

CRESCIMENTO DA *Chlorella* sp. EM DIFERENTES DILUIÇÕES DE LIXIVIADO DE ATERRO SANITÁRIO

Maria Célia Cavalcante de Paula e Silva¹
Amanda da Silva Barbosa Cartaxo²
Kely Dayane Silva do Ó³
Howard William Pearson⁴
Valderi Duarte Leite⁵

RESUMO

Neste trabalho foi estudado o crescimento da *Chlorella* sp. em diferentes diluições de lixiviado de aterro sanitário. O Lixiviado é um resíduo líquido resultante da degradação e umidade natural dos resíduos e da água que percola na camada de cobertura e interior das células de aterramento. Apresenta elevada carga de poluentes recalcitrantes e altos níveis de nitrogênio amoniacal, podendo ser usado como fonte de nitrogênio na produção de microalgas. O sistema constituiu-se de 7 biorreatores, alimentados em batelada, em fotoperíodo de 24 horas, temperatura de 27^o C e TDH de 480 horas com volume de 200 mL de lixiviado diluído em água destilada em diferentes concentrações de N-amoniacal e 10 mL de *Chlorella* sp. em fase estacionária. As maiores densidades celulares (DC) foram registradas nas concentrações de nitrogênio amoniacal afluentes de 46, 100 e 192 mg. L⁻¹, com incrementos superiores a 250% até o 5^o dia de monitoração. O menor crescimento foi obtido na concentração de nitrogênio amoniacal de 379 e 575 mg. L⁻¹ com incrementos até o 5^o dia de 10 e 12%. A partir do 10^o dia, a DC foi sempre decrescente, atingindo valores de 2,83x10⁴ e 2,68x10⁴ cel. mL⁻¹ respectivamente. O pH foi crescente em todos os sistemas excetuando-se no controle negativo, atingindo incrementos de 2 unidades até o 20^o dia de monitoração. Os resultados são indicativos de que a *Chlorella* sp. consegue adaptar-se e crescer em diferentes concentrações de nitrogênio amoniacal, podendo ser aplicada eficientemente no tratamento terciário do lixiviado de aterro sanitário.

Palavras-chave: *Chlorella* sp., lixiviado de aterro sanitário, Crescimento celular, nitrogênio amoniacal.

INTRODUÇÃO

A industrialização e o processo de urbanização da sociedade levaram a um aumento na geração de resíduos sólidos urbanos (Li et al., 2018). O aterro sanitário é a tecnologia adotada para o tratamento de resíduos sólidos, contudo, gera elevada quantidade de lixiviado que é uma água residuária de alta toxicidade, com elevada concentração de fosfatos e nitrogênio amoniacal, podendo contribuir para o processo de eutrofização dos ecossistemas aquáticos

¹Doutoranda do PPGCTA da Universidade Estadual da Paraíba,UEPB- celia_romulo@hotmail.com;

²Doutoranda do PPGCTA da Universidade Estadual da Paraíba,UEPB- amandauepbbio@hotmail.com;

³Doutoranda do PPGCTA da Universidade Estadual da Paraíba,UEPB- kely.dayane@hotmail.com

⁴ Professor Doutor do PPGEQ da Universidade Federal de Campina Grande, howard_william@uol.com.br

⁵Professor orientador: Doutor em Hidráulica e Saneamento pela EESC - USP, - mangabeiraleite@gmail.com

Microalgas são microrganismos fotossintetizantes, portanto dotados de Clorofila a, presentes em sistemas aquáticos ou zonas úmidas, praticamente em todas as longitudes, latitudes e altitudes do globo (BICUDO, 2005; LARKUM et al., 2012). As atenções científicas somente se voltaram para o potencial da *Chlorella* sp. no final de 1940, quando foram cultivadas em meio mineral definido, especificando-se as necessidades ambientais e nutricionais de cada espécie (HSIUAN et al., 2000).

Diante do exposto, este trabalho, visou avaliar o crescimento da *Chlorella* sp. em diferentes diluições de lixiviado de aterro sanitário em água destilada, monitorando biorreatores alimentados em regime de batelada.

