



## II-25 - UTILIZAÇÃO DE MICROALGAS PARA TRATAMENTO DE EFLUENTES DOMÉSTICOS E PRODUÇÃO LIPÍDICA

**Marcella Vianna Cabral Paiva** <sup>(1)</sup> Coordenadora Técnica de Esgoto da Companhia Pernambucana de Saneamento (COMPESA). Mestre e Doutora em Engenharia Civil – área de concentração tecnologia ambiental e recursos hídricos Professora da Autarquia Municipal do Belo Jardim (AEB). E-mail: [marcellavcpaiva@gmail.com](mailto:marcellavcpaiva@gmail.com).

**Sílvia Mariana da Silva Barbosa** <sup>(2)</sup> Bióloga da Sanvale Gestão Ambiental. Mestre e Doutora em Engenharia Civil - área de concentração tecnologia ambiental e recursos hídricos

**Silvanete Severino da Silva** <sup>(3)</sup> Professora da Unidade Acadêmica do Belo Jardim (UABJ/UFRPE). Mestre e Doutora em Engenharia Agrícola na área de concentração em Irrigação e Drenagem e subárea de Recursos Hídricos.

**Luára Dos Santos Soares** <sup>(4)</sup> Estagiária da Companhia Pernambucana de Saneamento (COMPESA). Aluna do curso de Engenharia Hídrica da Unidade Acadêmica do Belo Jardim (UABJ/UFRPE).

**Endereço** <sup>(1)</sup>: Rua Antônio Mendes Ribeiro, nº2 - Bairro – Belo Jardim- PE - CEP: 55.154-070 - País - Tel: +55 (81) 999222333 - e-mail: [marcellavcpaiva@gmail.com](mailto:marcellavcpaiva@gmail.com)

### RESUMO

Organismos fotossintetizantes crescem em efluentes domésticos e industriais devido à presença de nutrientes, incorporando-os em seu metabolismo, promovendo o tratamento desses efluentes, produzindo biomassa e acumulando lipídeos essenciais à produção de biocombustíveis. As microalgas (*Desmodesmus subspicatus* e *Chlorella vulgaris*) foram cultivadas de modo otimizado em efluente doméstico buscando-se o tratamento desses efluentes e paralela produção de lipídeos. No experimento, para avaliar o efeito da relação C:N e densidade microbiana sobre a produção de biomassa, lipídeos e tratamento do efluente, foi utilizado esgoto doméstico, proveniente de diversas etapas de tratamento: afluente (A), pós UASB (E1), pós lagoa (E2) e pós filtro de pedras (E3), sendo estes utilizados in natura e submetidos a pré tratamento por filtração (F) e filtração seguida de autoclave (F+A). Um maior rendimento lipídico foi visto em C:N 3:1 - pós filtro (E3): 530 mg.g-1 (*D. subspicatus*) e 500 mg.g-1 (*C. vulgaris*). Não houve favorecimento na produção de FAMES. A remoção de nutrientes foi elevada em todos os cultivos, com eficiências de N e P variando de 88 a 100% e remoção de DBO, variando de 56 a 100% em ambas as espécies.

**PALAVRAS-CHAVE:** microalgas, produção lipídica, tratamento, efluentes, biocombustíveis

### INTRODUÇÃO

A utilização de microalgas em processos de tratamento de efluentes são uma das mais variadas formas de aplicação destes microrganismos que com base no metabolismo de crescimento, utilizam principalmente de luz, carbono, nitrogênio e fósforo na forma orgânica e inorgânica, sendo possível associar a produção de biomassa e subprodutos, à remoção de contaminantes presentes nos efluentes (PITTMAN; DEAN; OSUNDEKO, 2011).

Efluentes de tratamento secundário de esgoto, ainda contém altas concentrações de nutrientes (nitrogênio e fósforo), portanto, antes do lançamento nos corpos receptores, eles devem receber um tratamento complementar, para reduzir suas concentrações a níveis de lançamento prescritos por legislações ambientais. Neste contexto, tem sido amplamente estudado espécies de microalgas que podem crescer satisfatoriamente em condições onde o nitrogênio e fósforo estão em altas concentrações, comuns a muitas águas residuais (ARBIB *et al.*, 2012). O cultivo de microalgas nestes efluentes é também explorado para a produção de



SIMPÓSIO LUSO-BRASILEIRO  
DE ENGENHARIA SANITÁRIA  
E AMBIENTAL



biomassa microalga, a qual pode acumular lipídeos, essencial para a produção de biodiesel (UNNITHAN *et al.*, 2014).

As algas compreendem um grupo muito diverso de organismos que crescem em variados tipos de ambientes com diferentes parâmetros ambientais. Sendo assim, quando o objetivo é utilizar esses organismos para remoção de contaminantes, como também matéria-prima para a produção de lipídios e outros produtos com valor comercial, faz-se necessário realizar uma triagem e caracterização de espécies que possuam uma fisiologia adequada à produção de cada tipo de produto (PAIVA, 2019).

