

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE  
CENTRO DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLOGIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA QUÍMICA (PEQ-UFS)

THAYS RAYANE MORAES RIBEIRO

**ANÁLISE DA EFICIÊNCIA DO PROCESSO DE TRATAMENTO DO SORO DO  
LEITE COM O USO DE MICROALGAS (*Tetrademus sp.*)**

São Cristóvão (SE)

(2021)

THAYS RAYANE MORAES RIBEIRO

**ANÁLISE DA EFICIÊNCIA DO PROCESSO DE TRATAMENTO DO SORO DO  
LEITE COM O USO DE MICROALGAS (*Tetrademus sp.*)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Engenharia Química.

Orientador: Prof. Dr. Edilson de Jesus Santos

Coorientador: Prof. Dr. Carlos Eduardo de Farias Silva

São Cristóvão (SE)

(2021)

**FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA CENTRAL  
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE**

R484a Ribeiro, Thays Rayane Moraes  
Análise da eficiência do processo de tratamento do soro do leite com o uso de microalgas (*Tetrademus sp.*) / Thays Rayane Moraes Ribeiro ; orientador Edilson de Jesus Santos. - São Cristóvão, 2021.  
44 f.; il.

Dissertação (mestrado em Engenharia Química) – Universidade Federal de Sergipe, 2021.

1. Engenharia química. 2. Indústria de laticínios. 3. Resíduos industriais. 4. Águas residuais – Purificação – Tratamento biológico. I. Santos, Edilson de Jesus orient. II. Título.

CDU 66.07

THAYS RAYANE MORAES RIBEIRO

**ANÁLISE DA EFICIÊNCIA DO PROCESSO DE TRATAMENTO DO SORO DO  
LEITE COM O USO DE MICROALGAS (*Tetradismus sp.*)**

Dissertação de Mestrado aprovada no Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química da  
Universidade Federal de Sergipe em 28 de outubro de 2021.

BANCA EXAMINADORA



---

Prof. Dr. Edilson de Jesus Santos (Orientador)  
Universidade Federal de Sergipe



---

Prof. Dr. Antônio Santos Silva  
Universidade Federal de Sergipe



Prof. Dra. Ana Paula Brescancini Rabelo  
(Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais)

## RESUMO

O lançamento inadequado dos efluentes é considerado crime ambiental de acordo com as legislações federais, estaduais e municipais. No entanto, é possível realizar o lançamento do efluente na natureza desde que o mesmo seja tratado e atenda os parâmetros exigidos por lei (Resoluções Conama nº 430/2011 e nº 357/2005). Logo, o objetivo deste trabalho foi verificar a eficiência do processo de tratamento do efluente de indústrias de laticínios, o soro do leite, utilizando microalgas (*Tetradismus sp.*) em um sistema de reator aeróbio com variação de concentração do efluente do soro do leite (0,5, 1, 2 e 4%) e de intensidade luminosa (50, 100 e 200  $\mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ). Os parâmetros analisados foram a aferição do pH, Fósforo Total (FT), Demanda Química de Oxigênio (DQO) e produção da biomassa. A melhor intensidade luminosa para o parâmetro de crescimento de biomassa foi de 200  $\mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  em todas as concentrações do efluente do soro do leite. Na remoção de fósforo total e DQO, a melhor concentração foi de 0,5% do soro do leite, a uma intensidade luminosa de 200 e 100  $\mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  respectivamente. Constatou-se que o sistema em reator aberto utilizando microalgas garantem o tratamento do efluente de laticínios (soro do leite). Todas as análises realizadas atingiram os valores mínimos de remoção solicitados na legislação (Resolução Conama nº 430/2011 e nº 357/2005) como também concordaram com as pesquisas sobre o uso de microalgas consorciadas realizadas atualmente.

**PALAVRAS-CHAVE:** Soro do Leite; Tratamento; Microalgas.

## ABSTRACT

The inappropriate discharge of effluents is considered an environmental crime under federal, state and municipal legislation. However, it is possible to release the effluent into nature as long as it is treated and meets the parameters required by law (Conama Resolutions n° 430/2011 and n° 357/2005). Therefore, the objective of this work was to verify the efficiency of the treatment process of the effluent of dairy industries, the whey, using microalgae (*Tetradismus* sp.) in an aerobic reactor system with variation in the concentration of the whey effluent (0,5, 1, 2 and 4%) and luminous intensity (50, 100 and 200  $\mu\text{mol photons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ). The parameters analyzed were the measurement of pH, Total Phosphorus (TF), Chemical Oxygen Demand (COD) and biomass production. The best light intensity for the biomass growth parameter was 200  $\mu\text{mol photons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  at all whey effluent concentrations. In the removal of total phosphorus and COD, the best concentration was 0,5% whey, at a light intensity of 200 and 100  $\mu\text{mol photons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  respectively. It was found that the open reactor system using microalgae guarantees the treatment of dairy effluent (milk whey). All analyzes performed reached the minimum removal values required by law (Conama Resolution n° 430/2011 and n° 357/2005) and also agreed with the current research on the use of consortium microalgae.

**KEYWORDS:** Milk Whey; Treatment; Microalgae.

## **LISTA DE TABELA**

Tabela 1 – Contribuições e desvantagens do uso de um consórcio bactéria-microalga. ....	17
Tabela 2 – Características da composição do soro do leite doce e do soro do leite ácido. ....	22
Tabela 3 – Parâmetros para lançamento de efluentes (Resolução Conama nº 430/2011) ....	23
Tabela 4 – Parâmetros para lançamento de efluentes (Resolução Conama nº 357/2005) ....	23
Tabela 5 – Características da qualidade da água das águas residuais de laticínios.....	24
Tabela 6 – Caracterização do Soro do Leite pré-tratamento .....	32
Tabela 7 – Constantes dos modelos cinéticos ajustados para a melhor remoção de DQO.....	37
Tabela 8 – Constantes dos modelos cinéticos ajustados para a melhor remoção de Fósforo .....	37

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Fluxograma de obtenção do soro do leite a partir da produção do queijo coalho. ....	21
Figura 2 – Fluxograma da metodologia que será realizada.....	26
Figura 2 – Modelo do sistema de tratamento utilizado no trabalho.....	27
Figura 4 – Curvas de crescimento de massa seca celular para a <i>Tetrademus sp.</i> ao longo do tempo em ensaios com concentrações de soro do leite de 0,5%, 1%, 2% e 4% e intensidade luminosa de 50, 100 e 200 $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . ....	33
Figura 5 – Desempenho da <i>Tetrademus sp.</i> na remoção de FT ao longo do tempo em ensaios com concentrações de soro do leite de 0,5%, 1%, 2% e 4% e intensidade luminosa de 50, 100 e 200 $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e seus respectivos percentuais de remoção.....	35
Figura 6 – Desempenho da <i>Tetrademus sp.</i> na remoção de DQO ao longo do tempo em ensaios com concentrações de soro do leite de 0,5%, 1%, 2% e 4% e intensidade luminosa de 50, 100 e 200 $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e seus respectivos percentuais de remoção.....	36
Figura 7 – Modelo de pseudoprimeira ordem aplicado às melhores taxas de remoção de DQO e F\u00f3sforo. ....	37

# SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	10
<b>2</b>	<b>REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	12
<b>2.1</b>	<b>Microalgas</b> .....	12
2.1.1	Produção de Biomassa e Mixotrofia.....	14
2.1.2	Sistema de Cultivo de Microalgas .....	15
2.1.2.1	Contaminantes naturais em sistemas abertos de cultivo de microalgas .....	16
2.1.3	Uso do <i>Tetradismus sp.</i> para o tratamento de efluentes.....	17
<b>2.2</b>	<b>Efluentes Industriais</b> .....	18
2.2.1	Composição do Soro do leite .....	20
2.2.2	Parâmetros de Lançamento de Efluentes Tratados .....	22
2.2.3	Microalgas x Tratamento do Soro do Leite .....	23
<b>3</b>	<b>MATERIAIS E MÉTODOS</b> .....	26
<b>3.1</b>	<b>Aparato Experimental</b> .....	26
<b>3.2</b>	<b>Coleta e Preparo do Efluente</b> .....	27
<b>3.3</b>	<b>Seleção da Cepa de Microalgas</b> .....	27
<b>3.4</b>	<b>Análises do Ciclo Luminoso</b> .....	28
<b>3.5</b>	<b>Preparo da Amostra</b> .....	28
<b>3.6</b>	<b>Análise da eficiência do processo de tratamento do efluente</b> .....	28
<b>4</b>	<b>RESULTADOS</b> .....	32
<b>5</b>	<b>CONCLUSÃO</b> .....	38
<b>6</b>	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	39

# 1 INTRODUÇÃO

De acordo com o Art. 4º inciso V da Resolução Conama nº 430/11, efluente é “termo usado para caracterizar os despejos líquidos provenientes de diversas atividades ou processos”. A mesma Resolução declara em seu Art. 12º que “o lançamento de efluentes em corpos de água, com exceção daqueles enquadrados na classe especial, não poderá exceder as condições e padrões de qualidade de água estabelecidos para as respectivas classes, [...]” (CONAMA, 2011).

O soro do leite, subproduto da indústria láctea, é um efluente rico em carga orgânica e nutrientes (N e P). Caracteriza-se como um coproduto das indústrias de laticínios e, apesar de ser um líquido com potencial nutritivo e com possibilidades de utilização, apresenta um impacto nocivo ao meio ambiente quando descartado de forma inadequada e quando lançado em corpos d’água sem o devido tratamento, podendo acarretar sérios danos ambientais, por exemplo, eutrofização (NUNES, *et al.*, 2018).

Estima-se que 50% de todo o soro de queijo produzido seja considerado resíduo industrial, com seu aproveitamento limitado a alimentação animal (COTRIM, *et al.*, 2019). Este subproduto representa cerca de 80% a 90% do volume de leite utilizado e retém 55% dos nutrientes do leite, sendo em média, 5% de lactose, proteínas solúveis 0,8%, lipídios 0,5%, sais minerais e 10% do extrato seco (GAJO, *et al.*, 2016; PIRAS, *et al.*, 2017).