METODOLOGIA

Considerações Gerais

Este trabalho foi realizado nas dependências físicas da Estação Experimental de Tratamentos Biológicos de Esgotos Sanitários (EXTRABES), pertencente à Universidade Estadual da Paraíba, situada no bairro do Tambor, na cidade de Campina Grande – PB, Região Nordeste do Brasil (7°13'11''Sul, 35°52'31'' Oeste).

O LAS (lixiviado de aterro sanitário) estudado, foi coletado na entrada da lagoa de decantação do sistema de lagoas de tratamento de lixiviado do aterro sanitário da região metropolitana da cidade de João Pessoa – PB, transportado em reservatórios de polietileno de 250L até as dependências da EXTRABES, e caracterizado física e quimicamente.

Etapas do Trabalho

Identificação

Foram inoculados, 5 mL de lixiviado em frascos erlenmeyers de 250 mL, contendo cada um, 100 mL de meio ASM-1 estéril, (GORHAM et al. 1964 e ZAGATTO e ARAGÃO, 1992). As amostras foram colocadas em mesa rotatória com 80 rpm, temperatura de 30⁰ C e fotoperíodo de 24 horas. Transcorrido o período de 7 dias, procedeu-se identificação, utilizando microscópio binocular Olympus CBA, em até 400 vezes de aumento.

Isolamento

O isolamento da *Chlorella* sp. foi realizado pelo método de ágar em placa preconizado por Guerrero III e Villegas (1982). As cepas de *Chlorella* sp. foram inoculadas em placas de Petri, pré-esterilizadas contendo Meio Basal Bold's-MBB (BISCHOFF e BOLD, 1963; BOROWITZKA, 1988) com 1,5% de ágar. As amostras foram mantidas em câmara de cultivo com temperatura de 27°C em fotoperíodo de 24 horas, sob iluminação de 4 lâmpadas fluorescentes, intensidade de fótons de 85 $\mu\text{E}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{m}^{-2}$.

Passados 21 dias, foi realizado o isolamento usando pipeta de Pasteur. A observação do gênero algal foi procedida em microscópio invertido da marca Oleman em objetiva de 400x, sendo essa amostra unialgal repicada em frascos erlenmeyer contendo 50 ml de MBB. Aos 21(vinte e um) dias, as microalgas foram inoculadas em 100 mL de MBB e colocadas na mesa rotatória com 80 rev. Min^{-1} em frascos erlenmeyer de 250 mL. Passados 7 dias, 32 mL de meio de cultivo foram ressuspensos em frascos erlenmeyer de 2L contendo 1600mL MBB.

Monitoração dos biorreatores

Foram montados 7 biorreatores, alimentados em regime de batelada. Destes, 2 foram os controles positivo, tendo MBB como substrato, e negativo, com água destilada. Destes, 5 receberam LAS diluído em água destilada em diferentes concentrações afluentes de N-amoniaco (C_1 , C_2 , C_3 , C_4 e C_5) sendo respectivamente 46, 100, 192, 379 e 575 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Cada biorreator foi alimentado com 200 ml de substrato e 10 mL de meio de cultivo com *Chlorella* sp. em fase estacionária. Os biorreatores foram mantidos em ambiente com fotoperíodo de 24 horas, temperatura controlada a 27°C, TDH de 480 horas. Foi coletada uma alíquota de 25mL a 48 horas, e, a partir da segunda amostragem, em intervalos de 72 horas, para determinação do pH e nitrogênio amoniacal. Para contagem de células em câmara de Neubauer, foi coletada uma alíquota de 5 mL a cada 120 horas.

Os parâmetros de caracterização do lixiviado e seus respectivos métodos analíticos seguiram o que está preconizado em APHA (2012) e cromatógrafo iônico Dionex ICS-1100 da marca Thermo Scientific. Para se determinar a concentração celular foram contadas todas as células dos blocos individuais maiores da câmara de Neubauer aplicados na Equação 1, segundo Tavares e Rocha (2003).

$$C (\text{células}/\text{mL}) = \text{contagem total} \times 10^4 / n^{\circ} \text{ de blocos contados}$$

Na Figura 1 está apresentada uma imagem dos controles (positivo e negativo) e dos biorreatores com diferentes concentrações diluições de LAS.