Devido a estas características, algumas espécies de microalgas, especialmente as da divisão *Chlorophyta* e *Cyanophyta* têm sido amplamente cultivadas para diversos fins (CHISTI, 2007). Esses organismos apresentam

Vantagens de produzirem um alto teor de conteúdo lipídico, são resistentes em termos de cargas aplicadas ao cultivo e, principalmente porque são abundantes em vários ambientes. Em adição, esses organismos apresentam capacidade de removerem altas taxas de nutrientes dissolvidos e matéria orgânica de efluentes domésticos (MIAO e WU, 2006; XU *et al.*, 2006; LIANG *et al.*, 2009).

Em função da disponibilidade de energia luminosa e do tipo de fonte de carbono disponível, algumas espécies de microalgas podem assumir diversos tipos de metabolismos (autotróficos, heterotróficos e fotoheterotróficos) e algumas espécies possuem a capacidade de modificar o tipo de metabolismo atuante como resposta a alterações bruscas no meio, tais como a disponibilidade e tipo de alimento, ou pela escassez ou mudança de fonte luminosa (CHISTI, 2007).

No crescimento autotrófico, a luz do dia é utilizada preferencialmente como fonte de energia, a qual é convertida em energia química por meio da fotossíntese; entretanto, grande parte da biomassa produzida durante o dia, é perdida no período noturno, devido a respiração. Para evitar perdas da biomassa dos cultivos autotróficos, é comum utilizar de iluminação artificial no período noturno (CHISTI, 2007). Muitas microalgas podem crescer e acumular lipídeos heterotro ficamente, utilizando fontes de carbono externas, em vez da fotossíntese. No cultivo heterotrófico, a fonte orgânica são geralmente açúcares, especialmente a glicose, por ser de fácil assimilação; porém, outras fontes orgânicas também são utilizadas, como glicerol e acetato. Este sistema tem alto grau de controle de crescimento, já que a densidade celular é baixa, o que facilita a colheita e diminui seus custos (CHEN *et al.*, 2006; MIAO e WU, 2006; XU *et al.*, 2006; LIANG *et al.*, 2009; HEREDIA-ARROYO *et al.*, 2010; O'GRADY; MORGAN, 2011).

Tecnologias baseadas no cultivo de microalgas para produção de combustíveis renováveis já são estudadas há pelo menos 50 anos (ROOSTAEI *et al.*, 2018). No entanto, nos últimos anos os estudos sobre o tema têm aumentado em razão da crescente demanda por energia e os altos custos de produção e transporte do petróleo, além dos impactos ambientais negativos causados pela queima de combustíveis fósseis (WANG *et al.*, 2011).

A fração lipídica das microalgas é composta por triglicerídeos e ácidos graxos saturados, insaturados e poli-insaturados, alguns deles das famílias  $\omega$ -3 e  $\omega$ -6. Os ácidos graxos poli-insaturados não são muito utilizados na produção de biodiesel, pois são propensos a reações de oxidação indesejáveis pois torna a produção de biodiesel impraticável. As características dos ácidos graxos que compõem os lipídeos microalgais devem ser levadas em consideração, porque as propriedades do biodiesel, assim como seu processo de obtenção, dependem fortemente delas. A rota de formação dos ácidos graxos consiste na formação da acetil coenzima A (acetil-coA) no citoplasma e o alongamento e insaturação da cadeia carbônica pelo sistema enzimático acetil-coA carboxilase (ACCE)/ ácido graxo sintase (FAS); e a dos triglicerídeos pelas enzimas L- $\alpha$ -fosfoglicerol e acetil-coA, principais iniciadores do processo (primers) (HU et al., 2008; HUANG et al., 2010).

A produção de biodiesel a partir de ácidos graxos inclui duas etapas: superprodução de ácidos graxos e transesterificação de ácidos graxos. A dificuldade está na liberação dos lipídeos, a partir de sua localização intracelular, de forma mais eficiente em termos energéticos e econômicos (FRANCO, 2013).

Segundo Becker, (1994), a produção máxima de triglicerídeos pode ser obtida em 2 fases: (i) crescimento exponencial em condições ótimas e (ii) aplicação de algum tipo de estresse (p.e., escassez de nutrientes). Formas de otimizar esse processo em duas fases é o principal objetivo a ser alcançado para aumentar a viabilidade econômica desta tecnologia (BENEMANN, 1994).



O aumento da densidade da biomassa microalgal também foi observada agregando espécies de *Chlorophyta* em consórcio alga-alga, utilizando efluente doméstico como fonte de nutrientes e carbono. Uma alta densidade de microalgas foi alcançada em poucos dias de cultivo, o que foi atribuído à interação entre as diferentes espécies de microalgas, o que favoreceu um aumento da velocidade de captura de carbono e nutrientes do meio, maximizando o rendimento final de lipídeos intracelulares (WANG *et al.*, 2011).

