

Remoção de nutrientes por meio de algas sob diferentes condições de iluminação

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-chave: Algas; LED; Remoção de Nutrientes; Reator anaeróbio (UASB).

Nutrient removal by algal under different lighting conditions

This study aimed to evaluate the growth of algae and nutrient removal (nitrogen and phosphorus) used in the post-treatment of anaerobic effluent (UASB) in different lighting conditions for light emission diode (LED). The results showed that the LED lighting did not affect the growth of algae, resulting in very similar values to those with natural light (daylight). Regarding nitrogen and phosphorus, the concentration in the final effluent were obtained $< 1,5\text{mgN/L}$ and $< 2,5\text{mgP/L}$ with efficiencies exceeding 96%.

Keywords: Algae; LED; Nutrient Removal; Anaerobic Reactor (UASB).

Topic: **Microbiologia Agrícola e Ambiental**

Received: **03/10/2016**

Approved: **15/01/2017**

Reviewed anonymously in the process of blind peer.

Rodrigo de Freitas Bueno

Universidade Federal do ABC, Brasil.

<http://lattes.cnpq.br/8406283487703732>

robueno@usp.br

Aline Fortunato da Silva

Centro Universitário de Votuporanga, Brasil.

<http://lattes.cnpq.br/4899537317249333>

rodrei@hotmail.com



DOI: 10.6008/SPC2179-6858.2017.002.0002

Referencing this:

BUENO, R. F.; SILVA, A. F.. Remoção de nutrientes por meio de algas sob diferentes condições de iluminação. **Revista Ibero-Americana de Ciências Ambientais**, v.8, n.2, p.20-33, 2017. DOI:

<http://doi.org/10.6008/SPC2179-6858.2017.002.0002>

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.

METODOLOGIA

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 anaeróbico 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 $3\text{m}^3/\text{h}$, com tempo de detenção hidráulica (TDH) de 8h, o volume útil total é de $24,5\text{m}^3$. 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 $\pm 4\%$). O tempo de incubação foi de 10 a 13 dias, período ideal para o cultivo (NA et al., 2003). A Figura 1 mostra o arranjo experimental do cultivo. Diariamente o cultivo era alimentado (batelada) com o efluente do reator UASB, a fim de se manter o volume constante dos frascos e principalmente a adaptação das algas ao meio.



Figura 1. Arranjo experimental do cultivo alimentado em bateladas

Avaliação do Crescimento em efluente do reator UASB

O ensaio foi realizado a partir do cultivo (item 2.2), em frascos erlenmeyer 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 medida pelo equipamento Luxímetro Digital Lux Meter LD-200 (precisão de $\pm 4\%$). 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.

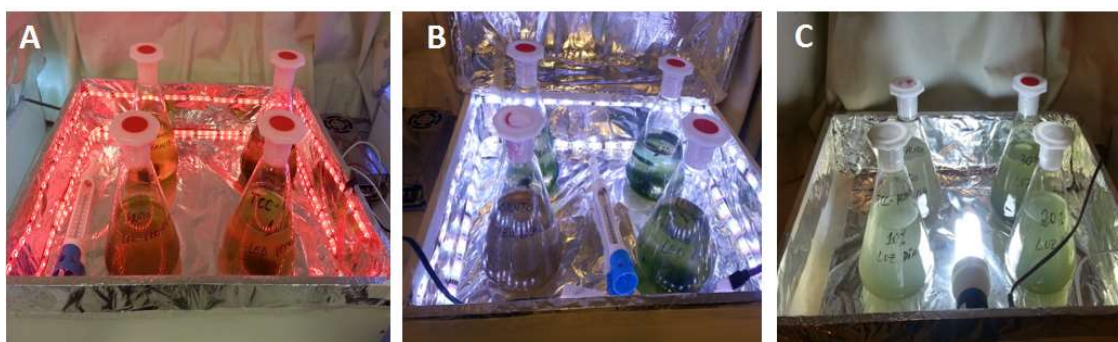


Figura 2. Led Vermelho (A), Led Branco (B) e Luz do dia (C)

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).

Análise de Clorofila α

A determinação de clorofila α foi desenvolvida segundo o método espectrofotométrico descrito em Lourenço (2006). Para tal foi realizada a extração do pigmento a partir de uma solução de acetona 90% v/v, assim as amostras retiradas diariamente eram filtradas com auxílio de uma bomba a vácuo em membrana de acetato de celulose com porosidade de 0,45 μm . Após a filtração, os filtros eram colocados em tubos de ensaio de 10 mL com tampa onde se adicionava 5 ml da solução de acetona e com o auxílio de um bastão de vidro macerava-se o conteúdo e era acrescentado o volume final para completar os 10 ml. Estes tubos foram vedados com papel alumínio e mantidos 24h sob refrigeração a 4°C. Posteriormente a esse período foi realizada a centrifugação dos tubos em centrífuga em temperatura ambiente e rotação de 3000 rpm durante 10 min, compactando os resíduos do filtro no fundo do tubo. Ao fim deste processo as amostras eram submetidas à leitura espectrofotométrica.