Figura 1. Biorreatores controles(positivo e negativo) e com LAS em diferentes concentrações afluyente de N- amoniacal com 48 horas de monitoração.



Fonte: autoria própria

DESENVOLVIMENTO

O lixiviado de aterro é uma água residuária gerada através do processo de biodegradação da matéria orgânica presente nos resíduos sólidos e a infiltração de água de chuva na massa dos resíduos (HETKA et al., 2016), que pode causar grande impacto ao solo e aos corpos d'água pois é constituída por alta carga de poluentes. Este, apresenta concentração elevada de matéria orgânica (biodegradável ou refratária), elevada concentração de nitrogênio amoniacal, baixa relação C/N, bem como significativas quantidades de metais pesados (OULEGO et al., 2016).

A aplicação de microalgas no tratamento de lixiviado de aterros é uma abordagem promissora devido à capacidade de recuperação de nutrientes e lucro adicional da produção de biocombustíveis. Através do processo fotossintético, as microalgas incorporam, além de água e dióxido de carbono, contaminantes que são utilizados para a produção de moléculas orgânicas.

Na concepção de Liao et al. (2017), as microalgas podem incorporar os sais inorgânicos de lixiviados de aterro como fonte de nutrientes e sequestrar CO₂ como fonte de carbono para a fotossíntese na produção de bioenergia, como lipídios e carboidratos.

Segundo Wilt et al. (2016), as microalgas são eficientes na remoção de micropoluentes de meios contaminados, a exemplo de substâncias farmacêuticas e diversos poluentes orgânicos, justificando assim, sua utilização no tratamento de efluentes. Torobi et al. (2015)

(83) 3322.3222

contato@conapesc.com.br

www.conapesc.com.br

isolaram culturas de algas de lixiviado de aterro sanitário e monitoraram um biorreator em regime contínuo, com TDH de 24 horas, durante 7 dias. Os resultados obtidos indicaram remoções superiores a 90% para DQO e amônia do lixiviado.

Silva et al. (2018), monitorando um biorreator alimentado em regime de batelada com TDH de 240 horas, aplicaram 16 cepas de microalgas no tratamento de lixiviado de aterro sanitário. Foram obtidas remoções de 80% e 98% para nitrogênio amoniacal e magnésio respectivamente, com elevação do pH e aumento na concentração de oxigênio dissolvido. A remoção de fósforo total em foi em torno de 65% em 96 horas de monitoração.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Caracterização físico-química do lixiviado “in natura” proveniente do aterro sanitário de João Pessoa-PB.

O lixiviado apresentou concentração média de nitrogênio amoniacal de 2514 mg. L⁻¹, fornecendo bom aporte de N-NH₄⁺ para o crescimento das microalgas. Com o pH, apresentado, aproximadamente 94,7% do N- amoniacal encontra-se ionizado e 5,3% na forma livre (NH₃). Segundo Collos et al. (2014), a amônia ionizada parece ser a fonte ideal de N para as algas, uma vez que, seu estado de oxidação elimina a necessidade de sua redução, e, portanto, pode ser utilizado imediatamente para a síntese de aminoácidos.

A concentração de P-total do lixiviado foi de aproximadamente 18 mg. L⁻¹. Segundo Ehrig (1983), o fósforo é um elemento fundamental aos processos energéticos dos seres vivos, sendo o nutriente limitante no caso de tratamento de lixiviados devido a suas concentrações máximas não serem superiores a poucas dezenas de miligramas por litro. Praticamente todo o fósforo encontrado em lixiviados está na forma de ortofosfatos, e estes, provêm principalmente da matéria orgânica (SOUTO, 2009). Na Tabela 1 estão apresentados os dados de caracterização do lixiviado aplicado na pesquisa.