De acordo com Zhan (*et al.*, 2017), o soro quando considerado efluente residual é despejado junto com outros efluentes do laticínio, sendo de difícil tratamento pelos métodos convencionais devido a sua alta concentração de carga orgânica (25.000 - 120.000 mg DBO L<sup>-1</sup>). O soro do leite também é rico em outros teores de nutrientes (inorgânicos), como amônia e fosfatos, assim sua descarga no meio ambiente pode levar a eutrofização dos corpos d’águas acarretando graves problemas ambientais (PIRAS, *et al.*, 2017; SUWAL, *et al.*, 2019).

O uso desse efluente para cultivo de microalgas mostra-se benéfico para minimizar o uso de água doce, reduzir o custo de adição de nutrientes, a remoção de contaminantes, e produção de biomassa para biorrecursos, como combustíveis (FARIAS SILVA, *et al.*, 2018; MAKUT, *et al.*, 2019; WANG, *et al.*, 2021).

Segundo Elisabeth (*et al.*, 2021) as microalgas são capazes de crescer de forma individual ou consorciada a outros organismos. Seu crescimento saudável depende de condições específicas de estresse, como variação de temperatura, luz ou pH.

Para Lee (*et al.*, 2001) e Girard (*et al.*, 2014) neste modo de nutrição, as microalgas podem assimilar diferentes tipos de carbono orgânico dissolvido além de fontes do carbono inorgânico (CO<sub>2</sub>) fixado através da fotossíntese.

Processos que utilizam microrganismos são propostos para o tratamento de efluentes, como exemplo, o gênero *Tetrademus* tem sido alvo de diversos estudos para o tratamento de águas residuais e produção de biocombustíveis, devido sua boa adaptação, remoção da carga orgânica e de nutrientes, e produtividade de biomassa microalgal rica em lipídios/carboidratos (SUWAL, *et al.*, 2019; FERREIRA, *et al.*, 2018; FONTOURA, *et al.*, 2017).

As microalgas também podem produzir biomassa sem a presença de luz, através da heterotrofia, utilizando fontes de carbono orgânico e inorgânico. Para Zhan (*et al.*, 2017) e Ji (2019), a junção de sistemas autótrofos, que realizam a fotossíntese e dos sistemas heterótrofos, é chamado de mixotrofia, que combinam a capacidade que algumas microalgas e cianobactérias têm de crescer tanto com luz através da autotrofia, quanto através da heterotrofia.

De acordo com Leite (*et al.*, 2020), durante o cultivo, as microalgas absorvem os nutrientes inorgânicos provenientes do meio e os convertem em nutrientes orgânicos pelo metabolismo intracelular. Um dos principais nutrientes requeridos para o crescimento da biomassa é o fósforo (P).

Para Notari (*et al.*, 2020) e Ferreira (*et al.*, 2018), o uso de microrganismos representa a etapa de nível secundário em sistemas completos de tratamento de efluentes. Esta etapa é utilizada para remoção da matéria orgânica por meio da biodegradação da matéria orgânica através do tratamento biológico.

Nesse contexto, o trabalho investigou a eficiência do processo de tratamento do soro de produção do leite usando microalgas, buscando analisar o efeito da intensidade luminosa mais adequada que favoreça a remoção máxima de contaminantes, a fim de otimizar o processo e verificar se o efluente tratado se enquadra nos parâmetros de lançamento de acordo com as Resoluções Conama nº 430/2011 e nº 357/2005. Assim, foi analisada a eficiência no processo de tratamento de soro de leite com microalgas do tipo *Tetrademus sp.* buscando favorecer a remoção máxima de contaminantes através de alterações no ciclo de luz e de concentrações do soro, analisando o efeito da intensidade luminosa mais adequada.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

Os processos biológicos são possíveis metodologias para o tratamento de efluentes, sejam eles de origem doméstica, industrial ou agroindustrial. Sua utilização é caracterizada como um processo de biorremediação através do uso de microrganismos ou o consórcio deles (bactérias, microalgas, fungos e protozoários) em sistemas de lagoas de aeração, lagoas anaeróbicas, biorreatores aeróbicos e anaeróbicos, lodo ativado, filtros biológicos e remoção biológica de nutrientes.

### 2.1 Microalgas

As algas são organismos semelhantes a plantas e separadas em dois grupos; macroalgas e microalgas. As microalgas possuem estruturas unicelulares e são subdivididas em dois grupos como procariótico e eucariótico (ONAY, 2019; THI NGUYEN, *et. al.*, 2019).

Embora as microalgas sejam definidas como organismos fotossintéticos que não podem ser observados a olho nu, muitas podem se organizar em colônias e filamentos, que se tornam visíveis macroscopicamente. Quando as microalgas de ambientes aquáticos se deparam com condições favoráveis ao crescimento, são capazes de se reproduzir rapidamente, levando a formação de uma grande biomassa que é visível a olho nu, chamadas de floração. (LUBIANA, 2016; CHOI, 2016).

Segundo Lubiana (2016), essas florações de microalgas podem ser desencadeadas por diversos fatores, mas acredita-se que estejam fortemente relacionadas à poluição dos corpos d'água devido às atividades humanas (esgotos domésticos, industriais, fertilizantes agrícolas), que descarregam uma grande quantidade de resíduos químicos capazes de serem metabolizados por esses organismos.

As microalgas são seres autotróficos unicelulares capazes de capturar CO<sub>2</sub> da atmosfera e converter em biomassa, que podem ser aproveitadas para produção de biocombustíveis, através da fotossíntese. Elas são compostas por três bioquímicos básicos: proteínas (30-50%), carboidratos (20-40%) e lipídios (8-15%) (SILVA e BERTUCCO, 2016; ABD EL-HACK, *et. al.*, 2019).

A variação bioquímica de diferentes espécies está relacionada com as condições ambientais a qual estão presentes (BEHERA, *et. al.*, 2018). A maioria possui hábito planctônico, embora haja espécies bentônicas e terrestres. As cianobactérias (Filo

Cyanobacteria ou divisão *Cyanophyta*) são às vezes consideradas microalgas, mesmo sendo de natureza procarionte, por possuírem algumas semelhanças como a atividade fotossintética e por desempenharem o mesmo papel ecológico (TORRES, 2014).

Para considerar o crescimento saudável das microalgas, é necessário produzir biomassa de forma sustentável em larga escala. Tal processo implicaria em condições específicas de estresse, como variação de temperatura, luz ou pH (BERMEJO, 2021).

Segundo Jankowska *et. al.* (2017), as microalgas possuem tamanhos variados, deste o nano até o milímetro, e existem como organismos independentes ou em grupos/cadeias. O número estimado de espécies é de aproximadamente 100.000, mas apenas cerca de 35.000 espécies foram identificadas até o momento.

Durante o cultivo, as microalgas absorvem os nutrientes inorgânicos provenientes do meio e os convertem em nutrientes orgânicos pelo metabolismo intracelular. Um dos principais nutrientes requeridos para o crescimento da biomassa é o fósforo (P). (LEITE e DANIEL, 2020).

A eficiência da microalga pela fotossíntese depende principalmente dos seguintes fatores relacionados ao cultivo: tipo de sistema de cultivo, disponibilidade de nutrientes, pH, fonte de CO<sub>2</sub>, temperatura, quantidade de luz fornecida e fotoperíodo (LEITE e DANIEL, 2020; MA, *et. al.*, 2020).

De acordo com Bermejo (2021), o cultivo de microalgas traz vantagens relacionadas à sua capacidade de usar totalmente a energia solar e CO<sub>2</sub> para crescer apenas biomassa fotossintética, resultando em taxas de crescimento mais altas por meio de ciclos de crescimento mais curtos, sendo res responsáveis por reduzir excesso de CO<sub>2</sub> na atmosfera por meio da fotossíntese biofixação.

Quando associadas às bactérias, os sistemas de cultura com microalgas tendem a aumentar a taxa de remoção de nutrientes. Em pesquisa realizada por Mujtaba (*et. al.*, 2017), o sistema de co-cultura apresentou maior remoção de nutrientes e DQO do que cada cultura axênica, indicando que a capacidade de absorção de nutrientes da microalga (*C. vulgaris*) foi aumentada na presença da bactéria (*P. putida*). O melhor desempenho na remoção de fósforo e DQO foi obtido através da co-cultura com *P. putida* suspensa e *C. vulgaris* imobilizada, demonstrando que o emprego da imobilização de uma espécie é mais sinérgico do que o sistema de co-cultura suspensa em remoção de nutrientes de águas residuais.

Desta forma, as microalgas são adaptadas para coletar, armazenar ou aumentar a eficiência de utilização dos recursos disponíveis no ambiente. Em geral, dependem de uma

fonte suficiente de carbono e luz para realizar fotossíntese, no entanto podem ajustar ou alterar sua estrutura interna, por exemplo, bioquímica e aclimação fisiológica (SATHASIVAM, *et. al.*, 2019; JI, *et. al.*, 2019).

### 2.1.1 Produção de Biomassa e Mixotrofia

As microalgas são caracterizadas como micro-organismos fotossintéticos, que combinam água e dióxido de carbono atmosférico com luz solar para produzirem várias formas de energia para produzirem biomassa (polissacarídeos, proteínas, lipídios e hidrocarbonetos), que pode ser utilizada na produção de biocombustíveis e suplementos alimentares, e também podem ser empregados na captura de dióxido de carbono da atmosfera. As microalgas produzem mais oxigênio de que todas as plantas juntas existentes no mundo, sendo responsáveis por pelo menos 60% da produção primária da Terra (STRAUBE, *et. al.* 2016).