Tradicionalmente o biodiesel é produzido através das reações de transesterificação de triglicerídeos, usando geralmente catalisadores alcalinos, ou da esterificação de ácidos graxos, os quais são submetidos à reação direta com um álcool na presença de catalisadores ácidos sobre aquecimento (DERMIBAS, 2009; RAWAT *et al.*, 2011). Como combustível, ele é considerado menos poluente que os combustíveis derivados do petróleo, pois são renováveis, biodegradáveis, não tóxico e isento de enxofre e compostos aromáticos (AMARO *et al.*, 2011).

Tradicionalmente o biodiesel é produzido através das reações de transesterificação de triglicerídeos, usando geralmente catalisadores alcalinos, ou da esterificação de ácidos graxos, os quais são submetidos à reação direta com um álcool na presença de catalisadores ácidos sobre aquecimento (DERMIBAS, 2009; RAWAT *et al.*, 2011).

## MATERIAIS E MÉTODOS

O trabalho foi realizado no Laboratório de Saneamento Ambiental (LSA) do Departamento de Engenharia Civil, Centro de Tecnologia e Geociências (CTG) da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE), campus Recife.

O efluente doméstico utilizado no experimento foi coletado na estação de tratamento de efluentes do município de Rio Formoso (ETE-Rio Formoso I), localizado a 86 km do Recife, litoral sul de PE. A ETE atende uma população de 15.830 habitantes e está nas coordenadas geográficas 08°39'50'' de latitude sul e 35°09'32'' de longitude oeste; composta por um reator de manta de lodo e fluxo ascendente (UASB) com volume útil de 324 m<sup>3</sup>, núcleo principal do sistema, e uma lagoa de polimento com 28.050 m<sup>3</sup> seguida de 3 filtros de pedra de 7.920 m<sup>3</sup> cada, para os pós tratamento.

As microalgas utilizadas no experimento foram cultivadas em esgoto bruto e efluentes das três unidades (PÓS-UASB, PÓS LAGOA DE POLIMENTO E PÓS FILTRO DE PEDRA) de tratamento da ETE - Rio Formoso. O experimento foi realizado em 9 fotobiorreatores contendo como meio de cultivo o afluente e efluentes de cada unidade de tratamento da ETE - Rio Formoso

As cepas das microalgas *Desmodesmus subspicatus* e *Chlorella vulgaris*, ambas do grupo Chlorophyta, de habitat dulciaquícola, foram provenientes do banco de cepas do Laboratório de Produção de Alimento Vivo, do Departamento de Engenharia de Pesca e Aquicultura da Universidade Federal Rural de Pernambuco (LAPAVI-DEPAQ-UFRPE).

Para preservação das cepas e preparação dos cultivos iniciais das microalgas foi utilizado água de abastecimento público. No entanto, para eliminar a contaminação ambiental e garantir a permanência das suas características químicas iniciais, foi adicionado dióxido de cloro (ClO<sub>2</sub>). Em seguida o íon cloreto (Cl<sup>-</sup>) foi removido por aeração, promovida por bombas de aquário, por aproximadamente e depois foi adicionado uma pequena quantidade de tiosulfato de sódio na água (aproximadamente 100 mg), para reduzir a concentração excedente do Cl<sup>-</sup> na água, tornando-a própria para o cultivo das microalgas USEPA, (1993). A quantificação dos íons Cl<sup>-</sup> foi realizado por meio da adição de 1 gotas do indicador ortotoluidina em 5 ml de água.

As cepas foram preservadas em tubos de ensaio de 10 mL tamponados, contendo água clorada, enriquecida com meio de cultivo comercial Provazzoli® (PROVAZZOLI 1968), e vitaminas do complexo B (Tabela 3). As culturas puras foram mantidas em uma incubadora com circulação interna de ar (Caltec mod. EI-08F1-AF), temperatura de 21±1°C e iluminação constante com intensidade de 3500 lux



SIMPÓSIO LUSO-BRASILEIRO  
DE ENGENHARIA SANITÁRIA  
E AMBIENTAL



A influência das bactérias heterotróficas, naturalmente presentes no afluente e efluentes *in natura*, no crescimento das microalgas, foi avaliada por 2 processos, os quais consistiram em utilizar os meios de cultura filtrados (F) e filtrado e autoclavado (F+A). A filtração do afluente e efluentes foi realizada em filtros de celulose regenerada de 0,7 µm de poro.