A determinação espectrofotométrica da concentração de pigmentos fotossintéticos, nomeadamente da clorofila α , foi efetuada utilizando os comprimentos de onda estipulados por Lorenzen (1967). A leitura

foi feita em dois comprimentos de onda submetidos a duas situações diferentes, a primeira leitura foi realizada em 664 nm e depois em 750 nm, ao final deste foi adicionado 100 µl de HCl a 0,25 M, os frascos foram agitados e após 1 min foi realizada novas leituras nos mesmos comprimentos de onda realizados anteriormente, o branco da análise é feito com a solução de acetona 90% (DELABARY, 2012). Todas as etapas do processo de extração para esta análise foram cuidadosamente realizadas ao abrigo de luz, ou seja, foram desenvolvidas na penumbra para que não houvesse a degradação da clorofila pela luz. A partir das absorvâncias encontradas foi realizado o cálculo da concentração de clorofila *a* segundo Lorenzen (1967), conforme demonstrado na Equação (1):

$$\text{Clorofila } a \text{ } (\mu\text{g. L}^{-1}) = (A \times B \times (ABS_{665} - ABS_{665a}) \times v) \div V \times c \quad (1)$$

Onde:

A: coeficiente de absorção clorofila *a* = 11;

K: fator que equaciona a redução da absorvância na concentração inicial de Clorofila *a* após acidificação = 2,43;

v: volume de acetona utilizado para a extração (mL);

V: volume de amostra filtrada (L);

c: caminho óptico da cubeta (cm) = 1,0;

ABS665: absorvância em 665nm;

ABS665a: absorvância em 665nm após a adição de ácido.

Análise de Carotenóides

Esta análise é semelhante a análise de clorofila *a*, porém a concentração de carotenóides é calculada a partir da equação de Strickland e Parsons (1968), que estima o total de carotenóides presente na amostra, a partir dos extratos de acetona (LOURENÇO, 2006; DELABARY, 2012) a concentração é determinada através da Equação (2).

$$\text{Carotenóides totais } (\mu\text{g. L}^{-1}) = [7,6 \times ABS_{480nm} - (3,0 \times ABS_{750nm}) - 1,49 \times ABS_{510nm} - (2,0 \times ABS_{750nm})] \times \frac{v}{(V \times c)} \quad (2)$$

Onde:

v: volume acetona utilizado para a extração (L);

V: volume filtrado de amostra (L);

c: caminho óptico da cubeta (cm) = 1,0;

ABS: absorvância.

Determinação da Biomassa

A determinação da Biomassa foi realizada por meio do método de espectrometria visível, com medições no comprimento de onda de 560nm (LOURENÇO, 2006). As coletas e leituras foram feitas diariamente em cada experimento, praticamente no mesmo horário. Foi utilizado cubetas de vidro de 10 mL com caminho óptico de 1,0 cm. O espectrofotômetro foi o Lamotte Smart Plus, o branco foi o efluente autoclavado. Posteriormente essas medidas foram relacionadas ao método de determinação de peso seco por meio de uma curva de calibração (LOURENÇO, 2006; DELABARY, 2012).

Determinação do peso seco

Depois de finalizado os ensaios experimentais foram realizadas determinações de peso seco em duplicata com amostras dos experimentos, para posterior correlação com as medidas realizadas por

espectrofotometria e determinações. A determinação do peso seco foi descrito em APHA, 2005, método 2540 – B, C, D.

Após a determinação do peso seco e conhecendo o volume utilizado na análise, foi possível determinar a concentração de biomassa do experimento em questão. Com uma alíquota de amostra do experimento escolhido previamente, foram realizadas diluições para contemplar uma reta de absorbância *versus* peso seco, pois conhecendo o volume de cultura utilizado na diluição, também é possível conhecer a massa ali contida, e então relaciona-la à absorbância. As diluições foram realizadas com o efluente do reator UASB autoclavado, também utilizado como branco. As medidas por espectrofotometria foram realizadas no mesmo comprimento de onda utilizado durante o experimento (item 2.4). A partir da equação da reta obtida, cada média diária de absorbância (adimensional) pode ser transformada para dados de concentração de biomassa expressas em mg.L^{-1} (SPOLAORE et al., 2006).

Cálculos Realizados

Remoção de Nutrientes

Por se tratar de um cultivo em batelada, a remoção dos nutrientes de nitrogênio e fósforo foi realizada a partir do cálculo e transformada para porcentagem, segundo a Equação (3):

$$n = \frac{(C - C_o)}{C_o} \times 100 \quad (3)$$

Onde:

η : remoção do nutriente em porcentagem (%)

C: concentração inicial do nutriente

C_o : concentração final do nutriente

Velocidade de Crescimento (K)

A equação utilizada para calcular a velocidade de crescimento celular das microalgas do presente trabalho foi determinada por Stein (1973), conforme demonstrada na Equação 4:

$$K = \frac{3,322}{\Delta t} \times \log \frac{X_o}{X} \quad (4)$$

Onde:

K: velocidade de crescimento (divisões. d^{-1});

3,322: fator de conversão do logaritmo de base 2 para a base 10;

Δt : intervalo de tempo (d);

X: concentração inicial (mg.L^{-1});