No entanto, as microalgas também podem produzir biomassa sem a presença de luz, através da heterotrofia, utilizando fontes carbono orgânico e inorgânico. A junção de sistemas autótrofos, que realizam a fotossíntese e dos sistemas heterótrofos, é chamado de mixotrofia, que combinam a capacidade que algumas microalgas e cianobactérias têm de crescer tanto com luz através da autotrofia, quanto através da heterotrofia. O cultivo mixotrófico combina as vantagens da autotrofia e heterotrofia e supera as desvantagens da autotrofia, onde a luz solar e o material orgânico não são condições limitantes para o crescimento das microalgas (ZHAN, *et. al.*, 2017).

Quando relacionado com o cultivo autotrófico, o cultivo mixotrófico se sobressai como fonte para produção de biomassa, uma vez que as taxas de crescimento e uma maior concentração de biomassa tem uma possível associação com os efeitos combinados da luz e do substrato orgânico (ZIMERMANN, 2019).

Mirzaei *et. al.* (2016) investigou o crescimento da microalga *Chorella vulgaris* e sua produção lipídica sob condições autotróficas, heterotróficas e mixotróficas utilizando melão e licor de maceração do milho como fontes de carbono e nitrogênio, respectivamente. O máximo peso seco foi de 2,62 g L<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup> e de 0,864 g L<sup>-1</sup> para a concentração de lipídios em crescimento mixotrófico. Para essa condição, o peso seco foi de 2,5 e 4 vezes maior do que nos cultivos autotrófico e heterotrófico, respectivamente, e a concentração de lipídios foi 170% superior ao crescimento autotrófico e 1200% ao heterotrófico.

Para Kim *et. al.* (2015), que realizou uma pesquisa onde analisava a taxa de

crescimento e as taxas de remoção de carbono e outros nutrientes orgânicos utilizando a *Chlorella sosrokiniana* em condições autotróficas, heterotróficas e mixotróficas, o resultado obtido foi de taxas maiores em condições heterotróficas quando comparadas ao meio autotrófico, porém, não foram significativas em comparação ao cultivo mixotrófico. Desta forma, o cultivo de microalgas em meio mixotrófico garante um maior rendimento do sistema de tratamento, quando seu monitoramento é realizado de forma periódica.

### 2.1.2 Sistema de Cultivo de Microalgas

Os sistemas comumente empregados para o cultivo de microalgas são classificados em sistemas abertos e fechados (STRAUBE, 2016), correspondendo as categorias de *open ponds* e fotobiorreatores, respectivamente (BEHERA, *et. al.*, 2018, CHEW, *et. al.*, 2018).

Os sistemas abertos são pouco sofisticados, uma vez que são desenvolvidos em tanques a céu aberto, sob condições naturais de iluminação e temperatura. Os tanques são geralmente rasos, construídos em concreto, fibra de vidro, policarbonato, com fundo de terra ou revestidos com material plástico (STRAUBE, 2016). Sistemas abertos podem ser classificados como naturais (lagos, lagoas) e artificiais ou recipientes. São mais simples e econômicos, porém a falta de controle sobre as condições climáticas e a contaminação por predadores torna difícil operá-lo com a mesma produtividade durante todo o ano (BEHERA *et. al.*, 2018), é necessária uma grande área de terra e a má dissolução de CO<sub>2</sub> do ar para a água limita o crescimento de microalgas. Porém sistemas abertos são mais populares devido ao menor custo e alta produtividade (BEHERA, *et. al.*, 2018, CHEW, *et. al.*, 2018).

Lagoas abertas são muito econômicas para operar, mas apresentam vários inconvenientes tais como, baixa produtividade de biomassa, controle de espécies pobre e alto risco de contaminação (BERMEJO, 2021).

Lagoas de canaleta são lagoas rasas (entre 10 e 50 cm de profundidade) composto por dois ou mais canais retos interconectados. Eles incorporam rodas de pás ou bombas para mistura e recirculação moderadas. A suspensão da cultura é empurrada ou bombeada em volta e é iluminada diretamente pela luz solar em sua superfície. Nutrientes são adicionados à alimentação de água, que é usado para substituir o continuamente colhido cultura de microalgas (BERMEJO, 2021).

Os cultivos em sistemas fechados são desenvolvidos em equipamentos específicos, como os fotobiorreatores ou quimiostatos. Esses equipamentos visam alcançar elevadas

biomassas. Nos sistemas fechados é possível controlar as condições de cultivo (quantidade de nutrientes, temperatura, luz, etc.). Isso implica em elevada produtividade, viabilizando a produção comercial de uma série de compostos de elevado valor comercial (STRAUBE, 2016). A utilização de fotobiorreatores (FBR's) visa atingir a maior produtividade de um cultivo específico pela capacidade de ajustes que facilitam o controle dos parâmetros. (BEHERA, *et. al.*, 2018, CHEW, *et. al.*, 2018).

Existem FBR's mecanicamente agitados, tubulares (vertical e horizontal), painel plano e os iluminados internamente. Ao contrário das lagoas abertas, fatores essenciais para a viabilidade celular como pH, temperatura e enriquecimento de CO<sub>2</sub> podem ser tratados eficientemente nos sistemas fechados e uma quantidade maior de espécies de algas podem ser cultivadas em FBR's (BEHERA, *et. al.*, 2018; CHEW, *et. al.*, 2018; ZHOU, *et. al.*, 2016).

Os FBR's apresentam as maiores vantagens no que diz respeito à padronização e produtividade do processo, enquanto as lagoas dependem muito das condições externas de cultivo. Todavia, estas últimas necessitam de mais custos para o controle dos parâmetros.

#### 2.1.2.1 Contaminantes naturais em sistemas abertos de cultivo de microalgas

Em sistemas de cultivo abertos, a grande interface de troca de CO<sub>2</sub> e O<sub>2</sub> entre o ar e a cultura líquida aumenta as chances de contaminação, por exemplo através do contato com aves. Apesar de fotobiorreatores fechados poderem reduzir a exposição da cultura com o ambiente externo, grandes volumes de ar devem ser fornecidos para a diluição do CO<sub>2</sub>. A filtração com membrana microporosa é geralmente adotada para a esterilização do ar, porém o vírus no ar não pode ser removido (WANG, *et. al.*, 2016).

Por outro lado, interações cooperativas podem ser estabelecidas por diferentes tipos de microrganismos formando consórcios, por exemplo, consórcios microalgais e microalgais-bacteriano. O uso do policultivo para remoção de nutrientes pode ser muito vantajoso, pois combina microrganismos com diferentes atividades metabólicas e adaptadas a diferentes condições ambientais, o que pode resultar em maiores taxas de absorção de nutrientes e produção de biomassa (GONÇALVES, *et. al.*, 2017).

O tratamento via consórcio algal-bacteriano, se dá através da fotossíntese, onde o O<sub>2</sub> necessário para a biooxidação da matéria orgânica de NH<sup>4+</sup> por bactérias é fornecido pelas microalgas. Uma eficiente remoção de patógenos ocorre devido as altas concentrações de pH e O<sub>2</sub> no meio ocasionado pela fotossíntese. A assimilação de N e P é realizada tanto por vias autotróficas quanto heterotróficas (FERREIRA, *et. al.*, 2017).

O consórcio de algas e bactérias pode ser aplicado para o tratamento de águas residuais a fim de evitar o fornecimento externo de oxigênio e gás carbônico, permitir a assimilação de nutrientes na biomassa e reduzir as emissões de CO<sub>2</sub> para a atmosfera. Muitos estudos citam o crescimento da microalga como fator limitante para obter uma alta eficiência na remoção dos nutrientes e poluentes, quando cultivada em conjunto a bactérias, porém, o crescimento da alga também pode ser estimulado. Desta forma, é necessário um bom controle da população de bactérias durante a remoção da matéria orgânica (SILVA, *et. al.*, 2019). Algumas vantagens e desvantagens, assim como oportunidades para a utilização de consórcios alga-bactéria são apresentadas por Silva (*et. al.*, 2019) e detalhados na Tabela abaixo.

Tabela 1 – Contribuições e desvantagens do uso de um consórcio bactéria-microalga.

MICROORGANISMO	VANTAGEM	DESVANTAGEM
Algas	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Assimilação de CO<sub>2</sub> a partir do metabolismo bacteriano</li> <li>- Efeitos estimulantes e nutrientes essenciais proveniente do metabolismo bacteriano</li> <li>- Melhoramento da floculação pela associação com bactérias</li> <li>- Alta eficiência para remoção de nutrientes, N e P, por exemplo, assim como alta redução de DQO</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Efeitos algicidas em algumas bactérias</li> </ul>
Bactérias	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Oxigenação obtida das algas</li> <li>- O material orgânico das algas serve como fonte de carbono</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Aumento do pH e da temperatura devido a associação ao metabolismo das algas.</li> <li>- Efeito antibacteriano de algumas algas</li> </ul>

Fonte: Adaptado de Silva (*et. al.*, 2019).

### 2.1.3 Uso do *Tetrademus sp.* para o tratamento de efluentes

A aplicação de microalgas na indústria está aumentando. A biomassa microalgal é uma grande promessa como fonte de energia alternativa e como rica fonte de diferentes compostos de interesse comercial. Além disso, nitrogênio e fósforo podem ser removidos de águas residuais usando microalgas em um sistema eficiente de conversão de biomassa para energia solar (BERMEJO, 2021).

A microalga de água doce *Tetrademus obliquus* (anteriormente conhecida como *Scenedesmus obliquus* ou *Acutodesmus obliquus*) é um membro do *Chlorophyceae* (Clorófitas ou algas verdes) (CARRERES *et al.*, 2017). É um gênero de interesse devido ao seu alto conteúdo de TAG e ao fato de que pode reter uma alta eficiência fotossintética sob privação de nitrogênio (LEÓN-SAIKI, *et. al.*, 2020).

Segundo estudos realizados por Ma (*et al.*, 2020), a *Tetrademus obliquus* PF3 pode crescer bem sob altas concentrações de CO<sub>2</sub> (10% -15%), NO (500 ppm) e SO<sub>2</sub> (50 ppm), que tem o potencial usar CO<sub>2</sub> no gás de combustão como fonte de carbono.