Tabela 1: caracterização físico-química do LAS aplicado na pesquisa

Parâmetro	Magnitude
DQO total (mg L ⁻¹)	3648
DQO filtrada (mg L ⁻¹)	2271
DBO (mg O ₂ L ⁻¹)	1163
Nitrogênio amoniacal (mg L ⁻¹)	2514
NTK (mg L ⁻¹)	2710
ST (mg L ⁻¹)	16003
STV (mg L ⁻¹)	5430
STF (mg L ⁻¹)	10573
SST (mg L ⁻¹)	210
SSV (mg L ⁻¹)	193
SSF (mg L ⁻¹)	17,0
Fósforo Total (mg L ⁻¹)	18
Ortofosfato (mg P-PO ₄ ³⁻ L ⁻¹)	14
Cl ⁻ (mg L ⁻¹)	3620
Na ⁺ (mg L ⁻¹)	2310
Mg ²⁺ (mg L ⁻¹)	275
K ⁺ (mg L ⁻¹)	2000
Ca ²⁺ (mg L ⁻¹)	626
pH	8,0

Fonte: autoria própria

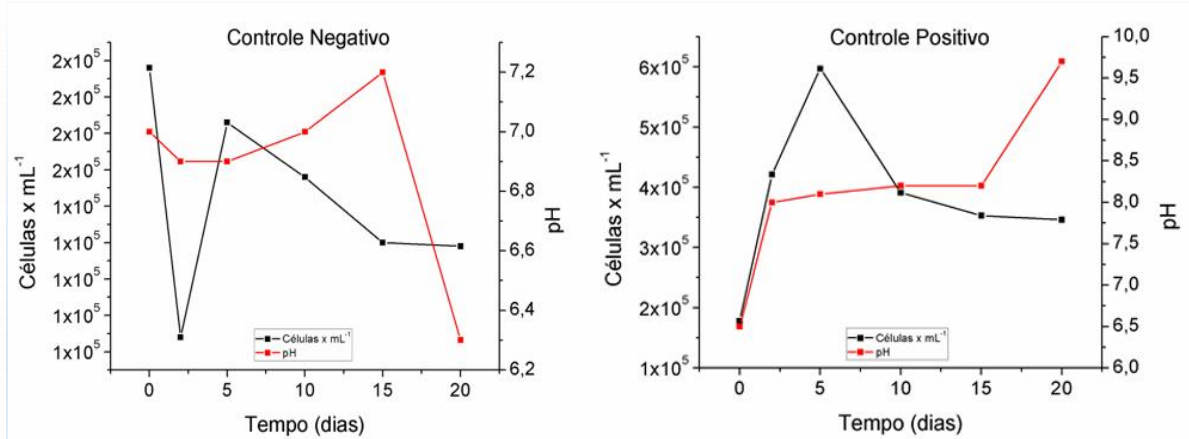
Crescimento da Chlorella sp.

No controle negativo foi registrado um incremento de 2% em 5 dias, atingindo DC (densidade celular) de $1,82 \times 10^5$ cel. mL⁻¹. Este fato pode ser explicado, pois, as células estavam no MBB com ampla disponibilidade de nutrientes, e algumas já estavam em processo de divisão durante a inoculação. A partir do 10^o dia a curva já estava em fase de declínio com DC aproximada de $1,63 \times 10^5$ cel. mL⁻¹, seguindo em senescência progressiva até o 20^o dia.

No controle positivo foi registrado um incremento aproximado de 136% ($2,43 \times 10^5$ cel. mL⁻¹) em 5 dias de monitoração em relação a DCI (densidade celular inicial). A *Chlorella sp.* atingiu DC aproximada de $5,97 \times 10^5$ no 10^o dia de monitoração, com valores médios de $3,46 \times 10^5$ cel. mL⁻¹ no 20^o indicando que estava em fase de declínio. Na Figura 2 estão apresentadas as curvas de crescimento da *Chlorella sp.* em biorreatores controles, negativo