X_o : concentração final (mg.L^{-1});

log: logaritmo base 10.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

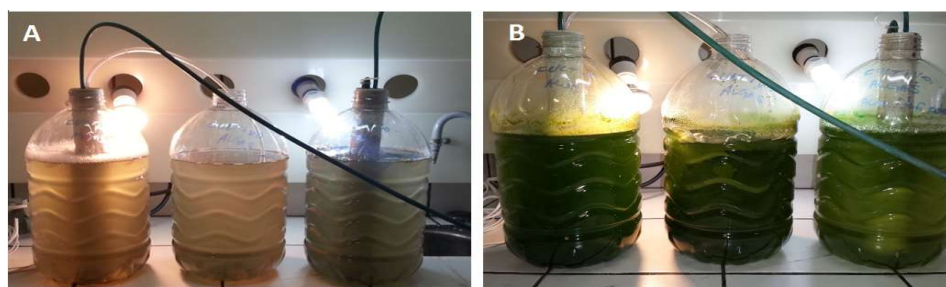
Caracterização do efluente proveniente do reator UASB e cultivo das Algas

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 ($48 \pm 5,0 \text{ mgN.L}^{-1}$) e fosfato ($55 \pm 5,0 \text{ mgPO}_4^{3-}.\text{L}^{-1}$), 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.

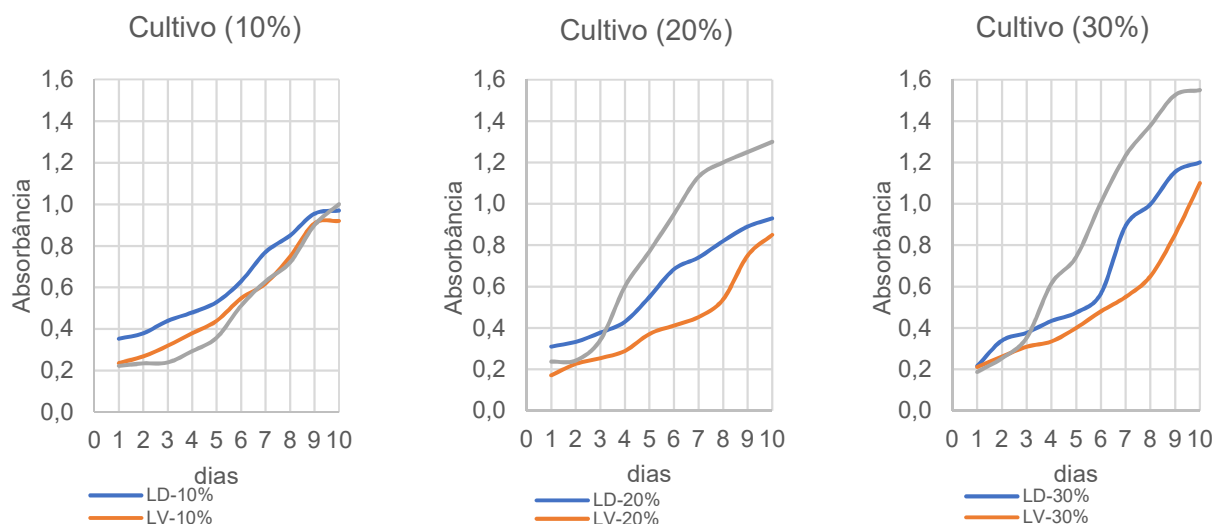
Variáveis	Unidade	Efluente do Reator UASB
Temperatura	°C	25±2,0
pH	-	7,0±0,5
DQO total	mgO ₂ .L ⁻¹	290±95
N-NH ₃ ⁻	mgN.L ⁻¹	48±5,0
N-NO ₂ ⁻	mgN.L ⁻¹	<0,5
N-NO ₃ ⁻	mgN.L ⁻¹	<0,5
P-PO ₄ ³⁻	mgPO ₄ ³⁻ .L ⁻¹	55±5,0
Sólidos totais (ST)	mg.L ⁻¹	450±120
Sólidos totais voláteis (STV)	mg.L ⁻¹	337±108
Coloração	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 2.** Led Vermelho (A), Led Branco (B) e Luz do dia (C)

Avaliação do crescimento da biomassa durante o cultivo

Após iniciados os experimentos, diariamente foi monitorado 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 4, onde, mostram as curvas de absorvância *versus* tempo obtido para os inóculos utilizados nos experimentos com 10, 20 e 30%, nas condições com iluminação de luz do dia (LD), luz do led vermelho (LV) e luz do led branco (LB).

**Figura 4.** Curva do inóculo utilizado nos experimentos

A relação entre absorvância e peso seco determinado após o término do experimento são apresentadas na Figura 5. As regressões obtidas apresentaram coeficientes lineares de regressão de 187,33 (LD), 103,41 (LV) e 177,82 (LB) na condição de 10% de inóculo inicial. Na condição com 20% se obteve um coeficiente de 221,29 (LD), 268,42 (LD) e 125,57 (LD) e de 30% foi de 247,15 (LD), 227 (LV), 176,55 (LB). Quando analisamos os resultados, nota-se valores discrepantes devido as condições específicas de cada ensaio, assim o cálculo da biomassa em função do tempo foi realizado com o valor obtido de cada regressão.