As culturas de microalgas de águas residuais podem contribuir significativamente para a gestão dos ecossistemas aquáticos fornecendo um sistema barato e ecologicamente correto para tratamento de águas residuais. No entanto, existem poucos estudos sobre o uso potencial de microalgas para tratamento de águas residuais de laticínios (CHOI, 2016).

Com o uso de outras espécies de microalgas, Ferreira *et. al.* (2018) estudou a capacidade da *Scenedesmus obliquus* de remover nutrientes de diferentes águas residuárias (aves, suínos, bovino, cervejaria, laticínios e industrial urbano). As faixas de remoção dos nutrientes foram de 63-99% e 48-70% para fósforo e DQO, respectivamente.

A maior produtividade de biomassa ocorreu no meio com águas residuárias de cervejaria, 1025 mg L<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup>. Todas as m biomassas produzidas apresentaram um alto teor de proteína (31-53%) seguidas por 12-36% de carboidratos e 8-23% de lipídios. A produtividade máxima de biomassa de 200,5 mg L<sup>-1</sup> dia<sup>-1</sup> foi observada para o ensaio com intensidade luminosa de 200 μmol fótons m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup> e 60% das águas residuárias. O aumento na concentração de águas residuárias resultou em aumento de biomassa, maior taxa de crescimento específico e maior produtividade de biomassa para ensaios com mesma intensidade de luz. Este comportamento também foi observado em ensaios com a mesma concentração de águas residuais e maior intensidade luminosa. Alta remoção de fósforo foi observada em ensaios com maior concentração de efluente de curtume (100%), e também foram observados para o ensaio com maior intensidade luminosa (200 μmol fótons m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>). Altas concentrações de efluente e intensidades de luz influenciaram positivamente na remoção de DQO (FERREIRA, *et. al.*, 2018).

Em pesquisa realizada por Ma (*et. al.*, 2020), a *tetrademus obliquus* PF3 foi cultivado em meio BG11 e foi estabelecido como comparação para avaliar seu crescimento e efeitos no sistema composto por esgoto não esterilizado com aeração com gás misto (WW-10% CO<sub>2</sub>). Os resultados indicaram que a microalga é capaz de fixar o CO<sub>2</sub> e realizar a purificação de águas residuais. Tais experimentos confirmam o uso de microalgas no tratamento de efluentes.

## 2.2 Efluentes Industriais

Muitas indústrias produzem grandes quantidades de efluentes em seus processos produtivos, e o lançamento direto dessas águas residuárias no meio ambiente, sem o devido tratamento, resulta em sérios problemas de poluição. Setores de laticínios possuem efluentes ricos em proteínas, fosfatos, amônio e/ou nitrato. As razões de carbono/nitrogênio (C/N) e nitrogênio/fosforo (N/P) desses efluentes são favoráveis para o cultivo microalgal (TSOLCHA, *et. al.*, 2015; FERREIRA, *et. al.*, 2018).

A aplicação de microalgas na indústria está aumentando. A biomassa microalgal é uma grande promessa como fonte de energia alternativa e como rica fonte de diferentes compostos de interesse comercial (BERMEJO, 2021).

A disponibilidade dos nutrientes inorgânicos (N e P, por exemplo) juntamente com CO<sub>2</sub> e a absorção de luz são essenciais para o crescimento das microalgas, pois esse conjunto forma a energia bioquímica necessária para as microalgas através da fotossíntese (CUELLAR-BERMUDEZ, *et al.*, 2017).

A presença de alguns compostos tóxicos como os metais pesados e a mudança na concentração de alguns gases (CO<sub>2</sub>, NO<sub>x</sub>, SO<sub>x</sub>, O<sub>2</sub> e NH<sub>3</sub>) podem influenciar significativamente o crescimento das microalgas (JANKOWSKA, *et al.*, 2017).

Além disso, para o crescimento ótimo de um cultivo de microalgas fotossintéticas, alguns fatores ambientais devem ser considerados, como a luz, temperatura e pH. A disponibilidade e intensidade de luz altera a produtividade de biomassa e modifica o perfil lipídico variando a quantidade de lipídios monoinsaturados e saturados. O desvio da faixa de temperatura ideal (25-35°C para a maioria das microalgas) pode causar morte celular e conseqüentemente a diminuição da biomassa de microalgas. A faixa de pH de 8 - 9 tem sido relatada como a mais propícia para maioria das espécies de algas e reduzir a competição com outros organismos (BEHERA, *et. al.*, 2018; CALLEJÓN, *et. al.*, 2020).

Huo (*et. al.*, 2020), aborda também a complexidade da composição das águas residuais, e traz um sistema de cultura híbrido, composto por bactérias e microalgas. O uso de microalgas consorciadas é empregado para o tratamento de efluentes industriais, visto que dois tipos de microrganismos com diferentes atividades metabólicas poderiam se adaptar a diferentes condições e cargas de nutrientes.

Em efluentes, o fósforo esta comumente presente em forma de ortofosfato, porém podem ser encontrados nas formas de pirofosfato, metafosfato e formas orgânicas. As microalgas podem acumular fósforo dentro de suas células e usá-lo quando o fósforo do meio externo acabar, uma característica favorável e vantajosa na remoção de fósforo em efluentes

(JANKOWSKA, *et. al.*, 2017; SILVA, *et. al.*, 2019).

A principal desvantagem do tratamento de águas residuárias com microalgas é a dificuldade/inibição que estes microrganismos possuem de crescer em afluentes com elevadas DQO/DBO, no qual são utilizados o máximo de 5000 mg L<sup>-1</sup> de DQO, aproximadamente. Sabe-se que as maiorias dos efluentes domésticos e agroindustriais dispõem de uma grande quantidade de fonte de carbono, nitrogênio e fósforo, o que torna um ambiental ideal para o crescimento de microalgas, e que um dos principais objetivos do tratamento de efluentes é a redução da DQO e outros compostos orgânicos nutricionais. Assim, quando há altas concentrações de DQO e nutrientes em efluentes, geralmente essas águas residuárias são previamente tratadas anaerobicamente ou diluídas adequadamente para evitar a inibição do crescimento das algas causadas pelas altas taxas de DQO (SILVA, *et. al.*, 2019).

### 2.2.1 Composição do Soro do leite

O soro pode ser produzido por de todos tipos de leite, como de cabra, ovelhas e até camelas, sendo mais comum o obtido do leite de vaca. Segundo Yadav (*et. al.* 2015), sua cor varia do amarelo ao verde, dependendo do leite que o origina. Seu volume corresponde a 85 a 95% do volume total do leite e nele estão cerca de 55% de todos os nutrientes.

A fabricação do queijo conserva os componentes do leite, transformando-o em um produto com alto valor nutritivo, sabor agradável e menor volume para estocagem e transporte. Nesse processo não há conversão de cem por cento do leite em queijo, tendo como resíduo um derivado chamado soro de leite, podendo gerar de 9 a 12 litros de soro para cada quilo de queijo produzido (TSOLCHA, *et. al.*, 2015).

O soro do leite é a porção aquosa liberada após a etapa de coagulação no processo convencional de produção do queijo (Figura abaixo), e contém cerca de metade dos componentes sólidos presentes no leite (lactose, lipídios, minerais, proteínas e vitaminas) (OLIVEIRA, *et. al.*, 2012; GAJO, *et. al.*, 2016; PIRAS, *et. al.*, 2017).

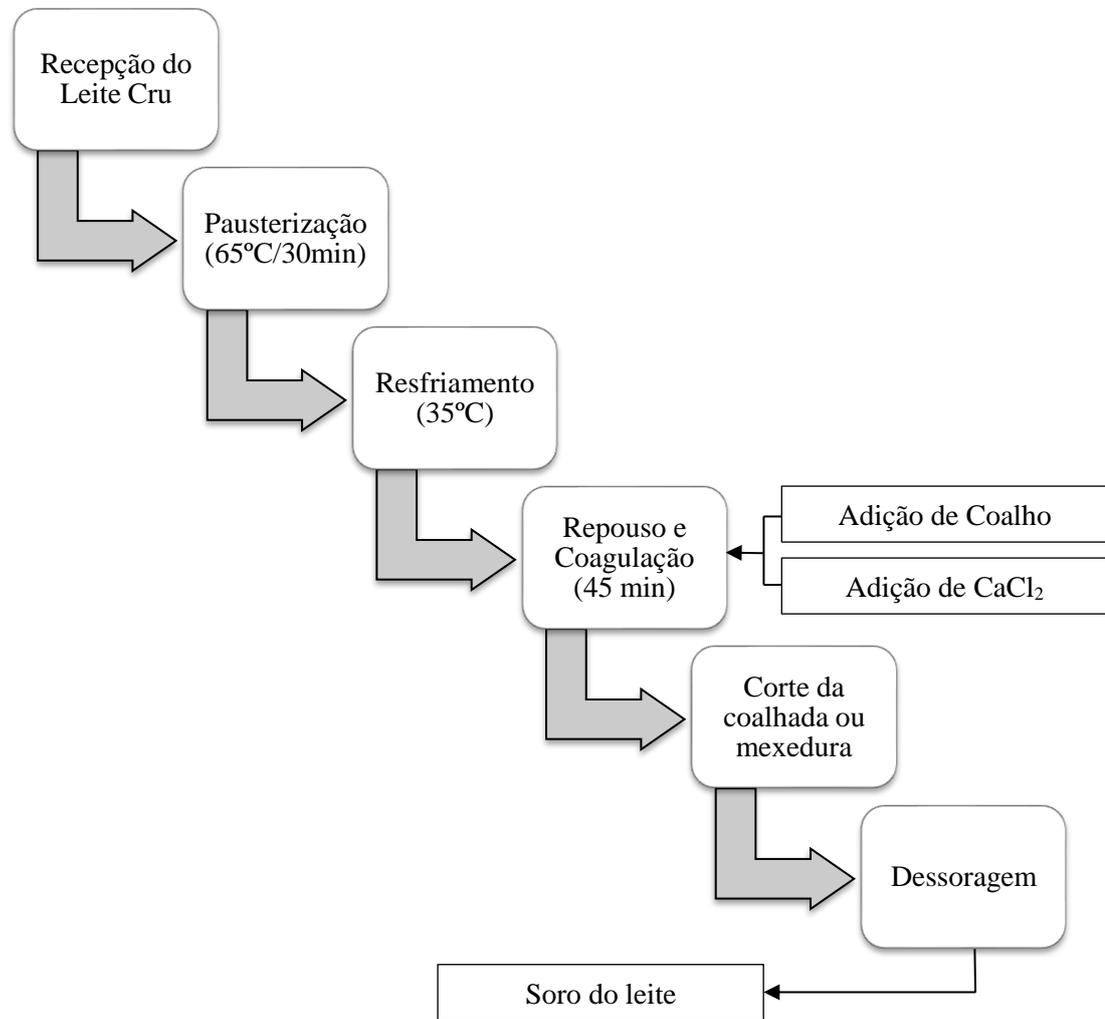


Figura 1 – Fluxograma de obtenção do soro do leite a partir da produção do queijo coalho.  
Fonte: Autor.

