor do Centro de Engenharia, Modelagem Aplicada e Ciências Sociais da Universidade Federal do ABC – UFABC. Av. dos Estados, 5.001, 09210-580, Santo André – São Paulo, Brazil. E-mail: rodrigo.bueno@ufabc.edu.br

**Endereço**<sup>(2)</sup>: Av. dos Estados, 5.001, 09210-580, Santo André – São Paulo, Brazil. E-mail: rodrigo.bueno@ufabc.edu.br

### RESUMO

O presente estudo teve como objetivo avaliar o crescimento de algas e a remoção de nutrientes (nitrogênio e fósforo) empregado no pós-tratamento de efluentes de reatores anaeróbios (UASB), em diferentes condições de iluminação por diodo de emissão de luz (LED). Os resultados mostraram que a iluminação LED não afeta o crescimento das algas, resultando em valores muito próximos aos com iluminação natural (luz do dia). Em relação ao nitrogênio e fósforo, a concentração obtida no efluente final foram  $< 1,5\text{mgN/L}$  e  $< 2,5\text{mgP/L}$ , com eficiências superiores a 96%.

**PALAVRAS CHAVES:** Algas, LED, Remoção de Nutrientes, Reator anaeróbio (UASB).

### INTRODUÇÃO

A disposição de esgotos brutos no solo ou em corpos receptores naturais, como lagoas, rios, oceanos, é uma alternativa que foi e ainda é muito empregada. Dependendo da carga orgânica lançada, os esgotos provocam a total degradação do ambiente (solo, água e ar) ou, em outros casos, o meio demonstra ter condições de receber e de decompor os contaminantes até alcançar um nível que não cause problemas ou alterações acentuadas que prejudiquem o ecossistema local e circunvizinho. Esse fato demonstra que a natureza tem condições de promover o “tratamento” dos esgotos, desde que não ocorra sobrecarga e que haja boas condições ambientais que permitam a evolução, reprodução e crescimento de organismos que decompõem a matéria orgânica. Uma Estação de Tratamento de Esgotos (ETE) é, em essência, um sistema que explora esses mesmos organismos que proliferam no solo e na água. Procura-se, no entanto, “otimizar” os processos e minimizar custos, para que se consiga a maior eficiência possível, respeitando-se as restrições que se impõem pela proteção do corpo receptor e pelas limitações de recursos disponíveis. Desse modo, nas ETEs procura-se, geralmente, reduzir o tempo de detenção hidráulica (Tempo médio que o esgoto fica no sistema) e aumentar a eficiência das reações bioquímicas, de maneira que se atinja determinado nível de redução de carga orgânica e nutriente, em tempo e espaço muito inferiores em relação ao que se espera que ocorra no ambiente natural (VON SPERLING, 2005; JORDÃO; PESSOA, 2011). Dentro deste contexto, uma grande variedade de tecnologia de tratamento de esgotos está disponível, como os sistemas de lagoas de estabilização, fossas sépticas, lodos ativados, filtros biológicos, sistemas anaeróbios, leitos cultivados, disposição no solo, etc. (VON SPERLING, 2005). Dentre essas tecnologias, a aplicação de microalgas em fotobiorreatores tem se mostrado promissora em relação à remoção de nutrientes e produção de biomassa. As microalgas consistem em uma variedade de organismos autotróficos, procarióticos ou eucarióticos. A estrutura unicelular das microalgas permite que elas convertam facilmente a energia solar em energia química. Essa conversão bioquímica está sendo aproveitada comercialmente para a obtenção de biomassa de microalgas e, conseqüentemente, de produtos de aplicação comercial. As técnicas de cultivo de microalgas mais utilizadas atualmente são as lagoas aeradas abertas e os fotobiorreatores fechados, sendo que o uso de uma ou outra técnica de cultivo é influenciado pelas características do local de cultivo, pela espécie utilizada, a quantidade de luz necessária e o processo de recuperação da biomassa do meio de cultura (centrifugação, floculação e filtração) que pretende-se utilizar (BRENNAN e OWENDE, 2010; HARUN et al. 2010; CHEN et al., 2011). O presente estudo avaliou o crescimento de algas e a remoção de nutrientes de efluentes de um reator anaeróbio do tipo UASB sob

iluminação por diodo de emissão de luz (LED), de modo a contribuir para construção de fotobiorreatores com baixo custo de energia.