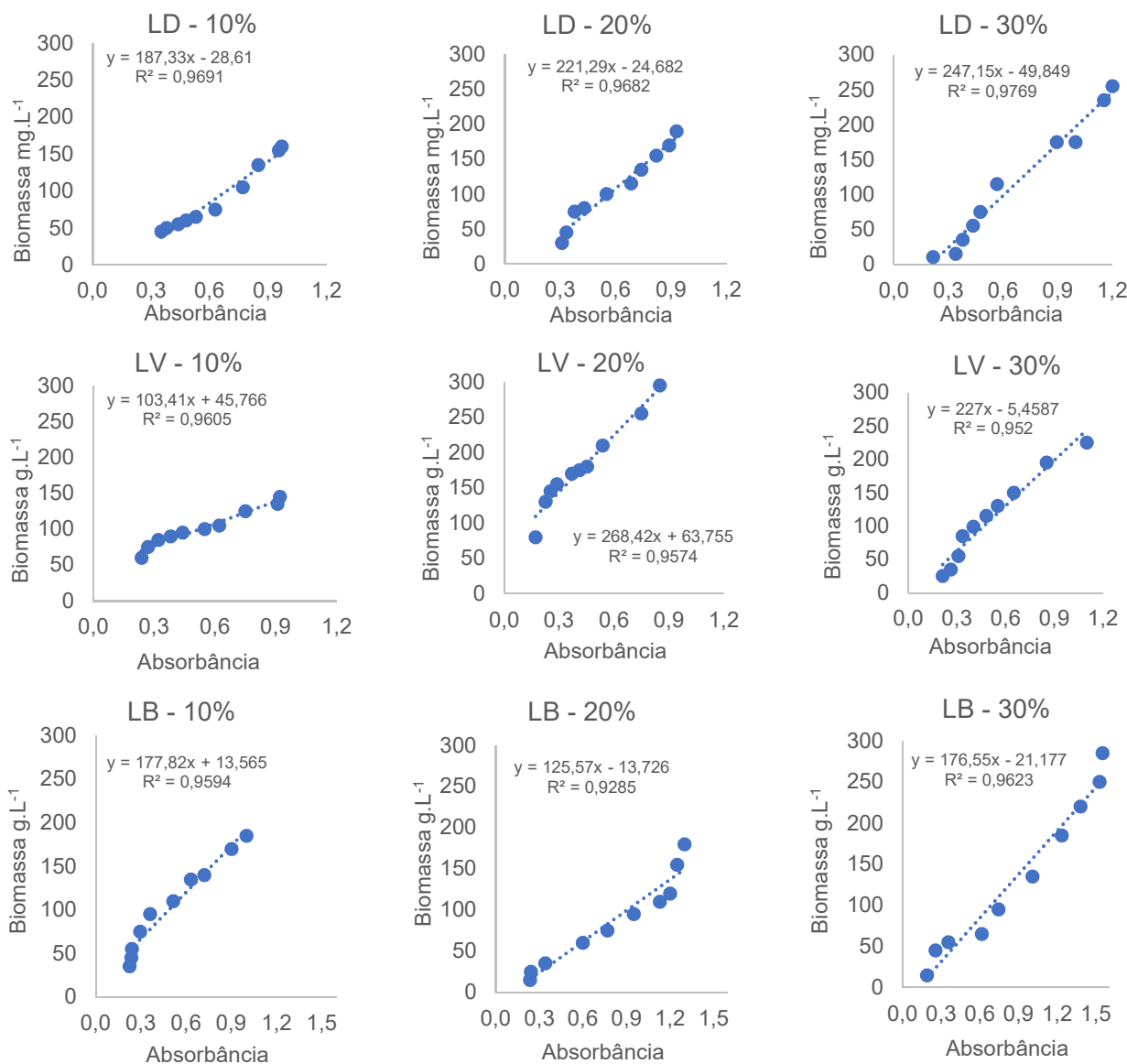


Figura 5. Relação entre absorvância e peso seco determinado para os experimentos de 10, 20 e 30%. Luz do dia – LD, Led Vermelho – LV e Led Branco – LB.

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⁻¹ (LD), 95 mg.L⁻¹ (LV) e de 178 mg.L⁻¹ (LB), nota-se um resultado muito próximo entre as condições com LD e LB. Com o inóculo a 20% foi de 206 mg.L⁻¹ (LD), 228 mg.L⁻¹ (LV) e de 163 mg.L⁻¹ (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⁻¹

(LD), 250 mg.L⁻¹ (LV) e de 274 mg.L⁻¹ (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.