O esgoto bruto e efluentes pós-UASB, pós-lagoa de lagoa de polimento e pós filtros de pedra que foram utilizados para o crescimento das microalgas foram caracterizados antes e durante a realização do experimento em termos das suas propriedades físico-químicas microbiológicas. As análises realizadas foram: demanda química de oxigênio (DQO), N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>, bactérias heterotróficas, condutividade elétrica, turbidez, e densidade microalgal; e também físico-químicas, e acúmulo lipídico intracelular das microalgas. Durante a realização do experimento, o monitoramento dos parâmetros biológicos e físico-químicos foram realizados com análises diárias e um ciclo nictimeral, com intervalos de 4 horas no primeiro dia de monitoramento. As análises para a quantificação da produção de lipídeos intracelulares na biomassa microalgal foram realizadas no 5º, 10º e 15º dia de cultivo.

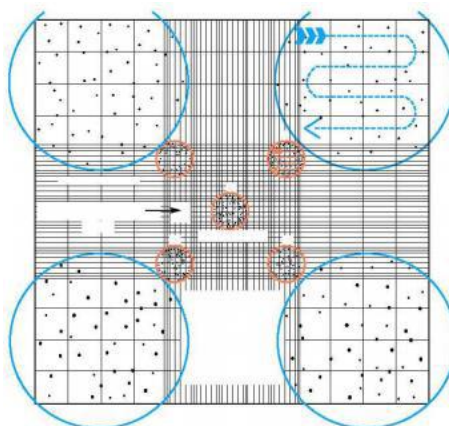
A análise de clorofila *a* foi realizada segundo o método padrão descrito no *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (APHA, 2012); enquanto a determinação das bactérias heterotróficas totais foi determinada pelo método *Plate count* nos efluentes domésticos.

A densidade celular no cultivo foi determinada por microscopia ótica, pela contagem direta das células das microalgas em suspensão com uma câmara de Neubauer de dimensões 3 x 3 mm x 0,1 mm de profundidade (Figura 1). A contagem das células foi realizada, a priori, com base na concentração celular nos quadrantes da câmara. Nos casos em que as amostras estavam concentradas, foi realizado o somatório das células dos quadrados menores que se ligam as arestas do quadrado central e as do quadrado central da câmara, conforme área destacada em vermelho na **Figura 01**.

Câmara de Neubauer com respectivos quadrantes para quantificação de altas (vermelho) e baixas densidades celulares (azul)

**Figura 01:** Câmara de Neubauer com respectivos quadrantes para quantificação de altas (vermelho) e baixas densidades celulares (azul)

:



Fonte: Bicudo (2007).

A densidade celular (DC) foi determinada pelo número total de células por mililitro de amostra segundo a Equação abaixo.

$$DC = n^{\circ} \text{ total de céls} \times n^{\circ} \text{ de quadrantes contados} \times 10^4$$

### 3. 1. Análises para quantificação e caracterização do óleo total das microalgas e cianobactérias



*a) Extração e quantificação do teor de óleo total intracelular das microalgas e cianobactérias:*

A biomassa de microalgas e cianobactérias foram previamente liofilizadas, e uma massa de 0,5g foi utilizada para extração do óleo. Esta foi colocada em um aparato *Soxhlet* por 8h, o que equivale a aproximadamente 35 ciclos de lavagem contínua, com 150 mL de uma mistura metanol:clorofórmio 2:1. A quantificação do teor total de óleo foi realizada transferindo-se uma alíquota de 10 mL do extrato, obtido na extração com o *soxhlet*, para um frasco de vidro, previamente pesado e com tampa rosqueável. Este teve todo o solvente. Evaporado em banho Maria a 60°C, e o conteúdo restante no frasco (óleo) foi determinado por gravimetria. A massa encontrada foi então relacionada com o volume total obtido na extração, o qual foi envasado para 50 mL, e continha a massa total de óleo dos 0,5g da massa liofilizada das microalgas e cianobactérias (HALLIN *et al.*, 2012; van WYCHEN E LAURENS, 2013).

*b) Caracterização da composição do óleo total em termos de lipídeos:*

A caracterização do óleo total extraído da biomassa foi realizada em termos da identificação e quantificação dos lipídeos mais favoráveis a produção de biodiesel como derivados de ácidos graxos de metil ésteres (FAME – *Fatty acids metil esters*) por cromatografia a gás. Os lipídeos foram previamente esterificados a seus derivados voláteis, os metis ésteres, para poderem ser analisados pela cromatografia a gás. O óleo para a identificação e quantificação dos lipídeos foi o mesmo utilizado para a determinação gravimétrica do teor total de óleo. Nos frascos de vidro que continha o óleo foi adicionado 2 mL de uma solução de ácido sulfúrico a 10% em metanol e 2 mL de clorofórmio. Em seguida estes foram aquecidos em bloco digestor a 90 °C por 30 minutos para serem esterificados. Após os 30 minutos esperou-se que eles atingissem a temperatura ambiente, e aos frascos foi adicionado 1 mL de água ultrapura, os quais foram agitados em *vortex*, centrifugados a 2500 rpm por 3 minutos e colocados em repouso para a separação da fase orgânica não polar (clorofórmio + FAME) da fase polar (metanol + ácido sulfúrico + água). Por fim uma alíquota de 1µL da fase orgânica foi analisada no cromatógrafo a gás (COMEAU *et al.*, 1988; HALLIN *et al.*, INDARTI *et al.*, 2014; van WYCHEN E LAURENS, 2013).