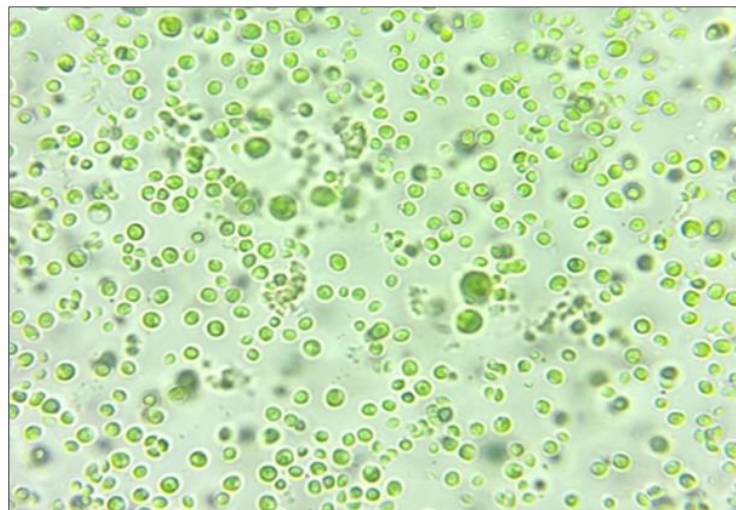
(substrato- água) e positivo (substrato- MBB), e na Figura 3, uma micrografia da *Chlorella* sp. aplicada na pesquisa.

Figura 2: Curva de crescimento da *Chlorella* sp. em biorreatores controles.



Fonte: autoria própria

Figura 3: micrografia de *Chlorella* sp. (fase estacionária) em microscópio OLEMAN com ampliação de 400x.



Fonte: autoria própria

Os melhores resultados de crescimento foram identificados no substrato em concentração de nitrogênio amoniacal afluente de 100mg.L⁻¹, com incremento de 288% até o 5^o dia de monitoração. A partir do 10^o dia, o sistema já se encontrava em fase de declínio, atingindo DC aproximada de 7,38x10⁴ cel. mL⁻¹ no 20^o dia. Os sistemas com concentrações de nitrogênio amoniacal afluentes de 379 e 575 mg.L⁻¹ apresentaram menores desempenhos com

incrementos até o 5^o dia de 10 e 12%. A partir do 10^o dia, a DC foi sempre decrescente, atingindo valores de $2,83 \times 10^4$ e $2,68 \times 10^4$ cel. mL⁻¹ respectivamente.

Este resultado pode estar relacionado com a toxicidade do nitrogênio amoniacal quando este se encontra em elevadas concentrações. Em estudo de Franco Martinez et al. (2017) a *Chlorella vulgaris* não apresentou inibição em concentrações de amônio menores que 110 mg. L⁻¹. O comportamento das culturas foi semelhante ao obtido por González et al. (1997), que utilizaram *Chlorella vulgaris* e *Scenedesmus dimorphus* para a remoção do amônio de águas residuárias.