## MATERIAIS E MÉTODOS

### Esgoto sanitário utilizado no experimento

A pesquisa foi desenvolvida por meio de experimento realizado no Centro Universitário – SENAC. O efluente utilizado no estudo foi proveniente de um reator anaeróbio do tipo UASB, que trata parte do esgoto sanitário do Conjunto Residencial da Universidade de São Paulo (CRUSP). A vazão de projeto do UASB é de 3m<sup>3</sup>/h, com tempo de detenção hidráulica (TDH) de 8h, o volume útil total é de 24,5m<sup>3</sup>. O efluente utilizado no experimento foi coletado conforme os procedimentos descritos em APHA, 2005 e armazenados em frascos plásticos de 20 litros e mantido refrigerado até o início do procedimento laboratorial.

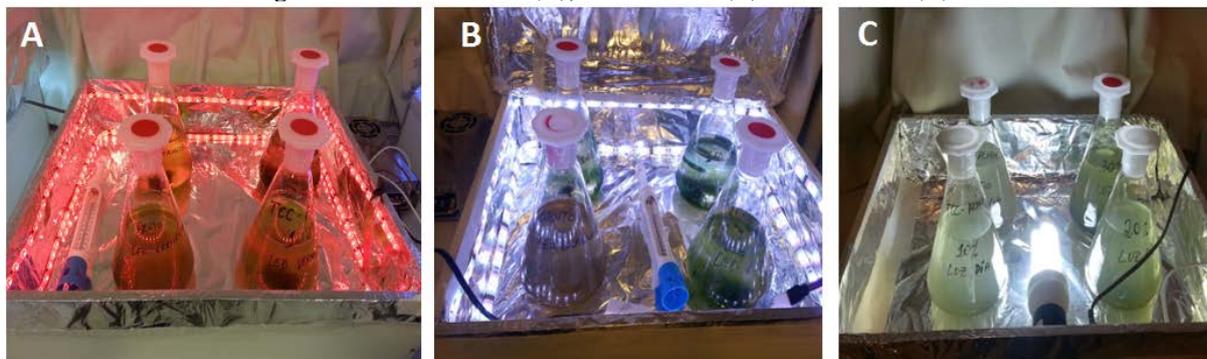
### Obtenção e Aclimação das Cepas

Esclarece-se aqui, que não foi interesse do estudo em isolar um organismo específico para os testes. Partiu-se do princípio em se trabalhar com a comunidade de algas já existente e adaptadas no próprio esgoto sanitário. Conforme revisão de literatura, muitos estudos mostram a presença significativa nos esgotos de *Chlorella vulgaris* e *Scenedesmus quadricauda* (GONZÁLEZ et al., 1997; MARTÍNEZ et al., 2000; KANG et al 2006; FIERRO et al., 2008; MARIN et al., 2010). Esses organismos além de apresentarem fácil cultivo e manipulação, são amplamente difundidos e pesquisados na área de tratamento biológico de efluentes, tendo como interesse a remoção dos nutrientes fósforo e nitrogênio, foco desse estudo. Para potencializar a fase de aclimação e o cultivo das cepas, foi utilizado como inoculo o próprio efluente do reator UASB. O efluente foi colocado em garrafas estéreis com volume de 5 litros e deixado sob temperatura ambiente e iluminação constante (fotoperíodo de 24h) (ZHANG et al., 2011). A iluminação foi promovida por duas lâmpadas fluorescentes do tipo “luz do dia” da marca Philips com 20 watts de potência cada, o que corresponde a uma intensidade luminosa de 15590 lux, medidos pelo equipamento Luxímetro Digital Lux Meter LD-200 (precisão de ± 4%). O tempo de incubação foi de 10 a 13 dias, período ideal para o cultivo (NA et al., 2003).