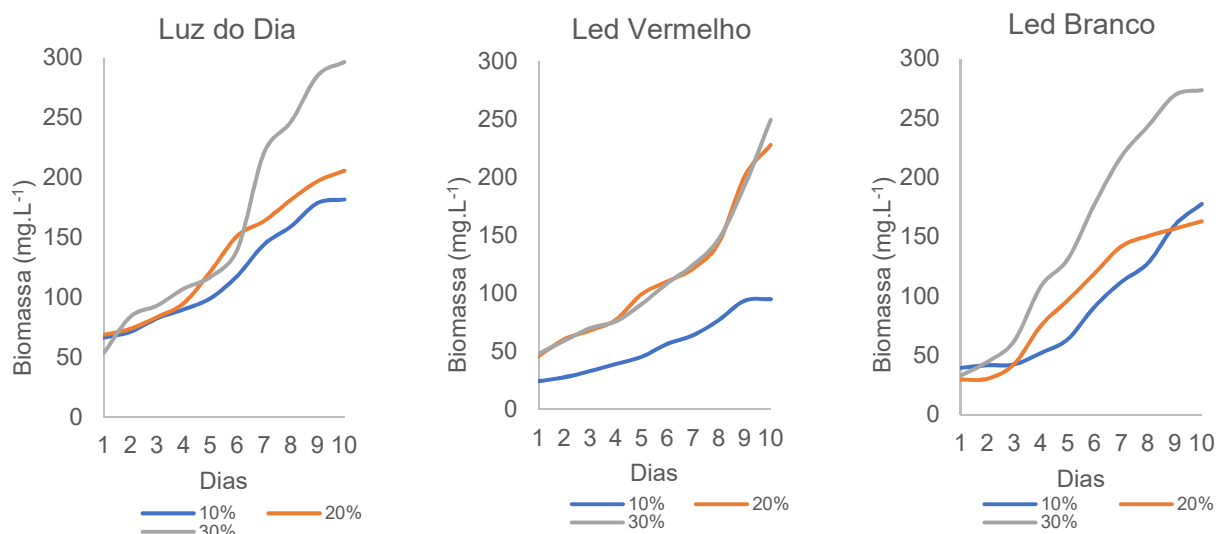


Figura 6. Curvas de crescimento obtida nos experimentos de 10, 20 e 30%. Luz do dia – LD, Led Vermelho – LV e Led Branco – LB.

Avaliação da remoção de nitrogênio amoniacal durante o cultivo

A partir dos resultados obtidos do acompanhamento diário do cultivo em efluente do reator UASB foi construído as Figuras 7, 8 e 9 que mostram o crescimento da biomassa em função da disponibilidade de nitrogênio amoniacal e conseqüentemente sua remoção. No experimento com a condição de 10% os resultados médios de nitrogênio amoniacal após 10 dias de cultivo foram de 1,4 mgN.L⁻¹(LD), 0,1 mgN.L⁻¹ (LV) e 0,7 mgN.L⁻¹(LB). Na condição de 20% os resultados no efluente final após 10 dias foram de 1,0 mgN.L⁻¹(LD), 0,1 mgN.L⁻¹(LV) e de 0,6 mgN.L⁻¹(LB). Já na condição de 30% os resultados foram de 0,7 mgN.L⁻¹(LD), 0,2 mgN.L⁻¹ (LV) e de 0,1 mgN.L⁻¹(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.

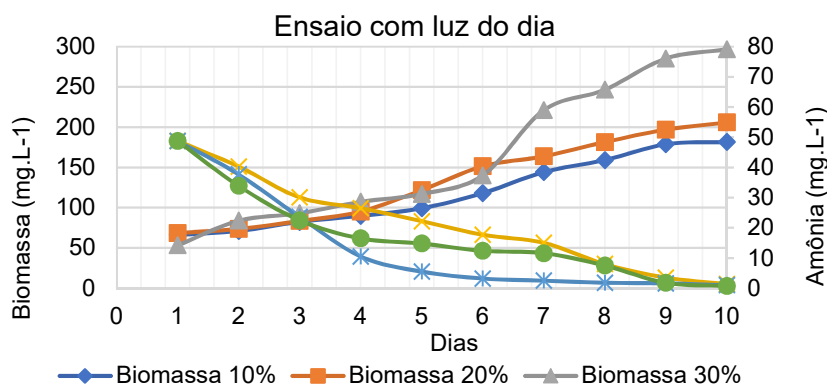


Figura 7. Acompanhamento diário do cultivo de microalgas em relação à biomassa e análises de nitrogênio amoniacal nos experimentos com 10, 20 e 30% de inóculo sob a luz do dia (15.590 lux).

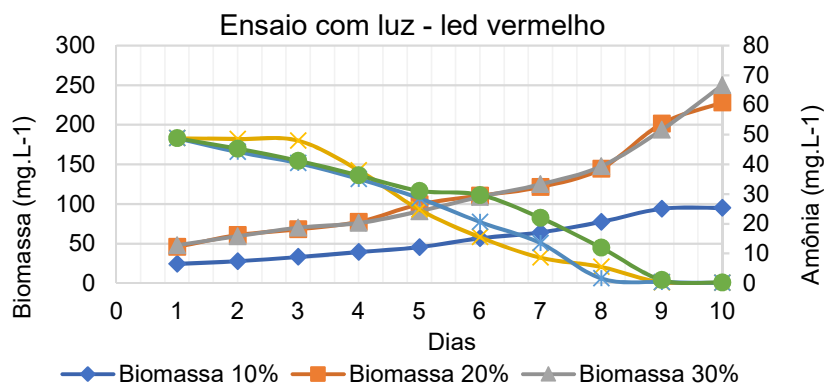


Figura 8. Acompanhamento diário do cultivo de microalgas em relação à biomassa e análises de nitrogênio amoniacal nos experimentos com 10, 20 e 30% de inóculo sob a luz do led vermelho (10.290 Lux).