### 3.2. Análise cromatográfica dos FAME

Os FAME analisados são apresentados na **Tabela 01**. Os padrões analíticos utilizados para a identificação e quantificação destes FAME na biomassa de microalgas foram adquiridos da Merck-Sigma Aldrich.

**Tabela 01.**FAMEs passíveis de serem identificados e quantificados pelo método cromatográfico



| Nº | Nome IUPAC (oficial)  | Nome usual   | Fórmula  |
|----|---|--|----------|
| 1  | Hexanoato de metila   | Caproato   | C6:0     |
| 2  | Octanoato de metila   | Caprilato  | C8:0     |
| 3  | Decanoato de metila   | Caprato  | C10:0    |
| 4  | Dodecanoato de metila   | Laurato  | C12:0    |
| 5  | Tetradecanoato de metila  | Miristato  | C14:0    |
| 6  | (Z)-tetradec-9-enoato de metila                                     | Miristoleato                                       | C14:1    |
| 7  | Hexadecanoato de metila   | Palmitato  | C16:0    |
| 8  | (Z)-hexadec-9-enoato de metila                                      | Palmitoleato                                       | C16:1    |
| 9  | Octadecanoato de metila   | Estereato  | C18:0    |
| 10 | (Z)-octadec-9-enoato de metila                                      | Oleato   | C18:1n9c |
| 11 | (Z)-octadec-11-enoato de metila                                     | <i>cis</i> -vacenato                               | C18:1n7c |
| 12 | (9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienoato de metila                           | Linoleato  | C18:2n6c |
| 13 | (9Z,12Z,15Z)-octadeca-9,12,15-trienoato de metila                   | Linolenato   | C18:3n6  |
| 14 | Icosanoato de metila  | Araquidato   | C20:0    |
| 15 | (Z)-icos-11-enoato de metila  | <i>cis</i> -11-eicosenoato                         | C20:1n9  |
| 16 | (5Z,8Z,11Z,14Z)-icosa-5,8,11,14-tetraenoato de metila               | Araquidonato                                       | C20:4n6  |
| 17 | Docosanoato de metila   | Behenato   | C22:0    |
| 18 | (Z)-docos-13-enoato de metila                                       | Erucato  | C22:1n9  |
| 19 | Tetradecosanoato de metila  | Lignocerato  | C24:0    |
| 20 | (Z)-tetracos-15-enoato de metila                                    | Nervonato  | C24:1n9  |
| 21 | (4Z,7Z,10Z,13Z,16Z,19Z)-docosa-4,7,10,13,16,19-hexaenoato de metila | Todos <i>cis</i> -4,7,10,13,16,19-docosahexaenoato | C22:6n3  |

Para a identificação e quantificação dos FAME nas amostras foram utilizados um cromatógrafo a gás Agilent modelo 7890A com detector de ionização de chama (GC-FID), injetor *split/splitless* e sistema de injeção de amostras automático. Para a separação dos 21 FAME foi utilizada uma coluna cromatográfica Ommegawx de 30 m x 0,25 mm (D.I) x 0,25 µm de espessura de filme da Supelco. Na Tabela 02 tem-se as condições cromatográficas para a separação dos 21 FAME.

**Tabela 02** - Condições cromatográficas para quantificação dos 21 FAME por GC/FID.

| Parâmetros                                   | Valores                      |
|--|------------------------------|
| Volume de injeção da amostra                 | 1 µL                         |
| Temperatura do injetor                       | 250 °C                       |
| Modo de injeção                              | <i>Split 10:1</i>            |
| Gás de arraste                               | Hidrogênio                   |
| Fluxo do gás de arraste                      | 1 mL.min <sup>-1</sup>       |
| Detector                                     | FID                          |
| Temperatura do detector                      | 300°C                        |
| Rampa de temperatura para a coluna analítica |                              |
| Taxa de aquecimento (°C.min <sup>-1</sup> )  | Temperatura (°C) Tempo (min) |
| -----  | 60 5                         |
| 10   | 200 0                        |
| 5  | 240 15                       |

## RESULTADOS OBTIDOS OU ESPERADOS

O esgoto bruto, pós-UASB, pós lagoa de polimento e pós filtros de pedra foram analisados com objetivo de trazer dados em relação ao tratamento efetivo desses efluentes, com microalgas de modo a viabilizar seu

descarte seguro no meio ambiente, ao mesmo tempo em que são utilizados como meio de cultivo para a geração de lipídios nas células das microalgas, são aspectos considerados na escolha

Os resultados das análises físico-químicas realizadas no efluente proveniente de diferentes etapas de tratamento estão dispostos na **Tabela 03**.