### Avaliação do Crescimento em efluente do reator UASB

O ensaio foi realizado a partir do cultivo (item 2.2), em frascos erlenmayer de 500 mL com o volume de 450 mL de efluente autoclavado. O inoculo correspondeu a 10, 20, e 30% do volume final da cultura. Os frascos foram mantidos em caixas específicas com iluminação constante, ou seja, fotoperíodo correspondendo a 24 h de luz. O ensaio teve três (03) condições específicas, com variação no tipo de iluminação a fim de se avaliar o efeito da iluminação (cor) sob o crescimento dos organismos e na remoção de nutrientes. A primeira condição foi à iluminação com Led de luz vermelha (LV) de alto brilho com 10290 lux. A segunda com Led de luz branca (LB) de alto brilho com 10300 lux e a terceira com Luz fluorescente do tipo “luz do dia” (LD) da marca Philips com 20 watts de potência cada, o que corresponde a uma intensidade luminosa de 15590 lux. A luminosidade foi medidas pelo equipamento Luxímetro Digital Lux Meter LD-200 (precisão de ± 4%). Os cultivos foram mantidos a temperatura ambiente e monitorada diariamente por meio de um termômetro de mercúrio instalado em ambos os aparatos conforme se observa na Figura 2.

Figura 2. Led Vermelho (A), Led Branco (B) e Luz do dia (C)



Diariamente eram retirados 15 mL de amostra de cada unidade experimental, assepticamente em câmara de fluxo laminar, sendo que as mesmas eram armazenadas em tubos de ensaio de 20 mL previamente autoclavados. A partir destas amostras eram realizadas as análises experimentais de acordo com os métodos analíticos descritos no Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, 21th Edition (APHA, 2005).

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

### Caracterização do efluente proveniente do reator UASB e cultivo das Algas

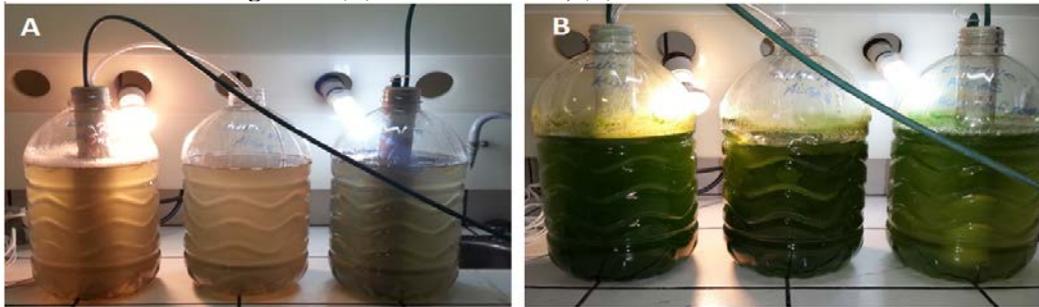
A Tabela 1 mostra os resultados da caracterização do efluente proveniente do reator UASB utilizado nos testes experimentais. Nota-se, que o efluente apresenta altas concentrações de nitrogênio amoniacal ( $48 \pm 5,0$  mgN.L<sup>-1</sup>) e fosfato ( $55 \pm 5,0$  mgPO<sub>4</sub>L<sup>-1</sup>), o que era de se esperar pelas características do próprio esgoto sanitário e das condições do tipo de tratamento anaeróbio.

Tabela 1 – Principais características do efluente do reator UASB

Variáveis	Unidade	Efluente do Reator UASB
Temperatura	°C	25±2,0
pH	-	7,0±0,5
DQO total	mgO <sub>2</sub> .L <sup>-1</sup>	290±95
N-NH <sub>3</sub> <sup>-</sup>	mgN.L <sup>-1</sup>	48±5,0
N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	mgN.L <sup>-1</sup>	<0,5
N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	mgN.L <sup>-1</sup>	<0,5
P-PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup>	mgPO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> .L <sup>-1</sup>	55±5,0
Sólidos totais (ST)	mg.L <sup>-1</sup>	450±120
Sólidos totais voláteis (STV)	mg.L <sup>-1</sup>	337±108
Coloração	Visual	Cinza claro
n		3

O cultivo dos organismos e adaptação ao efluente do reator UASB teve um período de 10 a 13 dias (Figura 3), esse tempo foi muito próximo ao descrito na literatura. Esse cultivo foi utilizado como inóculo na fase experimental do estudo.