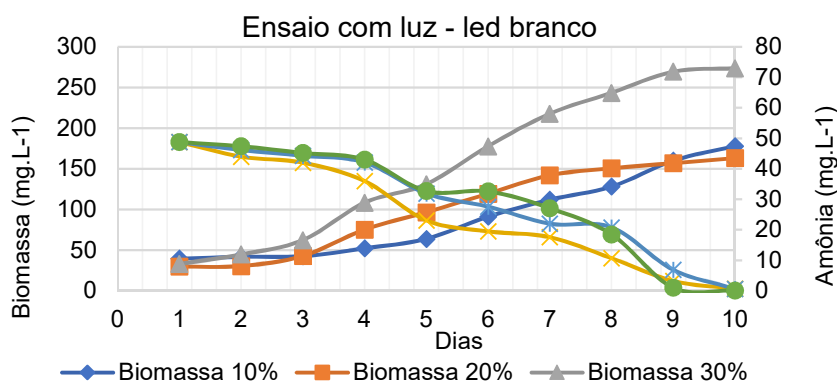


Figura 9. Acompanhamento diário do cultivo de microalgas em relação a biomassa e análises de nitrogênio amoniacal nos experimentos com 10, 20 e 30% de inóculo sob a luz do led branco (10.300 Lux).

Avaliação da remoção de fósforo durante o cultivo

A partir dos resultados obtidos do acompanhamento diário do cultivo em efluente do reator UASB foi construído as Figuras 10, 11 e 12 que mostram o crescimento da biomassa em função da disponibilidade de fósforo (aqui medido como fosfato) e conseqüentemente sua remoção.

No experimento com a condição de 10% os resultados médios de nitrogênio amoniacal após 10 dias de cultivo foram de 2,6 mgP.L⁻¹(LD), 1,7 mgP.L⁻¹ (LV) e 1,9 mgP.L⁻¹(LB). Na condição de 20% os resultados no efluente final após 10 dias foram de 2,3 mgP.L⁻¹(LD), 1,2 mgP.L⁻¹(LV) e de 2,3 mgP.L⁻¹(LB). Já na condição de 30% os resultados foram de 2,0 mgP.L⁻¹(LD), 1,0 mgP.L⁻¹ (LV) e de 2,0 mgP.L⁻¹(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 N° 357 que varia entre 0,02 a 0,1 mgP/L.

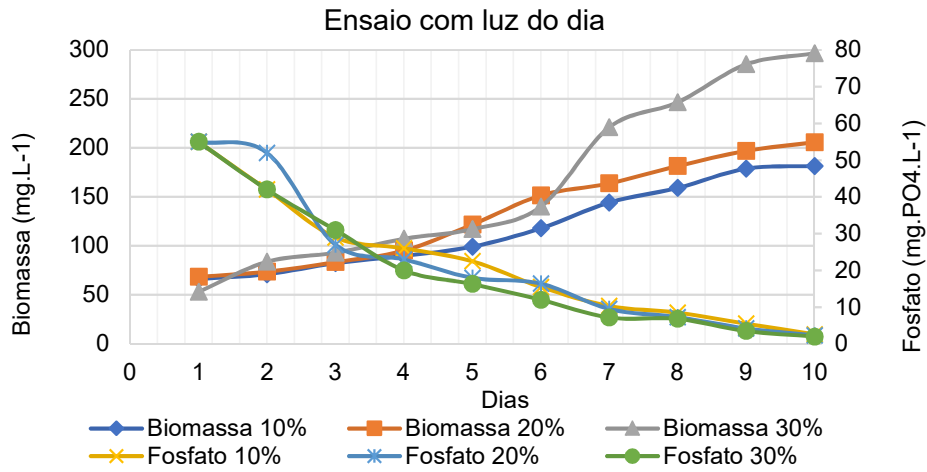


Figura 10. Acompanhamento diário do cultivo de microalgas em relação à biomassa e análises de nitrogênio amoniacal nos experimentos com 10, 20 e 30% de inóculo sob a luz do dia (15.590 Lux).

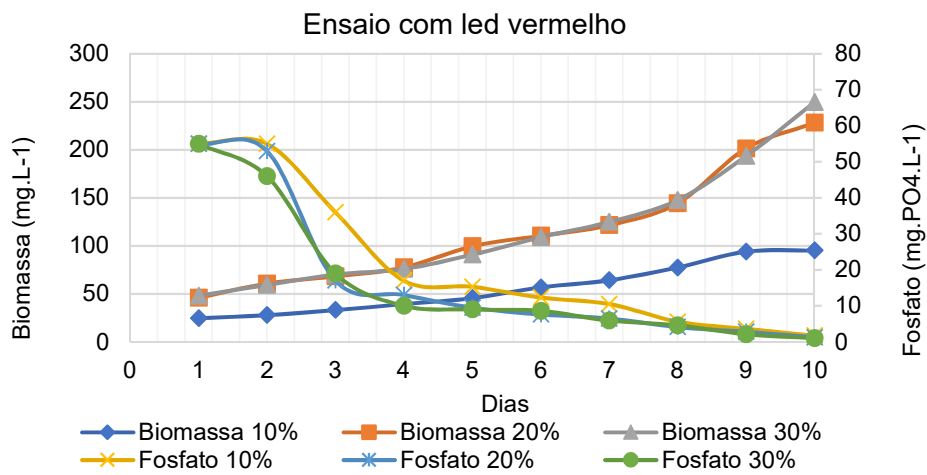


Figura 11. Acompanhamento diário do cultivo de microalgas em relação a biomassa e análises de nitrogênio amoniacal nos experimentos com 10, 20 e 30% de inóculo sob a luz do led vermelho (10290 Lux).