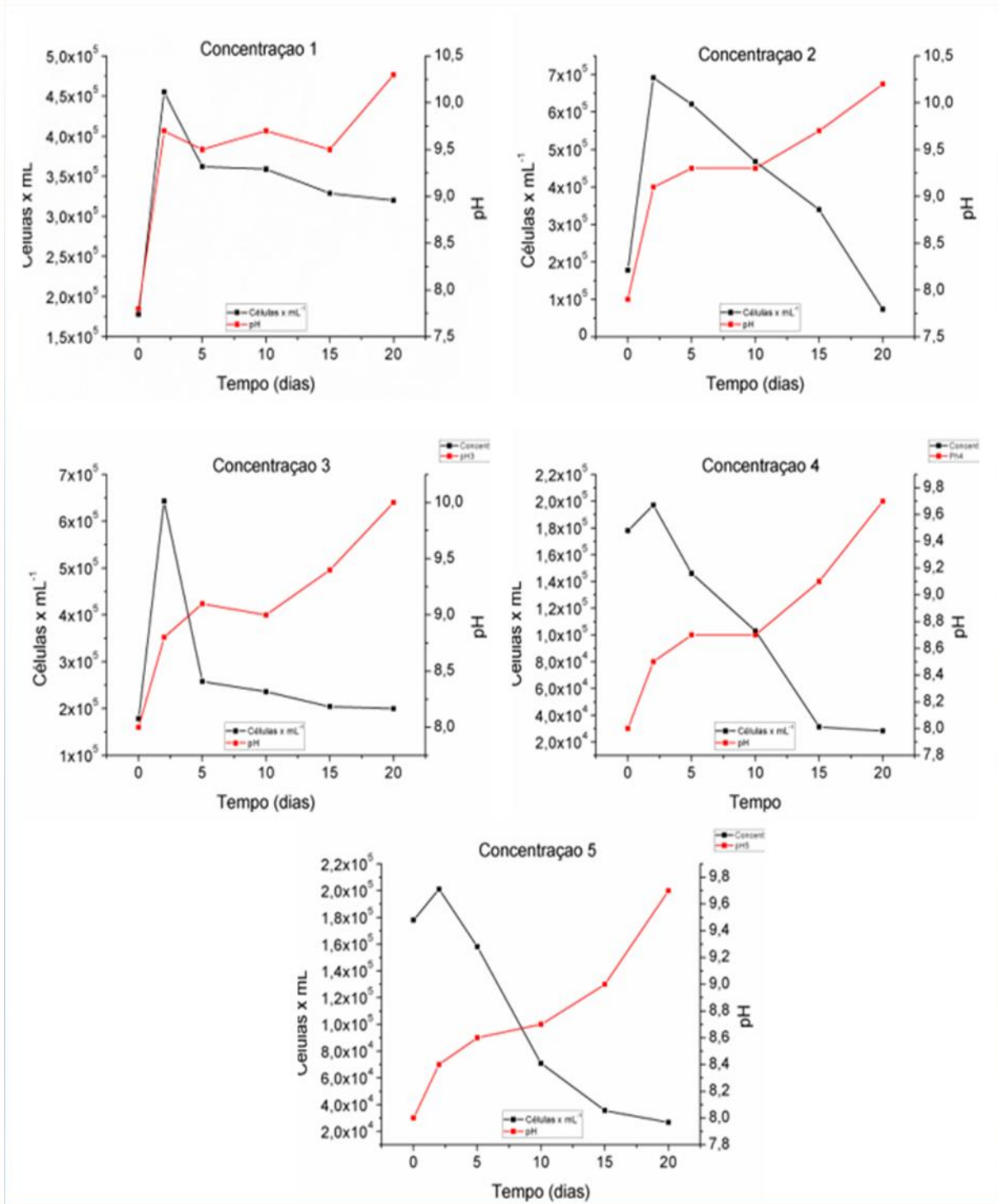
Nas concentrações de nitrogênio amoniacal afluentes de 46, 100 e 192 mg. L⁻¹ foram registrados incrementos superiores a 250% até o 5^o dia de monitoração, com queda na DC a partir do 10^o, variando entre 10 e 60%. A maior queda foi obtida na concentração de nitrogênio amoniacal afluente de 192 mg. L⁻¹ com DC de $6,43 \times 10^5$ no 5^o dia para $2,58 \times 10^5$ no 10^o dia de monitoração. Corroborando com este resultado, Sforza et al. (2015) cultivaram microalgas em lixiviado de aterro sanitário obtendo crescimento substancial em diluições correspondentes a concentrações de nitrogênio amoniacal afluente variando entre 100 a 200 mg.L⁻¹.

Reis et al. (2016) investigaram o crescimento de *Chlorella* sp. em meio de LAS diluído 10 vezes, usando um fotobiorreator com planta biocoil, em temperaturas de 200C e 300C e fotoperíodo de 12 horas, identificaram crescimento celular significativo e redução da carga orgânica, turbidez e nos metais pesados presentes no efluente.

Em estudo de Paskualiakova et al. (2016), 34 cepas de microalgas foram isoladas de diferentes amostras de lixiviado de aterro sanitário e cultivadas em meio F₂, destas, 16(dezesseis) estirpes, mostraram-se capazes de crescer em amostras de lixiviados em concentrações variadas de seus componentes inorgânicos e orgânicos. A clorophycea, *Clamydomonas* sp., em meio suplementado com fósforo, promoveu redução de amônia de 93% e 54% para nitrato do lixiviado.

No controle positivo e em todas as diluições de LAS, foi registrado aumento do pH até o 20^o dia de monitoração, confirmando que as culturas se encontravam em fase de senescência. Na concepção de Tam e Wong (1996), o meio se torna ácido em fase logarítmica do crescimento e alcalino quando as células de algas estão em fase estacionária e na ausência de crescimento. Este resultado pode ser explicado, pois, estando as culturas em regime de batelada, havia a indisponibilidade de nutrientes no meio. Na Figura 4 estão apresentadas as curvas de crescimento da *Chlorella* sp. em diferentes diluições de LAS.