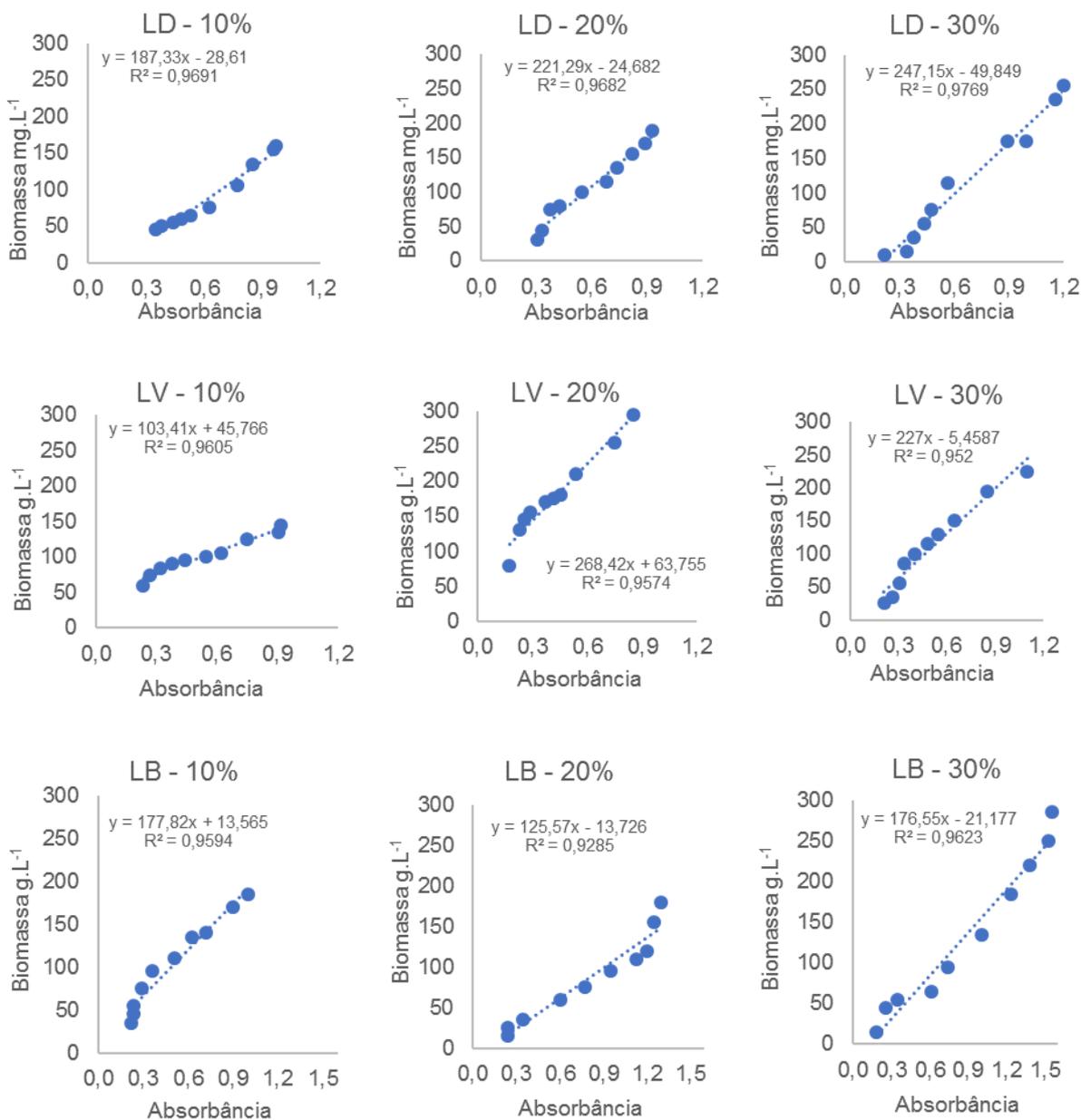
**Figura 3: (A) Início do cultivo, (B) Cultivo no 10º dia**