O subproduto das indústrias de produção de queijo, o soro de leite, é considerado um poluente ambiental devido às suas altas concentrações de DBO e DQO. A alta carga orgânica do soro do leite decorre da presença de nutrientes residuais do leite. Como a demanda por produtos derivados do leite está aumentando, isso leva ao aumento da produção de soro de leite, o que representa um sério problema de gerenciamento (YADAV, *et. al.* 2015).

As práticas atuais para o manuseio do soro variam de acordo com o tamanho das instalações de fabricação. Grandes instalações normalmente o utilizam para produção de bens secundários (por exemplo, ricota, proteínas concentradas, etc.) ou alimentos de origem animal. Pequenas instalações o descartam principalmente através dos sistemas de esgoto (cerca de 50% do soro produzido no mundo é descartado dessa maneira) (PIRAS, *et. al.*, 2017; BENTAHAR, *et. al.*, 2019).

Várias abordagens tecnológicas têm sido empregadas para converter o soro de leite em

produtos de valor agregado. Esses avanços tecnológicos aumentaram a utilização do soro e cerca de 50% do soro total produzido é agora transformado em produtos de valor agregado, como soro em pó, proteína de soro de leite, permeado de soro de leite, bioetanol, biopolímeros, hidrogênio, metano, bioproteína elétrica (proteína de célula única) e probióticos. Dentre os diversos produtos de valor agregado, a transformação do soro de leite em produtos proteicos é atrativa e exigente (YADAV, *et. al.* 2015).

O soro quando considerado efluente residual é despejado junto com outros efluentes do laticínio, sendo de difícil tratamento pelos métodos convencionais devido a sua alta concentração de carga orgânica (25.000 - 120.000 mg DBO L<sup>-1</sup>) (OLIVEIRA, *et. al.*, 2012). O soro do leite também é rico em outros teores de nutrientes (inorgânicos), como amônia e fosfatos, assim sua descarga no meio ambiente pode levar a eutrofização dos corpos d'água acarretando graves problemas ambientais (GAJO, *et. al.*, 2016; BENTAHAR, *et. al.*, 2019).

Dependendo do procedimento usado, duas variedades de soro podem ser produzidas: soro ácido (pH < 5) e soro doce (pH 6 – 7) (BENTAHAR, *et. al.*, 2019; COTRIM, *et al.*, 2019).

Tabela 2 – Características da composição do soro do leite doce e do soro do leite ácido.

COMPOSIÇÃO	SORO DO LEITE DOCE (g/L)	SORO DO LEITE ÁCIDO (g/L)
Sólidos Totais	63,0 – 70,0	63,0 – 70,0
Lactose	46,0 – 52,0	44,0 – 46,0
Proteína	6,0 – 10,0	6,0 – 8,0
Gordura	5,0	0,4
Lactato	2,0	6,4
Cinzas	5,0	8,0
Cálcio	0,4 – 0,6	1,2 – 1,6
Fosfato	1,0 – 3,0	2,0 – 4,5
Cloreto	1,1	1,1

Fonte: Adaptado de Yadav (*et. al.* 2017).

### 2.2.2 Parâmetros de Lançamento de Efluentes Tratados

O Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA), estabelece duas resoluções para o lançamento de efluentes após seu tratamento. A Resolução 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. A Resolução nº 430 de 13 de maio de 2011, dispõe sobre as condições e padrões de lançamento de efluentes e complementa a Resolução nº 357/2005.

De acordo com o Art. 5º da Resolução Conama nº 430/2011, “os efluentes não poderão conferir ao corpo receptor características de qualidade em desacordo com as metas obrigatórias

progressivas, intermediárias e final, do seu enquadramento”. A mesma resolução determina, entre outros, os seguintes parâmetros de remoção, apresentados na Tabela abaixo.

Tabela 3 – Parâmetros para lançamento de efluentes (Resolução Conama nº 430/2011)

PARÂMETRO	VALOR DE REFERÊNCIA
pH	Entre 5 e 9
DBO <sub>5,20</sub>	Remoção mínima de 60%

Fonte: Adaptado de CONAMA (2011).

A Resolução Conama nº 357/2005 estabelece os parâmetros de acordo com o enquadramento do corpo hídrico receptor. Logo, qualquer tipo de efluente deve ser lançado com padrões iguais ou de qualidade superior aos estabelecidos para o corpo hídrico.

Tabela 4 – Parâmetros para lançamento de efluentes (Resolução Conama nº 357/2005)

PARÂMETRO	VALOR MÁXIMO
pH	Entre 6 e 9
Fósforo total *	0,020 mg/L P
Fósforo total **	0,025 mg/L P
Fósforo total ***	0,1 mg/L P

\* ambiente lântico

\*\* ambiente intermediário, com tempo de residência entre 2 e 40 dias, e tributários diretos de ambiente lântico

\*\*\* ambiente lótico e tributários de ambientes intermediários

Fonte: Adaptado de CONAMA (2005).

### 2.2.3 Microalgas x Tratamento do Soro do Leite

Atualmente, muitos pesquisadores têm usado várias microalgas para tratamento de águas residuais de laticínios, a fim de alcançar o tratamento e de produção de biomassa.

De acordo com Choi (2016), existem vários métodos e tecnologias usadas para o tratamento de águas residuais de laticínios, como, por exemplo: um sequenciamento de reator em lote, leito de lodo aeróbio/anóxico de fluxo ascendente, tratamento eletroquímico, Biorreator de membrana (MBR) e tratamento anaeróbio. Esses vários métodos foram utilizados para remover 73-98% dos nutrientes nas águas residuais do leite.

As microalgas são particularmente úteis para a redução das concentrações de nitrogênio inorgânico e fósforo em águas residuais. Ressalta ainda que as culturas de microalgas de águas residuais podem contribuir significativamente para a gestão dos ecossistemas aquáticos fornecendo um sistema barato e ecologicamente correto. Usar efluente de laticínios para culturas de microalgas pode minimizar o uso de água doce, redução do custo

da adição de nutrientes, remoção de fósforo, e produção de biomassa microalgal como biorecursos para biocombustíveis ou subprodutos de alto valor (CHOI, 2016).

Depois do tratamento, a demanda bioquímica de oxigênio (DBO), demanda química de oxigênio (DQO) e sólidos suspensos (SS) de as águas residuais de laticínios tratadas foram significativamente reduzidas pelos métodos indicados acima.

Muitos pesquisadores relataram que 246-931 mg / L de DQO, 80-180 mg / L de DBO, 10-34 mg / L de nitrogênio total (NT) e 5-18 mg / L de fósforo total (PT) permaneceu de 1.800-3.700 mg / L, 1.100-2.900 mg / L, 68-109 mg / L e concentrações iniciais de 14-27 mg / L de COD, BOD, TN, e TP, respectivamente (KUMAR, *et. al.*, 2015).

Tsolcha *et. al.* (2016) avaliou o crescimento da *Chlorocystis* utilizando o soro de queijo secundário, previamente tratado anaerobicamente, como substrato. A cultura da microalga foi estudada sob condições não assépticas para avaliar sua capacidade de remoção de DQO e fosforo (concentrações iniciais de  $1100 \pm 97$  a  $7295 \pm 80,9$  mg L<sup>-1</sup> e  $1,2 \pm 0,29$  a  $44,8 \pm 0,34$  mg L<sup>-1</sup>, respectivamente) e produzir biodiesel. No fim do tratamento a DQO, NT e PO<sub>4</sub><sup>-3</sup> foram reduzidos em até 92,3%, 97,3% e 99,7%, respectivamente, a biomassa da alga variou de 9,2 a 13,4%, o que corresponde a uma produção de biodiesel de 60,8 a 119,5 mg L<sup>-1</sup>.

Bentahar *et. al.* (2019) utilizaram com sucesso o permeado de soro do leite ácido (subproduto da produção de iogurte tipo grego, pH  $3,84 \pm 0,03$ ) como meio de cultivo da *Tetrademus obliquus* para produção de biomassa e da enzima β-galactosidade. Foram obtidas concentrações de biomassa até 5 g L<sup>-1</sup> e atividades enzimáticas volumétricas até 400 U L<sup>-1</sup>.

Choi (2016) identificou que a água residual de laticínios na Coreia foi produzida principalmente a partir de líquidos leite, produtos lácteos e o detergente usado para limpeza. O quantidade de águas residuais de laticínios dependia da produção e da uso específico de água, e foi de aproximadamente 0,5-15 L do resíduos por litro de produtos lácteos processados. A Tabela abaixo mostra as características da qualidade da água das águas residuais de laticínios.

Tabela 5 – Características da qualidade da água das águas residuais de laticínios

PARÂMETROS	SORO DO LEITE (mg/L)
pH	$6,2 \pm 1,6$
DQO	$356 \pm 124,7$
Fósforo Total	$9,4 \pm 4,6$

Fonte: Adaptado de Choi (2016).