Figura 4: Curva de crescimento da *Chlorella* sp. em biorreatores com diferentes diluições de LAS.



Fonte: autoria própria

Estudo do pH no sistema

O pH é um parâmetro importante que exerce influência fisiológica e controla o crescimento microalgal. Estudos de Mayo e Noike (1994), sobre efeito da concentração de íons de hidrogênio no crescimento da *Chlorella vulgaris* revelaram a preferência pelo pH 8,0. No estudo desenvolvido por Silva et al. (2016), o crescimento de *Chlorella vulgaris* em MBB foi eficiente em pH de 6,8 a 8,8. Neste trabalho, houve elevação da magnitude do pH em todos os sistemas com incremento médio de 2,0 unidade. Resultado similar de pH foi obtido por Leite et al. (2016) monitorando uma série de quatro lagoas de estabilização no tratamento conjugado de lixiviado de aterro sanitário. Os elevados valores registrados indicam que, as algas absorveram o CO₂ presente na massa líquida, resultando na sua liberação a partir dos íons bicarbonato (HCO₃⁻), com conseqüente aumento do pH devido à liberação de radicais OH⁻.

Corroborando com este resultado, Khanzada et al. (2018), obtiveram resposta similar para cultivo de *Chlorella vulgaris* e *Chlamydomonas reinhardtii*, cultivadas em LAS puro e diluído a 10, 30,50,70 e 90%, tendo como controle positivo o meio BG11 para cultivo de algas.

No controle negativo não houve aumento do pH, enquanto que no controle positivo o pH inicial de 6,7 chegou a 9,7 no 20^o dia de monitoração.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Frente à análise dos dados deste trabalho, pode-se concluir que:

- O Lixiviado de aterro sanitário, apesar de ser uma água residuária de matriz complexa, não interferiu no processo fotossintético em todas as diluições de LAS testadas;
- O pH foi sempre crescente em todos os sistemas excetuando-se no controle negativo;
- O crescimento mais significativo foi registrado na concentração de nitrogênio amoniacal afluente de 100 mg. L⁻¹ com incremento superior a 400% em 20 dias de monitoração.

REFERÊNCIAS

APHA, A. W. **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. 22th ed. Washington, D.C. American Public Health Association. American Water Works Association, Water Pollution Control Federation, 2012.

BISCHOFF, H. W.; BOLD, H. C. **Physiologic studies. IV. Some algae from Enchanted Rock and related algae species**. University of Texas Publications, v. 6318. p.1- 5.1963.

BOROWITZKA, M. A. **Micro-algal Biotechnology Cambridge**. University Press. Cambridge. 1988.

COLLOS, Y; HARRISON, P.J. Acclimation and Toxicity of high ammonium concentrations to unicellular algae. **Elsevier. Marine Pollution Bulletin**. 8-23. 2014.

EHRIG, H. J. Quality and quantity of sanitary landfill leachate. **Waste Management & Research**, vol.1, pp.53 – 68. 1983.

FRANCO MARTINEZ, M.L., RODRIGUES ROSALES, M.D.F., MORENO MEDINA, C.U., MARTINEZ ROLDAN, A.J. Tolerance and nutrients consumption of *Chlorella vulgaris* growing in mineral medium and real wastewater under laboratory conditions. **Open agriculture**. Volume 2-. 2017.

GUERRERO III, R.D; VILLEGAS, CT. Report of the training course on growing food organism for fish hatcheries. **South China Sea Fisheries Development/Coordinating Programam**- Philippines, 1982.

GORHAM, P.R.; MCLACHLAN, J.; HAMMER, U.T.; KIM, W.K. Isolation and culture of toxic strains of *Anabaena floaquae* (lyng) de Breb. Verh. Int. **Verhandlungen des Internationalen Verein Limnologie.**, 15:796-804, 1964.

GONZALEZ, L. E., CAIZARES, R. O., AND BAENA, S. Efficiency of ammonia and phosphorus removal from a Colombian agroindustrial wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* and *Scenedesmus dimorphus*. **Bioresource Technology**, v.60, p.259–262. 1997.