**Tabela 03** - Características dos efluentes de diferentes etapas de tratamento na ETE Rio Formoso.

| Efluentes    | DBO<br>mg. O <sub>2</sub> . L <sup>-1</sup> | N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup><br>mg. L <sup>-1*</sup> | P-PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup><br>mg. L <sup>-1*</sup> | CE<br>μS.cm <sup>-1</sup> | pH   | Turbidez<br>NTU | UFC                | C:N |
|--------------|---|--|---|---------------------------|------|-----------------|--------------------|-----|
| Bruto (A)    | 192   | 31,98 ± 3  | 2,78 ± 0,2  | 982 ± 28                  | 7,68 | 622             | 55x10 <sup>6</sup> | 6:1 |
| UASB (E1)    | 169   | 35,00 ± 1  | 1,41 ± 0,1  | 657 ± 54                  | 6,99 | 931             | 36x10 <sup>5</sup> | 5:1 |
| Lagoa (E2)   | 185   | 22,52 ± 5  | 1,36 ± 0,4  | 1337 ± 36                 | 7,98 | 636             | 5x10 <sup>4</sup>  | 8:1 |
| Filtros (E3) | 60  | 18,06 ± 2  | 1,63 ± 0,3  | 1002 ± 98                 | 7,03 | 127             | 14x10 <sup>3</sup> | 3:1 |

Fonte: A Autora (2019).

Os resultados das análises físico-químicas realizadas nos efluentes submetidos ao pré- tratamento por filtração (F) e filtração seguida de autoclave (F+A), estão dispostos na Tabela 04.

**Tabela 04**- Características dos efluentes (pré tratados) de diferentes etapas de tratamento.

| Efluente | DBO<br>mg. O <sub>2</sub> . L <sup>-1</sup> | N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup><br>mg. L <sup>-1*</sup> | P-PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup><br>mg. L <sup>-1*</sup> | EC<br>μS.cm <sup>-1</sup> | pH   | Turbidez<br>NTU | UFC                | C:N<br>rateio |
|----------|---|--|---|---------------------------|------|-----------------|--------------------|---------------|
| A (F)    | 180   | 30,03 ± 1  | 2,38 ± 0,2  | 783                       | 7,70 | 512             | 44x10 <sup>5</sup> | 6:1           |
| A (F+A)  | 176   | 29,00 ± 2  | 2,11 ± 0,8  | 780                       | 7,97 | 518             | ALD**              | 6:1           |
| E1 (F)   | 154   | 30,10 ± 1  | 1,20 ± 0,1  | 598                       | 6,98 | 886             | 15x10 <sup>4</sup> | 5:1           |
| E1 (F+A) | 155   | 26,33 ± 1  | 1,00 ± 0,3  | 573                       | 7,45 | 886             | ALD**              | 6:1           |
| E2 (F)   | 183   | 18,50 ± 2  | 1,18 ± 0,4  | 1202                      | 7,67 | 632             | 4x10 <sup>3</sup>  | 10:1          |
| E2 (F+A) | 188   | 15,16 ± 4  | 1,28 ± 0,1  | 1278                      | 8,01 | 644             | ALD**              | 12:1          |
| E3 (F)   | 35  | 16,06 ± 2  | 1,45 ± 0,3  | 443                       | 7,00 | 112             | 8x10 <sup>2</sup>  | 2:1           |
| E3 (F+A) | 35  | 16,00 ± 3  | 1,51 ± 0,1  | 398                       | 7,33 | 108             | ALD**              | 2:1           |

Foi observada uma discreta diminuição na concentração de nutrientes dissolvidos, o que também modificou a relação C:N nos efluentes de E1 e E2, após a filtração e a filtração seguida por esterilização em autoclave. A densidade bacteriana foi consideravelmente reduzida após apenas filtração dos efluentes. Atividade bacteriana não foi detectada após a filtração seguida de autoclave, comprovando a esterilidade dos efluentes. As eficiências de remoção de nutrientes e DBO estão dispostas na Tabela 05.