O tratamento do soro do leite com uso de microalgas é uma metodologia recentemente aplicada e destacada pelos autores acima. No entanto, as análises das taxas de remoção de acordo com variantes ambientais e nutricionais, como por exemplo, a intensidade luminosa e a carga orgânica ainda seguem defasadas, sendo este o foco principal desta pesquisa.

### 3 MATERIAIS E MÉTODOS

A pesquisa foi realizada no Laboratório de Ensino de Engenharia Química (LEEQ) e no Laboratório de Tecnologia de Bebidas e Alimentos (LTBA) do Centro de Tecnologia (CETEC) do Campus da Universidade Federal de Alagoas.

Teve duração de oito meses, e ocorreu em cinco etapas: Coleta e caracterização do efluente; Seleção da cepa de microalgas utilizada; Preparação da mistura do reator; Análises do ciclo luminoso; e Análise da eficiência do processo de tratamento do efluente.

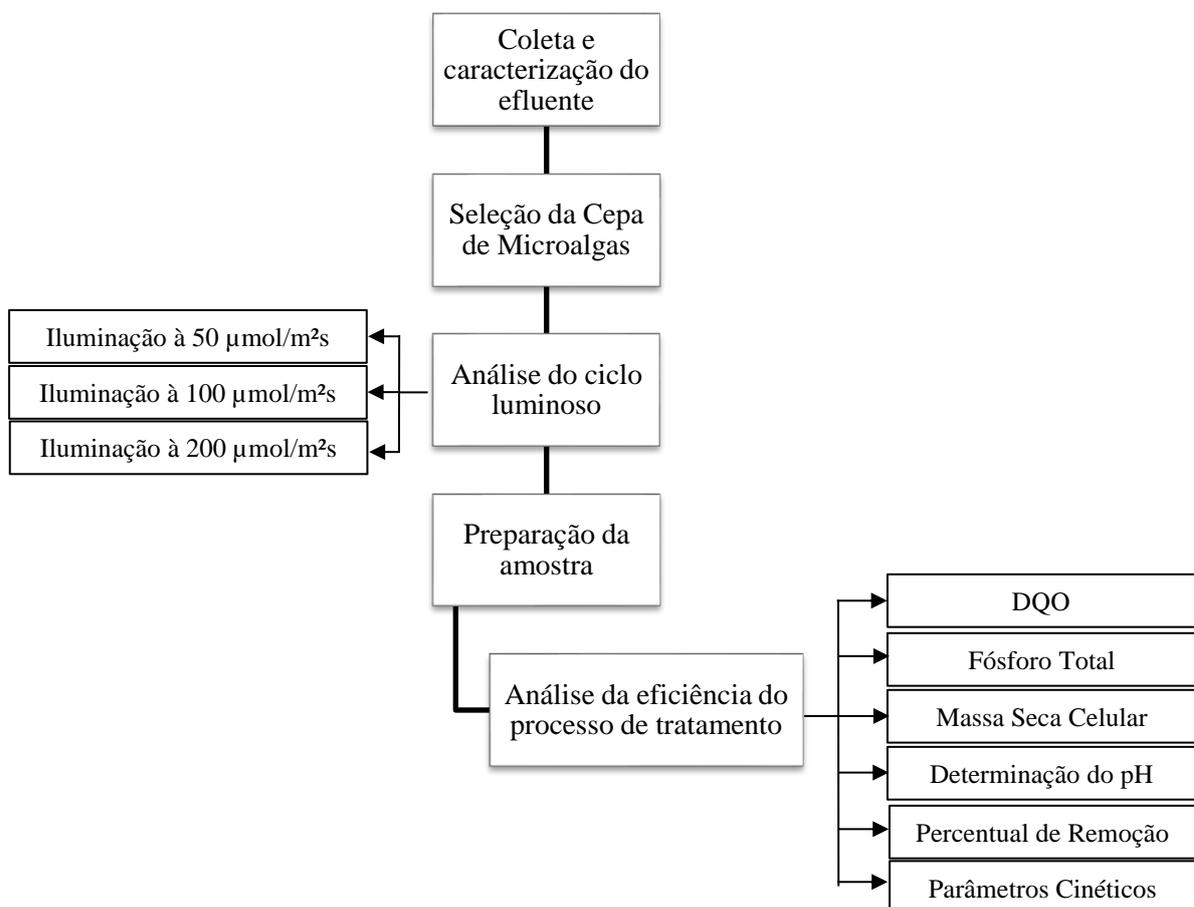


Figura 2 – Fluxograma da metodologia que será realizada.

Fonte: Autor.

#### 3.1 Aparato Experimental

O tratamento do efluente foi realizado em biorreatores em vasos de acrílico transparente (PoliControl) com dimensões de 18,7 cm x 12 cm x 12 cm (figura 1), com capacidade máxima de 2 L, sendo utilizado 1,5 L do volume de insumo no reator.

O reator é do tipo aeróbio e descontínuo, agitado magneticamente (SP LABOR). A temperatura do equipamento ficou ajustada entre 30°C e 35°C.

A placa luminosa consiste em um Plafon de LED (modelo sobrepor) com 25W de potência e dimensões de 30 cm x 30 cm x 3,5 cm.

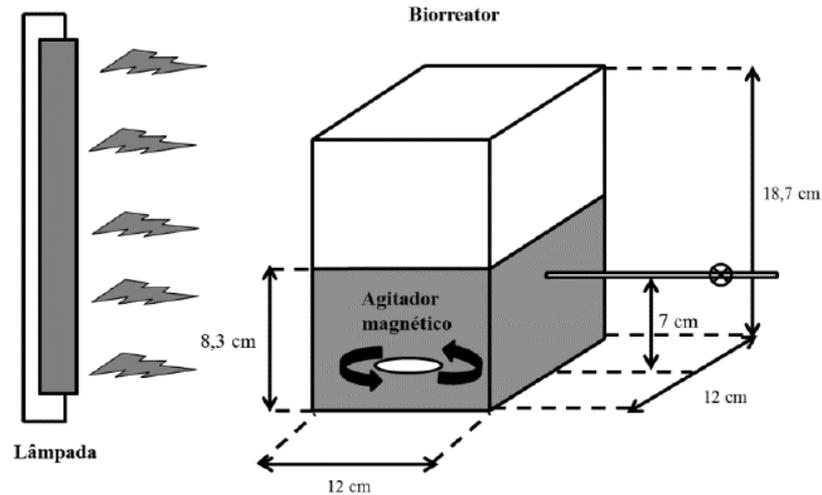


Figura 3 – Modelo do sistema de tratamento utilizado no trabalho.

Fonte: Autor.

### 3.2 Coleta e Preparo do Efluente

O soro do leite, efluente gerado a partir da produção do queijo coalho bovino, foi coletado no Instituto Federal de Alagoas – Campus Satuba (9°34'29.08" Sul e 35°49'15.25" Oeste) e conduzido ao Laboratório de Tecnologias de Bebidas e Alimentos (LTBA) no Centro de Tecnologia da Universidade Federal de Alagoas – Campus A.C. Simões.

O efluente foi centrifugado numa Centrífuga Solab SL 700 com rotação de 3500 rpm durante 30 minutos para remoção da parte líquida. Posteriormente, o mesmo foi filtrado em papel filtro qualitativo e congelado em freezer a uma temperatura entre -12°C e -18°C.

### 3.3 Seleção da Cepa de Microalgas

A microalga utilizada foi a da espécie *Tetrademus sp.* LCE-01. A mesma foi isolada por diluição seriada em meio BG-11 do Departamento de Biologia da Universidade Federal de Alagoas – Campus A.C. Simões.

A microalga foi mantida em meio solidificado de ágar nutriente (Kasvi), e em meio líquido para usos como inóculo de BG-11 (blue-green mediun). A concentração de microalgas por inóculo nos tanques foi de 50 mg L<sup>-1</sup>.

### **3.4 Análises do Ciclo Luminoso**

Os ensaios consistiram em monitorar a influência da intensidade de luz através de um radiômetro Delta Ohm 2302.0. Foi utilizado valores de 50, 100 e 200  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ , verificando-se o crescimento da microalga e a remoção dos contaminantes associados.

Foram analisadas para cada intensidade luminosa, quatro concentrações de efluente (0,5, 1, 2 e 4%) num ciclo de 15 dias com incidência de luz por 24h diárias durante todo o ciclo.

### **3.5 Preparo da Amostra**

O efluente, já centrifugado, foi descongelado em um banho de aquecimento no equipamento Fisatom (Modelo 555 – Série 771908) a uma temperatura de 60°C e posteriormente diluído em 1 L de água destilada de acordo com as respectivas concentrações.

A diluição foi esterilizada em autoclave vertical durante 15 minutos a uma temperatura constante de 120°C. Após o resfriamento natural, o efluente foi colocado nos reatores, onde se corrigiu o pH entre 8 e 8,5 e, posteriormente, adicionou-se 50 mg L<sup>-1</sup> do inóculo da microalga em meio BG-11.

Foram coletadas amostras de 90 mL diretamente do reator no 1°, 3°, 5°, 8°, 10°, 12°, 15° dia. O inóculo era iniciado e finalizado no início de cada semana. Logo, o padrão de coleta seguiu sempre nas segundas, quartas e sextas-feiras.

As amostras foram centrifugadas por 30 minutos a uma rotação de 3500 rpm, para remoção da parte líquida. Posteriormente, foram filtradas através de um filtro de nitrato e nitrato acetato celulose de 0,20 e 0,45  $\mu\text{m}$ , respectivamente para eliminar eventuais sólidos que possam não ter sido eficientemente removidos na centrifugação. Estas eram congeladas até a realização das análises.

### **3.6 Análise da eficiência do processo de tratamento do efluente**

Os parâmetros utilizados na caracterização do efluente foram: DQO (demanda química de oxigênio), fósforo total (FT), massa seca celular e pH. Os valores resultantes foram

comparados aos padrões máximos estabelecidos pelas Resoluções Conama nº 357/2005 e nº 430/2011 bem como estudos com tratamento utilizando microalgas.