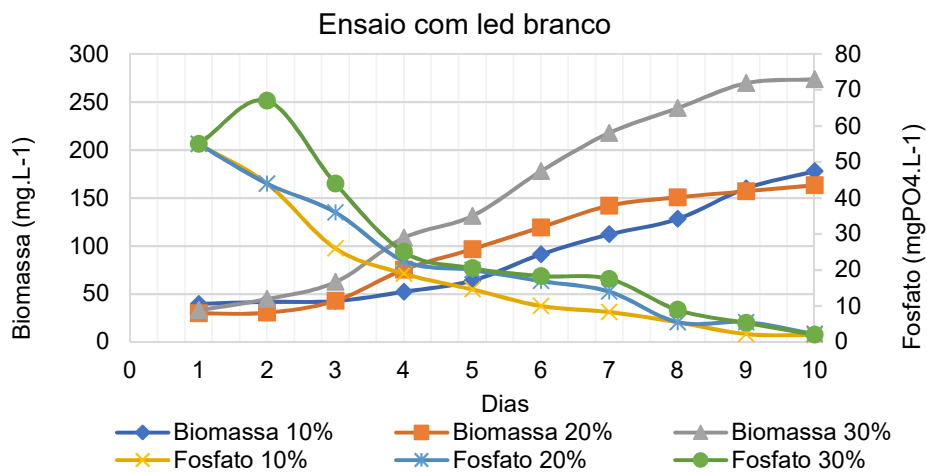


Figura 12. Acompanhamento diário do cultivo de microalgas em relação à biomassa e análises de nitrogênio amoniacal nos experimentos com 10, 20 e 30% de inóculo sob a luz do led branco (10300 Lux).

Avaliação da clorofila a

A análise de clorofila *a* apresenta como resultado uma relação proporcional com o crescimento do micro-organismo, já que cada microalga contém em sua célula a presença deste pigmento, correspondendo

a aproximadamente 1 a 2% do peso seco (APHA, 2005), conforme visualizada na Figura 13. Os resultados obtidos foram próximos ao encontrado na literatura (DELABARY, 2012). Ao analisarmos os dados experimentais é possível comprovar a relação direta do crescimento da biomassa e aumento de clorofila *a*. Nesse caso, a condição que mais favoreceu o aumento da clorofila *a* foi a iluminação com a luz do led vermelho.

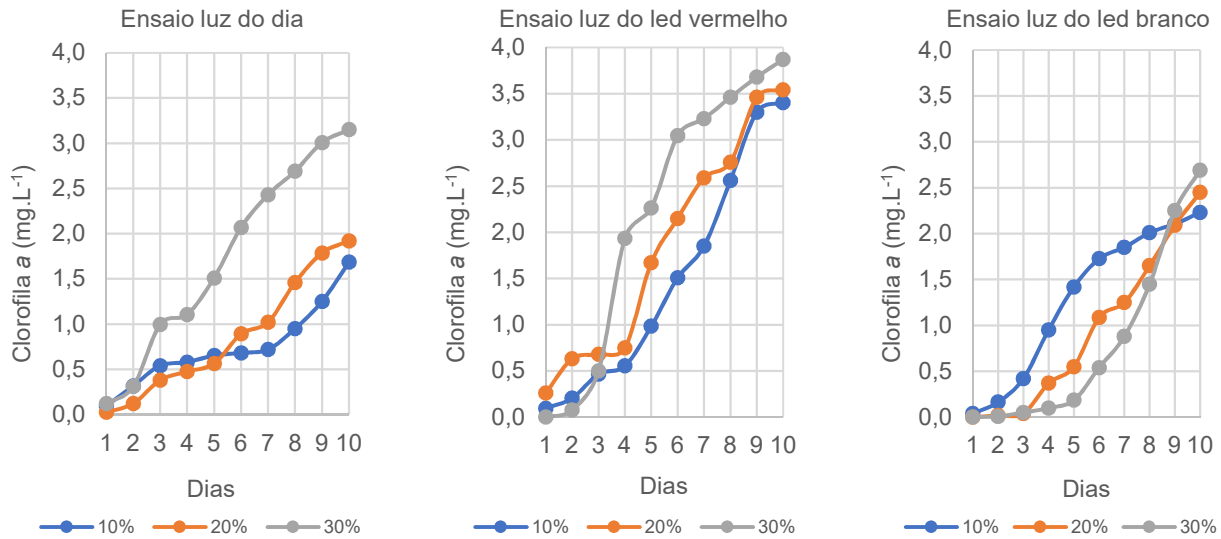


Figura 13. Concentração de clorofila *a* (mg.L⁻¹) das microalgas em função do tempo de cultivo no experimento com efluente do reator UASB.

Avaliação de Carotenoides

Conforme revisão a produção de Carotenoide astaxantina é, maiormente encontrada no meio aquático (GUERIN et al., 2003). Os resultados apresentados na Figura 14 verifica-se que as microalgas apresentaram a maior concentração de carotenóide nas condições do experimento com a luz do dia.