**Tabela 05:** Eficiências de remoção nos diferentes meios de cultivo (%)



| Espécie              | Efluente          | DBO<br>mg.O <sub>2</sub> . L <sup>-1</sup> | N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup><br>mg.L <sup>-1*</sup> | P-PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup><br>mg.L <sup>-1*</sup> | UFC |
|----------------------|-------------------|--|---|--|-----|
| <i>D.subspicatus</i> | A                 | 71   | 100   | 93   | 92  |
|                      | AF                | 73   | 100   | 88   | 99  |
|                      | A F+A             | 75   | 100   | 90   |     |
|                      | E1                | 63   | 100   | 93   | 92  |
|                      | E1 F              | 56   | 100   | 93   | 90  |
|                      | E1 F+A            | 73   | 100   | 91   |     |
|                      | E2                | 81   | 100   | 94   | 93  |
|                      | E2 F              | 62   | 100   | 92   | 86  |
|                      | E2 F+A            | 65   | 100   | 92   |     |
|                      | E3                | 100  | 100   | 96   | 99  |
|                      | E3 F              | 100  | 100   | 98   | 80  |
|                      | E3 F+A            | 100  | 100   | 99   |     |
|                      | <i>C.vulgaris</i> | A  | 74  | 100  | 100 |
| AF                   |                   | 73   | 100   | 100  | 99  |
| A F+A                |                   | 78   | 100   | 100  |     |
| E1                   |                   | 66   | 100   | 100  | 98  |
| E1 F                 |                   | 70   | 100   | 100  | 98  |
| E1 F+A               |                   | 76   | 100   | 100  |     |
| E2                   |                   | 86   | 100   | 100  | 96  |
| E2 F                 |                   | 75   | 100   | 100  | 93  |
| E2 F+A               |                   | 74   | 100   | 100  |     |
| E3                   |                   | 100  | 100   | 100  | 89  |
| E3 F                 |                   | 100  | 100   | 100  | 80  |
| E3 F+A               |                   | 100  | 100   | 100  |     |

A partir de uma análise geral dos resultados, é possível observar a completa remoção de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> e elevadas eficiências de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> pelas espécies em todos os cultivos. As eficiências na remoção de DBO, estiveram entre 62 e 100% nos cultivos contendo *D. subspicatus* e 66 a 100% nos cultivos contendo *C. vulgaris*.

Na Tabela 06 abaixo, tem-se os aspectos de produtividade da biomassa de *D. subspicatus* e *C. vulgaris* utilizadas neste experimento.

**Tabela 06:** Produtividade de *Desmodesmus subspicatus* e *Chlorella vulgaris* nos diferentes efluentes



| Espécie               | Efluente | DCM <sub>ax</sub><br>cel.10 <sup>4</sup> | Biomassa total<br>g.L <sup>-1</sup> | Óleo total<br>mg.g <sup>-1</sup> | FAMES total<br>mg.g <sup>-1</sup> |
|-----------------------|----------|--|-------------------------------------|----------------------------------|-----------------------------------|
| <i>D. subspicatus</i> | A        | 4055                                     | 2,1                                 | 400                              | 70,2                              |
|                       | AF       | 2505                                     | 2,0                                 | 380                              | 62,2                              |
|                       | A F+A    | 3500                                     | 1,6                                 | 380                              | 50,0                              |
|                       | E1       | 2500                                     | 1,1                                 | 260                              | 28,7                              |
|                       | E1 F     | 1965                                     | 0,9                                 | 250                              | 12,3                              |
|                       | E1F+A    | 1920                                     | 0,9                                 | 230                              | 13,8                              |
|                       | E2       | 2800                                     | 1,78                                | 270                              | 21,4                              |
|                       | E2 F     | 1885                                     | 1,52                                | 300                              | 38,5                              |
|                       | E2 F+A   | 3000                                     | 1,0                                 | 290                              | 90,0                              |
|                       | E3       | 2004                                     | 0,8                                 | 530                              | 22,0                              |
|                       | E3 F     | 1456                                     | 0,8                                 | 460                              | 19,8                              |
|                       | E3 F+A   | 1502                                     | 0,7                                 | 460                              | 103                               |
| <i>C. vulgaris</i>    | A        | 2110                                     | 2,3                                 | 380                              | 22,8                              |
|                       | AF       | 2000                                     | 2,0                                 | 110                              | 25,9                              |
|                       | A F+A    | 2045                                     | 1,4                                 | 80                               | 26,0                              |
|                       | E1       | 3998                                     | 2,5                                 | 170                              | 27,3                              |
|                       | E1 F     | 2250                                     | 2,1                                 | 250                              | 41,0                              |
|                       | E1 F+A   | 2000                                     | 1,9                                 | 180                              | 16,3                              |
|                       | E2       | 1755                                     | 1,1                                 | 270                              | 37,3                              |
|                       | E2 F     | 2175                                     | 1,0                                 | 280                              | 57,0                              |
|                       | E2 F+A   | 996                                      | 0,8                                 | 290                              | 23,6                              |
|                       | E3       | 702                                      | 1,0                                 | 490                              | 33,0                              |
|                       | E3 F     | 699                                      | 0,9                                 | 500                              | 31,0                              |
|                       | E3 F+A   | 699                                      | 0,8                                 | 460                              | 23,0                              |

A partir de uma análise geral dos resultados, nota-se que para *D. subspicatus*, a DCMax e consequentemente o quantitativo de biomassa total, foi observado no cultivo realizado em afluente bruto, A, e uma maior produção de óleo total e FAMES, se deu no efluente final E3 e seus tratamentos E3F e E3F+A. Em se tratamento de *C. vulgaris*, a DCMax e consequentemente o quantitativo de biomassa total, foi observado no efluente do UASB, E1 e uma maior concentração de óleo total e também se deu no efluente final E3 e seus tratamentos E3F e E3F+A. As concentrações de FAMES, obtiveram valores muito próximos em todos os tratamentos.