### 3.6.1 Demanda Química de Oxigênio (DQO)

Na análise da DQO, foram utilizados tubos de ensaio lavados com H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 20% para eliminar interferentes de amostras anteriores. Foram adicionados aos tubos 2,5 mL da amostra previamente filtrada, 1,5 mL da solução de digestão (dicromato de potássio e sulfato de mercúrio) e 3,5 mL do reagente de ácido sulfúrico (sulfato de prata diluído em ácido sulfúrico).

Os tubos foram colocados no bloco digestor a 150°C por 2 horas. Após atingir a temperatura amente, foram realizadas as leituras no espectrofotômetro a 600 nm (Shimadzu, UV-mini 1240). O valor obtido no espectrofotômetro é expresso em mg O<sub>2</sub> L<sup>-1</sup> de DQO.

No preparo da solução de digestão, adicionou-se em 125 mL de água destilada, 2,55 g de dicromato de potássio (K<sub>2</sub>Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub>), previamente seco em estufa a 103°C por 2 horas, mais 41,75 mL de ácido sulfúrico e 8,32 g de sulfato de mercúrio. Após dissolver e esfriar, completou-se o volume em balão volumétrico de 250 mL com água destilada.

No preparo do reagente de ácido sulfúrico, adicionou 2 g de sulfato de prata (Ag<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) em 200 mL de ácido sulfúrico concentrado. A dissolução completa do sulfato de prata demorou cerca de 24 horas.

No o preparo da solução padrão de biftalato de potássio, pesou-se 425 mg biftalato de potássio (HOCC<sub>6</sub>H<sub>4</sub>COOK), previamente seco em estufa a 120°C por 2 horas, e dissolveu em água destilada até o volume de 1000 mL em balão volumétrico. Esta solução é estável por até 3 meses quando guardada sob refrigeração. Relação teórica entre o biftalato de potássio e a DQO é de: 1 mg de biftalato de potássio = 1,171 mg O<sub>2</sub>.

Na determinação da DQO, usou-se a equação 1, onde D corresponde à diluição da amostra e Abs representa a absorbância:

$$DQO \left( \frac{\text{mg O}_2}{\text{L}} \right) = 2994,6 \times \text{Abs} \times D \quad (1)$$

### 3.6.2 Fósforo Total (FT)

Em tubos de ensaio, foi adicionado 1 mL de água destilada, 1 mL da amostra e 0,4 mL da solução desenvolvedora de cor.

Os mesmos foram tampados, e após 10 minutos, realizou-se as leituras em espectrofotômetro a 706 nm (Shimadzu, UV-mini 1240).

Na conversão em fósforo, multiplicou-se a relação entre as massas moleculares de fósforo e fosfato, consistindo de um fator 31/95. A solução desenvolvedora de cor foi formada pela seguinte fração das soluções para 2 mL da diluição: 1 mL da solução A (ácido sulfúrico 5 N); 0,1 mL da solução B (tartarato misto de antimônio e potássio hemihidratado: 1,3715g de  $K(SbO)C_4H_4O_6 \cdot 1/2H_2O$  para 500 mL de água); 0,3 mL da solução C (mobilidato de amônio: 20 g de  $(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot 4H_2O$  p/ 500mL de água); e 0,6 mL da solução D (ácido ascórbico 0,01M, 1,76 g p/ 100 mL de água).

Para a determinação do FT, usou-se a equação 2, onde D corresponde à diluição da amostra e Abs representa a absorbância:

$$FT (PO_4^{-3}) \left( \frac{mg}{L} \right) = 11,031 \times Abs \times D \quad (2)$$

### 3.6.3 Massa Seca Celular

Os sólidos separados na etapa de centrifugação foram transferidos para cápsulas previamente aferidas e levadas a estufa a 100°C por 2 horas, ou até peso constante, em seguida resfriadas em dessecador por 15 minutos e pesados. Para a determinação da massa seca (MS), usou-se a equação 3, onde V corresponde ao volume equivalente e N à biomassa aferida:

$$MS \left( \frac{mg}{L} \right) = \frac{N(g)}{V(mL)} \times 10^6 \quad (3)$$

### 3.6.4 Determinação do pH

Os tanques foram retirados temporariamente do reator e determinou-se o pH com o aparelho previamente aferido (tampões pH 4,0 e pH 7,0), operando-o de acordo com as instruções do manual do fabricante (TECNAL). Os valores eram corrigidos diariamente utilizando com soluções ácidas e básicas até atingir um faixa entre 8,0 e 8,5.

### 3.6.5 Percentual de remoção de DQO e FT

No cálculo da porcentagem desses componentes celulares, utilizou-se as medidas iniciais e finais dos contaminantes assim como da massa seca obtida. Detalhados nas equações 4 e 5 a seguir.

$$F (\%) = \frac{FT_{(final)} - FT_{(inicial)}}{MS_{(final)} - MS_{(inicial)}} \times \frac{35}{91} \times 100 \quad (4)$$

$$DQO (\%) = \frac{DQO_{(final)} - DQO_{(inicial)}}{MS_{(final)} - MS_{(inicial)}} \times 100 \quad (5)$$

### 3.6.6 Parâmetros Cinéticos de Remoção

A partir do melhor resultado de ensaio para DQO e FT, foram analisadas suas respectivas concentrações ao longo de 15 dias para o ajuste dos modelos cinéticos de pseudoprimeira ordem (equação 6) e de pseudossegunda ordem (equação 7).

$$\frac{dC}{dt} = -k C \quad (6)$$

$$\frac{dC}{dt} = -k C^2 \quad (7)$$

Onde  $k$  é a constante cinética em  $\text{dia}^{-1}$  e  $\text{mg.L.dia}^{-1}$  para cinética de pseudoprimeira e pseudossegunda ordem, respectivamente,  $C$  é a concentração de FT e de DQO ( $\text{mg L}^{-1}$ ) no tempo  $t$ . Integrando as equações 6 e 7, obtém-se as equações lineares de pseudoprimeira ordem (equação 8) e de pseudossegunda ordem (equação 9).

$$\ln(C) = \ln C_0 - kt \quad (8)$$

$$\frac{1}{C} = \frac{1}{C_0} + kt \quad (9)$$

## 4 RESULTADOS

Os resultados obtidos no trabalho consistem na caracterização físico-química do efluente de laticínios pré-tratamento e no percentual de remoção de DQO e fósforo total em biorreator aberto inoculado com *Tetrademus sp.*, avaliando diferentes cargas orgânicas e intensidade luminosa com o objetivo de verificar a quantidade de biomassa microbiana produzida e a eficiência do tratamento.

A caracterização foi realizada com o efluente bruto sem tratamento. A variação dos mesmos, bem como o valor do pH, podem ser observados na tabela 1.

Tabela 6 – Caracterização do Soro do Leite pré-tratamento

PARÂMETRO	VALOR DE REFERÊNCIA
pH	6,19
DQO (mg O <sub>2</sub> L <sup>-1</sup> )	4.836 ± 798
Fósforo total (mg P L <sup>-1</sup> )	28,9 ± 7,9

Os valores encontrados condizem com as características apresentadas por Choi (*et al.*, 2016) que correspondiam a pH ( $6,2 \pm 1,6$ ), DQO ( $264 \pm 86,4$  mg O<sub>2</sub> L<sup>-1</sup>) e Fósforo Total ( $9,4 \pm 4,6$  mg P L<sup>-1</sup>). A proporção dos dados obtidos para DQO e fósforo, confirmam que o efluente é um meio que garante nutrientes essenciais para o metabolismo microalgal, conseqüentemente para o crescimento de biomassa (SHEN, *et al.*, 2015; SATALI, *et al.*, 2017; SOLIMENO E GARCIA, 2017).

Elevadas concentrações foram confirmadas por Salati (*et al.*, 2017), onde obteve 1470 mg O<sub>2</sub> L<sup>-1</sup> e 400 mg L<sup>-1</sup>, de DQO e Fósforo Total, respectivamente, para o soro do leite.

A influência da luminosidade para as microalgas, microrganismos fotoautotróficos, interfere diretamente no seu crescimento celular. A mesma pode gerar um fator positivo no crescimento, em como gerar uma inibição parcial ou total do microrganismo.

No uso da *Tetrademus sp.* a luminosidade influenciou diretamente para o crescimento da biomassa. Em todas as concentrações, a biomassa cresceu gradualmente à medida em que a intensidade luminosa aumentava, exceto para a concentração de 4% com intensidade luminosa de 200  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , onde as microalgas entraram em estado de mixotrofia, gerando seus pr\u00f3prios nutrientes em um estado de lat\u00eancia e decl\u00ednio, e com isso, diminuindo a gera\u00e7\u00e3o de biomassa, conforme demonstrado na figura 4.