#### **Avaliação do crescimento da biomassa durante o cultivo**

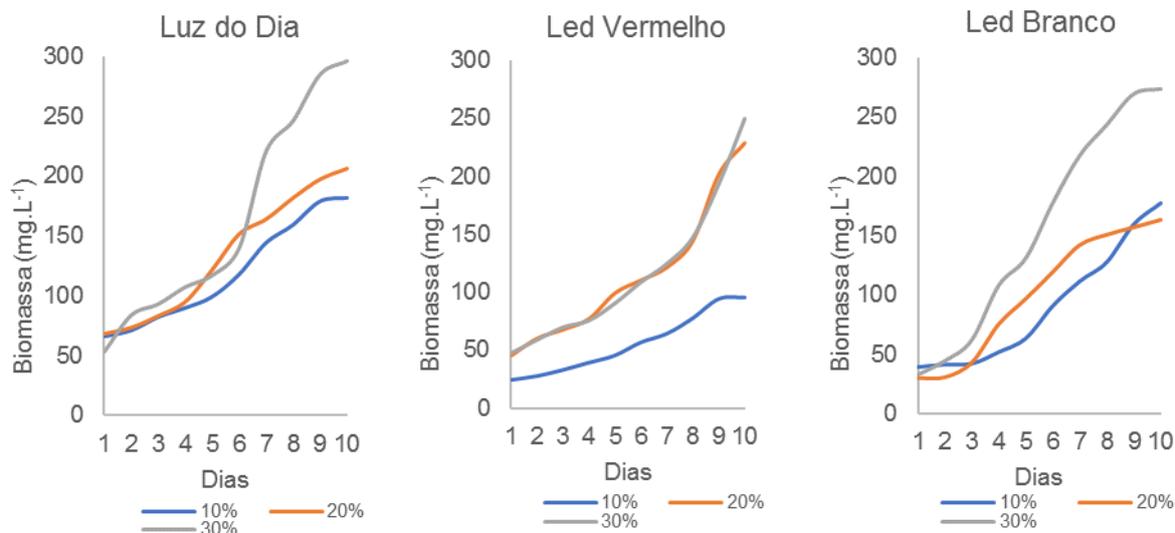
Após iniciados os experimentos, diariamente foram monitorados o pH e a temperatura do meio que se manteve na faixa de 7,0 - 9,0 e 27 - 31°C, respectivamente. A partir dos resultados obtidos do acompanhamento diário dos cultivos foi construída a Figura 5.

**Figura 5: Relação entre absorvância e peso seco determinado para os experimentos de 10, 20 e 30% Luz do dia – LD, Led Vermelho – LV e Led Branco – LB.**



A partir das regressões obtidas, foram calculadas as concentrações de biomassa ao longo do tempo, apresentadas nas curvas de crescimento da Figura 6. Os resultados da concentração de biomassa ao término de 10 dias com o inóculo a 10% foi de 182 mg.L<sup>-1</sup> (LD), 95 mg.L<sup>-1</sup> (LV) e de 178 mg.L<sup>-1</sup> (LB), nota-se um resultado muito próximo entre as condições com LD e LB. Com o inóculo a 20% foi de 206 mg.L<sup>-1</sup> (LD), 228 mg.L<sup>-1</sup> (LV) e de 163 mg.L<sup>-1</sup> (LB). Nessa condição, o experimento com LV resultou uma concentração ligeiramente superior ao do LD, o que não ocorreu na condição de 10%. Na condição de 30% os resultados foram de 297 mg.L<sup>-1</sup> (LD), 250 mg.L<sup>-1</sup> (LV) e de 274 mg.L<sup>-1</sup> (LB). Ao compararmos esses dados, notam-se valores próximos em ambas as iluminações. Podemos concluir que todas as condições favoreceram o crescimento da biomassa, não sendo possível identificar uma condição mais favorável.

**Figura 6. Curvas de crescimento obtida nos experimentos de 10, 20 e 30%. Luz do dia – LD, Led Vermelho – LV e Led Branco – LB.**



#### **Avaliação da remoção de nitrogênio amoniacal durante o cultivo**

No experimento com a condição de 10% os resultados médios de nitrogênio amoniacal após 10 dias de cultivo foram de 1,4 mgN.L<sup>-1</sup>(LD), 0,1 mgN.L<sup>-1</sup> (LV) e 0,7 mgN.L<sup>-1</sup>(LB). Na condição de 20% os resultados no efluente final após 10 dias foram de 1,0 mgN.L<sup>-1</sup>(LD), 0,1 mgN.L<sup>-1</sup>(LV) e de 0,6 mgN.L<sup>-1</sup>(LB). Já na condição de 30% os resultados foram de 0,7 mgN.L<sup>-1</sup>(LD), 0,2 mgN.L<sup>-1</sup> (LV) e de 0,1 mgN.L<sup>-1</sup>(LB). Ambos os experimentos apresentaram eficiências superiores a 98% evidenciando o potencial das microalgas na remoção desse composto. Essa baixa concentração de amônia, atende com folga o limite de 20mgN/L estipulado na resolução CONAMA N° 357 para lançamentos de efluentes em corpos receptores.