## ANÁLISE E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS

É válido destacar que em todos os efluentes avaliados, as espécies *D. subspicatus* e *C. vulgaris* promoveram o total consumo de nutrientes do meio ligeiramente mais rápido. Concluiu-se nesta pesquisa que a espécie do gênero *Desmodesmus*, tem uma excelente adaptação a efluentes domésticos, mostrando grande vitalidade nesse tipo de efluente ao longo de vários dias de cultivo, devido a um melhor caráter adaptativo, especialmente em efluentes bruto, sem nenhum tipo de tratamento associado, frente às outras espécies já estudadas.

Esses resultados corroboram fortemente com o que foi observado no presente estudo, evidenciando um desenvolvimento ligeiramente melhor de *D. subspicatus* em comparação a *C. vulgaris* nos efluentes testados. Ambas as espécies avaliadas, provaram ser eficientes na remoção de DBO solúvel do meio de todos os efluentes verificados. As eficiências de DBO dissolvida no meio estiveram entre 71 e 85% e 66 e 86% para *D. subspicatus* e *C. vulgaris* respectivamente.

Quando se considera o rendimento total de óleo obtido nos cultivos, a biomassa de A e E1, obtém vantagem frente à biomassa de E3, que embora tenham uma maior capacidade de estocagem lipídica intracelular, seria necessário um cultivo com volume 2,5 e 2,6 vezes maior, respectivamente para que se obtenha um rendimento total similar aos da biomassa de A e E1, já que em E3, a biomassa é escassa. Todavia, em se tratando de uma produção de óleos para fins energéticos, deve se levar em consideração a qualidade do óleo gerado pela biomassa. Um cultivo com alto rendimento de óleo total, por si só, não deve ser um critério de escolha para produção de biodiesel. A qualidade do óleo total gerado, em termos de distribuição de ácidos graxos, deve ser



SIMPÓSIO LUSO-BRASILEIRO  
DE ENGENHARIA SANITÁRIA  
E AMBIENTAL



levada em consideração visto que somente alguns destes ácidos graxos são preferíveis para a produção de biodiesel.

No geral, a produção de ácidos graxos totais nas células, não ultrapassou a medida de 103 mg.g-1 nas duas espécies cultivadas, sendo observado concentrações de até 5,3 vezes inferior a concentração de óleo total produzido pela biomassa (visto que a produção máxima de óleo total, foi de 550 mg.g-1). Os cultivos realizados com *D. subspicatus*, apresentam concentrações de FAMES ligeiramente maiores que aquelas observadas em *C. vulgaris*.

## CONCLUSÕES

Se faz necessário, um estudo de perfil de produção de FAMES para elucidar aspectos sobre a taxa de produção e consumo de ácidos graxos pela célula ao longo do tempo, e sob as mesmas condições do presente experimento.

O melhor desenvolvimento das espécies esteve relacionado à presença massiva de bactérias e M.O dissolvida nos meios, e ao contínuo suprimento de C inorgânico fornecido por estas. Os meios que obtiveram as mais altas densidades de bactérias, em contrapartida, maiores concentrações de matéria orgânica (DBO). Dessa forma, um melhor desenvolvimento pode estar relacionado ao consumo aeróbio da matéria orgânica, favorecendo o crescimento das microalgas nesses meios.

Em geral, *D. subspicatus* teve produtividade e rendimento final de óleo, ligeiramente maiores que *C. vulgaris*. Essas diferenças estão relacionadas à biologia das espécies, que favorece *D. subspicatus*. Efluente bruto e efluente pós reator UASB, sugerem ser os melhores meios para o cultivo das espécies.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. APHA, AWWA; WEF. **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. 22 nd ed. Washington: American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation. 1594p. 2012.
2. CHISTI, Yusuf. Biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**, [s.l.], v. 25, n. 3, p.294-306, maio 2007.
3. HALIM, R., GLADMAN, B., DANQUAH, M. K., & WEBLEY, P. A. Oil extraction from microalgae for biodiesel production. **Bioresource Technology**, 102(1), 178–185. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.136>. 2011.
4. MANDALAM, R.K.; PALSSON, B.Ø.. Elemental balancing of biomass and medium composition enhances growth capacity in high-density *Chlorella vulgaris* cultures. **Biotechnol. Bioeng.** [s.l.], v.59, p.605-611. 1998.  
PAIVA, M.V.C. **Dinâmica da comunidade fitoplanctônica em um sistema de tratamento de esgotos no litoral de Pernambuco**. 2012. 158 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Civil). Departamento de Engenharia Civil, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2012.
5. VAN WYCHEN; LAURENS, L.M.L. Determination of Total Lipids as Fatty Acid Methyl Esters (FAME) by In Situ Transesterification, **NRE**, p. 275–3000. 2013.