HETKA, C. C. I.; SOUZA, B. J.; VIDAL, M. C.; SOUSA, V. K. Tratamento de lixiviado de aterro sanitário por coagulação, ultrafiltração e processo oxidativo avançado. **Revista AIDIS de Ingeniería y Ciencias Ambientales**, v, 9, n° 2, p. 240 – 255. México, 2016.

KHANZADA, Z.T., ÖVEZ, S. Growing Fresh Water microalgae in High Ammonium Landfill Leachate. **American Journal of Mechanics and Applications**. 50-61. 2018.

LEITE, V,D; OLIVEIRA, A,G;CAMPOS,A,R,C;SOUSA, J,T;LOPES, WS; OLIVEIRA,E,G. Tratamento conjugado de lixiviado de aterro sanitário e esgoto doméstico em lagoas de estabilização. **Revista DAE**. 036. p 77-93, 2016.

LI, L., TANG, D., SONG, Y., JIANG, B. Dual-film optofluidic microreactor with enhanced light-harvesting for photocatalytic applications. **Journal of Chemistry and Engineering**, 339. 2018.

LIAO, Q., CHANG, H.X., FU, Q., HUANG, Y., XIA, A., ZHU, X., ZHONG, N. Physiological-phased kinetic characteristics of microalgae *Chlorella vulgaris* growth and lipid synthesis considering synergistic effects of light, carbon and nutrients. **Bioresource Technology**, v. 250, p. 583-590. 2017.

MAYO, A. W., NOIKE, T. Effect of Glucose Loading on the Growth Behavior of *Chlorella Vulgaris* and Heterotrophic Bacteria in Mixed Culture. In: **Water Research**, 28, p. 1001-1008. 1994.

OULEGO, P.; COLLADO, S.; LACA, A.; DIAZ, M. Impact of leachate composition on the Advanced oxidation treatment. **Water Research**, n 8, p. 389-402, 2016.

PASKUALIAKOVA. A, TONRY.S, TOUZET.N, Microalgae isolation and selection for the treatment of landfill leachate. **WIT Transactions on Ecology on the Environment**, vol 209, p. 3541.2016.

SFORZA, E., AL, M.K., SHARIF, A., Exploitation of Urban Landfill Leachate as Nutrient Source for Microalgal Biomass Production. **Chemical Engineering Transaction**, 43, 2015.

SILVA, M, C, C, P; LEITE, V, D; ALBUQUERQUE, M, V, C; SILVA JUNIOR, J, F. Tratamento de lixiviado de aterro sanitário aplicando microalgas em meio não suplementado de nutrientes. **Terra – Habitats Urbanos e Rurais**. P.1398-1409. 2018.

SOUTO, B. A. G. Lixiviados de Aterros Sanitários Brasileiros – Estudo de Remoção do Nitrogênio Amoniacal por Processo de Arraste com Ar (“stripping”). Tese de Doutorado. Programa de Pós-Graduação em Engenharia Hidráulica e Saneamento. **Universidade de São Paulo, São Carlos**., 371 p. 2009.

TAM, N. F. Y. WONG, Y. S. Effect of ammonia concentrations on growth of *Chlorella vulgaris* and nitrogen removal from media. **Bioresource Technology**. 57. 45-50. 1996.

TAVARES, L. H. S.; ROCHA. O. Produção de Plâncton (Fitoplâncton e Zooplâncton) para Alimentação de Organismos Aquáticos.. **Rima**. São Carlos 2003 105p.

TOROBI, P. M, MANUPUTTY, C. N, MANGIBULUBE, J. C. Removal of Ammonium (NH₄) and Organic Matter (COD) In Landfill Leachate Under Anaerobic and Aerobic Algae Culture In Continuous Systems. **Global Advanced Research Journal of Microbiology** . v. 4, p. 054-059,2015.

WILT, H. A. de, et al. “Micropollutant removal in an algal treatment system fed with source separated wastewater streams.” **Journal of Hazardous Materials** v. 304, p. 84-92. 2016.

ZAGATTO, P.A. & ARAGÃO, M.A. Implantação de métodos para avaliação de algas tóxicas. São Paulo. **Companhia de Tecnologia de Saneamento Ambiental (CETESB). Relatório Técnico**. 23p. 1992.