#### **Avaliação da remoção de fósforo durante o cultivo**

No experimento com a condição de 10% os resultados médios de nitrogênio amoniacal após 10 dias de cultivo foram de 2,6 mgP.L<sup>-1</sup>(LD), 1,7 mgP.L<sup>-1</sup> (LV) e 1,9 mgP.L<sup>-1</sup>(LB). Na condição de 20% os resultados no efluente final após 10 dias foram de 2,3 mgP.L<sup>-1</sup>(LD), 1,2 mgP.L<sup>-1</sup>(LV) e de 2,3 mgP.L<sup>-1</sup>(LB). Já na condição de 30% os resultados foram de 2,0 mgP.L<sup>-1</sup>(LD), 1,0 mgP.L<sup>-1</sup> (LV) e de 2,0 mgP.L<sup>-1</sup>(LB). Ambos os experimentos apresentaram eficiências superiores a 96% evidenciando o potencial das microalgas na remoção desse composto. No entanto, apesar da baixa concentração de fósforo no efluente, em determinados corpos d'água esse valor pode se tornar restritivo, não atingindo os valores estipulados no CONAMA No 357 que varia entre 0,02 a 0,1 mgP/L.

### **CONCLUSÃO**

O crescimento da biomassa se mostrou adequado frente às condições de cultivo e iluminação. Os resultados da clorofila a e carotenoides acompanharam o aumento da biomassa com valor muito próximo aos descritos na literatura. Em relação à remoção do nitrogênio amoniacal, ambos os experimentos apresentaram um efluente com baixas concentrações e eficiências superiores a 98%. Em termos gerais, conclui-se que o uso das microalgas como pós-tratamento de efluentes secundários, torna-se atrativa pelo benefício da remoção de nutrientes com baixo custo, além do potencial de uso da biomassa. Recomenda-se aqui, um estudo mais aprofundado em relação ao uso de iluminação do tipo LED nesse processo, tendo em vista o benefício com o gasto de energia elétrica frente a iluminação tradicional.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. APHA/AWWA/WEF. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 21a edição, Washington DC 2005.
2. BRENNAN L.; OWENDE P. Biofuels from microalgae - A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, n. 14, p. 557-577, fev. 2010.
3. BRASIL. MMA – Ministério do Meio Ambiente, Resolução CONAMA Nº 357, de 17 de março de 2005. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências.
4. DELABARY, G. S. Avaliação do crescimento de três microalgas para a remoção de nutrientes de efluente de estação de tratamento de dejetos suínos. Dissertação (Pós-Graduação em Engenharia Química) - Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2012.
5. FIERRO, S. Nitrate and phosphate removal by chitosan immobilized *Scenedesmus*. *Bioresource Technology*, n.99, p.1274–1279, 2008.
6. GONZÁLEZ, L. E. Efficiency of ammonia and phosphorus removal from a colombian agroindustrial wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* and *Scenedesmus dimorphus*. *Bioresource Technology*, n.60, p. 259-262, 1997.
7. GUERIN, M. Haematococcus astaxanthin: applications for human health and nutrition. *Trends in Biotechnology*, v.21, n. 5, p. 210-216, 2003.
8. HARUN, R. Bioprocess engineering of microalgae to produce a variety of consumer products. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, n. 14, p. 1037-1047, abr. 2010.
9. JORDÃO, Eduardo Pacheco; PESSOA, Constantino Arruda. Tratamento de esgotos domésticos. 6 ed. Rio de Janeiro: Associação Brasileira de Engenharia Sanitária e Ambiental, 2011.
10. KANG, C. D. Astaxanthin biosynthesis from simultaneous N and P uptake by the green alga *Haematococcus pluvialis* in primary-treated wastewater. *Biochemical Engineering Journal*, n. 31, p. 234–238, 2006.
11. LORENZEN, C. J. Determination of Chlorophyll and Pheo- Pigments: Spectrophotometric Equations. *Limnology and Oceanography*. v. 12, n. 2, p. 343- 346, 1967.
12. LOURENÇO, S. O. Cultivo de microalgas marinhas- princípios e aplicações. Rima: São Carlos, 2006.
13. MARIN, A. R. Growth and nutrient removal in free and immobilized green algae in batch and semi-continuous cultures treating real wastewater. *Bioresource Technology*. n.101, p. 58–64, 2010.
14. MARTÍNEZ, M. Nitrogen and phosphorus removal from urban wastewater by the microalga *Scenedesmus obliquus*. *Bioresource Technology*, n.73, p. 263-272, 2000.