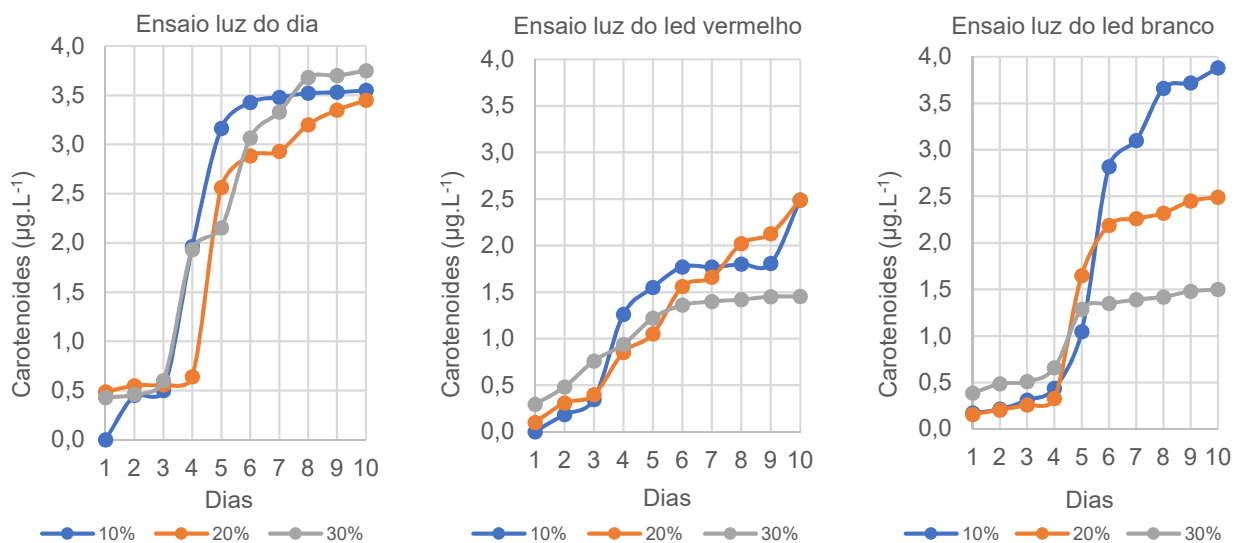


Figura 14. Concentração de carotenoides totais (µg.L⁻¹) em função do tempo de cultivo para as microalgas nas condições de 10, 20 e 30% do cultivo sob influência da luz do dia, da luz do led vermelho e luz do led branco.

Velocidade de crescimento das microalgas

A Tabela 2 mostra os resultados da velocidade de crescimento das microalgas. Aos analisarmos os dados da condição a 10%, nota-se que o crescimento de microalgas médio diário foi de 16%(LD), 22%(LV) e de 24%(LB). Na condição de 20% foi de 18%(LD), 26%(LV) e de 27%(LB). Já na condição a 30% de inóculo o crescimento foi de 28%(LD), 26%(LV) e de 34%(LB). Os resultados com a iluminação com led branco e vermelho resultam em uma maior taxa de crescimento.

Tabela 2: Resultados da velocidade de crescimento das microalgas (K)

Cultivo Microalgas	K (divisões.d ⁻¹)		
	LD	LV	LB
10%	0,16±0,08	0,22±0,09	0,24±0,15
20%	0,18±0,10	0,26±0,13	0,27±0,26
30%	0,28±0,22	0,26±0,08	0,34±0,23

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

APHA/AWWA/WEF. **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. 21 ed. Washington DC 2005.

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.

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. 2005.

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.

FIERRO, S. Nitrate and phosphate removal by chitosan immobilized *Scenedesmus*. *Bioresource Technology*, n.99, p.1274–1279, 2008.

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.

GUERIN, M. *Haematococcus* astaxanthin: applications for human health and nutrition. *Trends in Biotechnology*, v.21, n. 5, p. 210-216, 2003.

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.

JORDÃO, E. P.; PESSOA, C. A.. **Tratamento de esgotos domésticos**. 6 ed. Rio de Janeiro: Associação Brasileira de Engenharia Sanitária e Ambiental, 2011.

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.

LORENZEN, C. J. Determination of Chlorophyll and Pheo-Pigments: Spectrophotometric Equations. *Limnology and Oceanography*. v. 12, n. 2, p. 343- 346, 1967.

LOURENÇO, S. O. **Cultivo de microalgas marinhas- princípios e aplicações**. Rima: São Carlos, 2006.

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.

MARTÍNEZ, M. Nitrogen and phosphorus removal from urban wastewater by the microalga *Scenedesmus obliquus*. **Bioresource Technology**, n.73, p. 263-272, 2000.

SPOLAORE, P. A. Comercial Applications of Microalgae. **Journal of Bioscience and Bioengineering**, p. 87-96, 2006.

STEIN, J.R. **Handbook of Phycological Methods**: culture methods and growth measurements. Cambridge University, 448p, 1973.

STRICKLAND, J. D. H.; PARSONS, T, R. A practical handbook of seawater analysis. **Bull. Fish. Res. Bd. Can**, n.167, p. 1-311, 1968.

VON SPERLING, M. **Introdução a qualidade das águas e ao tratamento de esgotos**. 3 ed. Belo Horizonte: Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental (DESA), Universidade Federal de Minas Gerais, 2005.

ZHANG, Y. Simultaneous organic carbon, nutrients removal and energy production in a photomicrobial fuel cell (PFC). **Energy Environmental Science**, n. 4, p. 4340–4346, 2011.