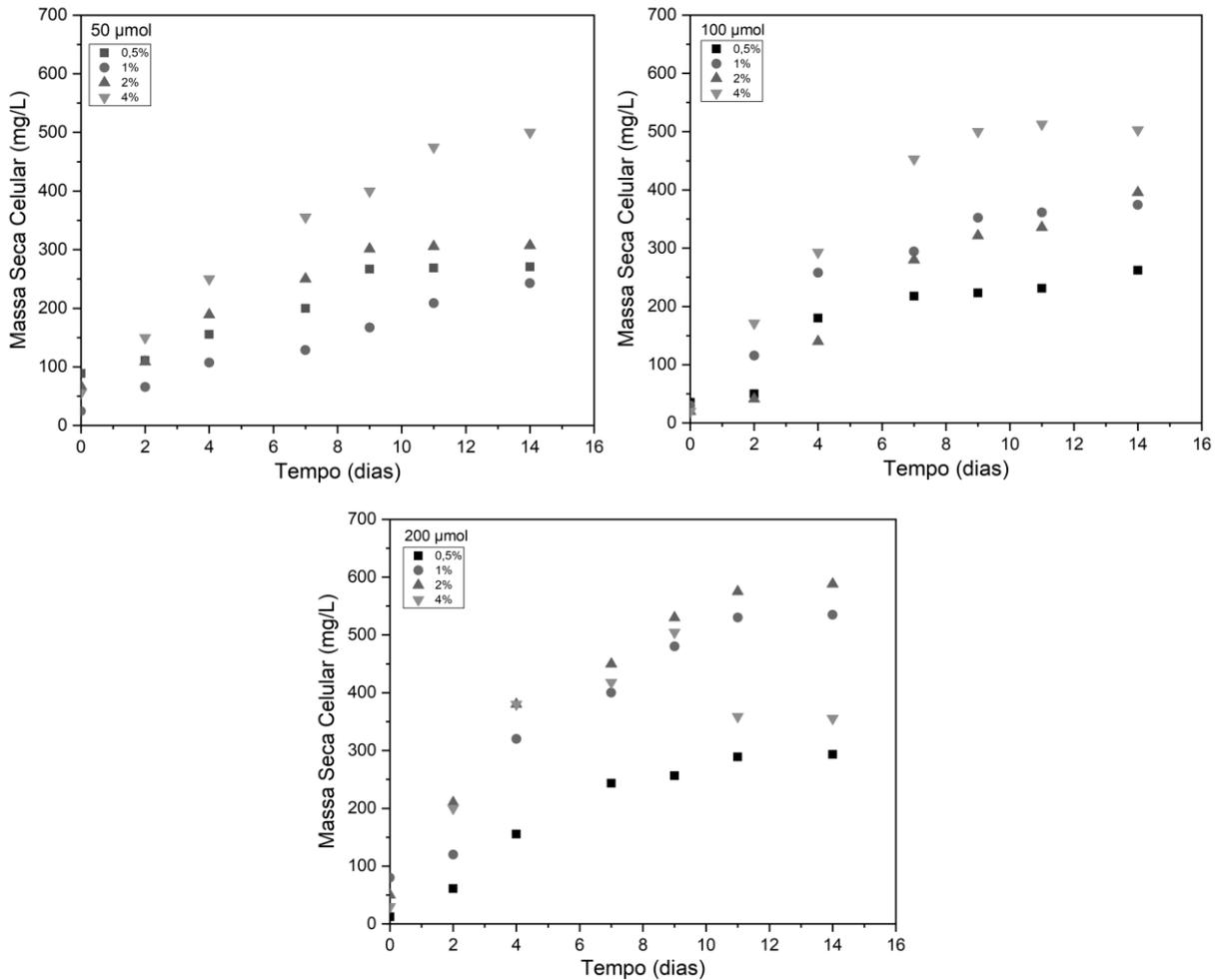


Figura 4 – Curvas de crescimento de massa seca celular para a *Tetradesmus sp.* ao longo do tempo em ensaios com concentrações de soro do leite de 0,5%, 1%, 2% e 4% e intensidade luminosa de 50, 100 e 200  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

O valor m\u00e1ximo de massa seca obtido no experimento foi de 588  $\text{mg L}^{-1}$  para a concentra\u00e7\u00e3o de 2% a uma intensidade luminosa de 200  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

O valor m\u00ednimo de massa seca obtido no experimento foi de 12  $\text{mg L}^{-1}$  para a concentra\u00e7\u00e3o de 0,5% a uma intensidade de 200  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

Atrav\u00e9s dos valores m\u00e9dios de cada intensidade luminosa, foi poss\u00edvel comprovar que a maior luz foi respons\u00e1vel pela maior gera\u00e7\u00e3o de massa seca celular com 443, 383 e 292  $\text{mg L}^{-1}$  para 200, 100 e 50  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  respectivamente.

Em pesquisa realizada por Fontoura (*et al.*, 2017), comprovou-se que com uma concentra\u00e7\u00e3o elevada (100%), o valor m\u00e1ximo obtido foi de 900  $\text{mg L}^{-1}$ . Nesta pesquisa foi avaliada a capacidade de remo\u00e7\u00e3o de contaminantes pela microalga *Scenedesmus sp.* cultivada em efluentes de curtume com concentra\u00e7\u00f5es de efluente entre 20 e 100%. O cultivo apresentou

uma média máxima de  $200,5 \text{ mg L}^{-1}$  para o ensaio com intensidade luminosa de  $200 \text{ } \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ .

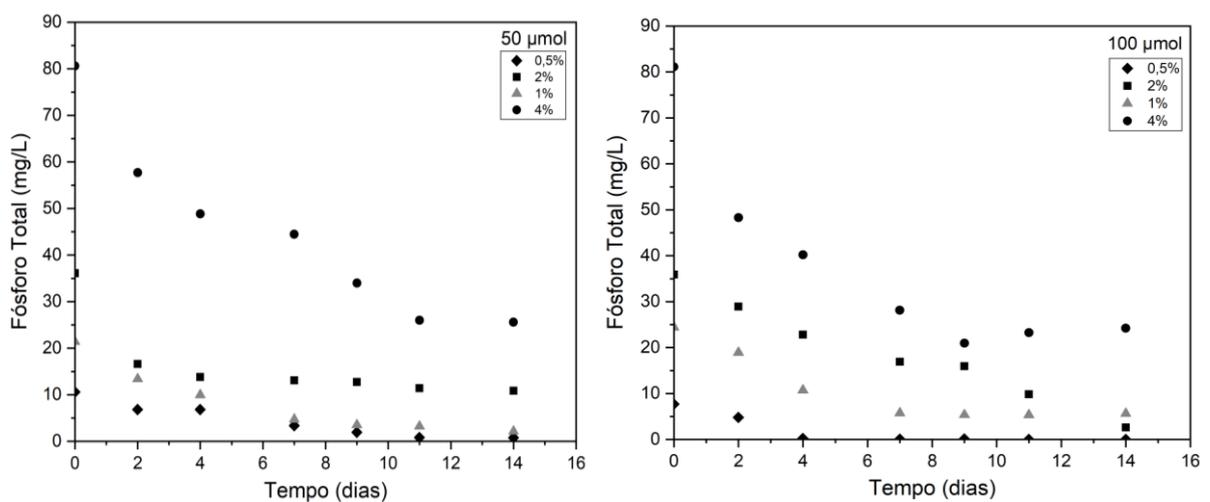
Segundo Choi (*et al.*, 2016), o crescimento de microalgas é proporcional a remoção dos contaminantes, principalmente carbono orgânico e fósforo. A pesquisa de Garcia (*et al.*, 2017), também comprova estes dados. O consórcio de microalgas-bactérias utilizado foi constituído principalmente de *Chlorella sp* (isolado de uma estação de tratamento de águas residuais de laticínios). Foi avaliado em dois níveis de intensidade luminosa, 40 e  $120 \text{ } \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  em um ciclo de 12/12h. A produtividade máxima de biomassa de  $105,2 \text{ mg L}^{-1} \text{ d}^{-1}$  foi obtida sob maior intensidade de luminosa.

Quando comparado à geração de biomassa, as taxas de remoção de FT sofrem pouca interferência acima de  $100 \text{ } \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ , no entanto, essa taxa diminui com relação à concentração, onde constatou-se que quando menor for a concentração do efluente, maior será seu percentual de remoção.

A taxa de remoção de fósforo total atingiu o percentual máximo de 100% para a concentração de 0,5% com a intensidade luminosa  $200 \text{ } \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  (figura 5).

O menor percentual de remoção obtido foi de 68,24% para a concentração de 4% a uma intensidade luminosa de  $50 \text{ } \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ .

Assim, como a geração de massa seca celular, a maior luz ( $200 \text{ } \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) foi responsável pela maior taxa remoção de fósforo (100%), seguidos pela remoção de 90,6 e 80,1% para as intensidades de 100 e  $50 \text{ } \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  respectivamente.



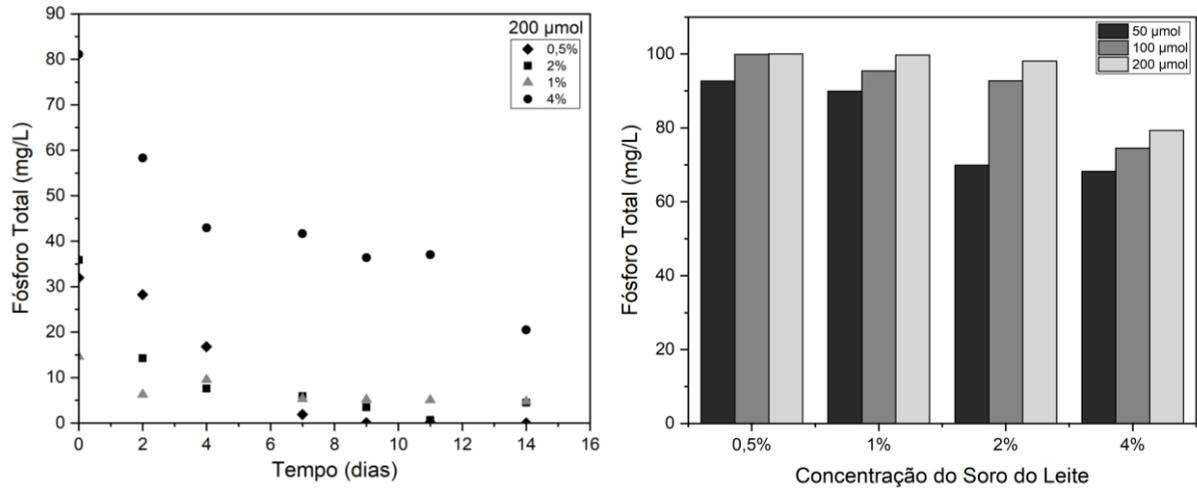


Figura 5 – Desempenho da *Tetradesmus sp.* na remoção de FT ao longo do tempo em ensaios com concentrações de soro do leite de 0,5%, 1%, 2% e 4% e intensidade luminosa de 50, 100 e 200  $\mu\text{mol}$  fótons  $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$  e seus respectivos percentuais de remoção.

Em um trabalho realizado por Shen (*et al.*, 2015) foi avaliado o tratamento de efluente sintético através do consórcio microalgal-bacteriano (*Chlorella vulgaris* - *Pseudomonas putida*), sob condições de cultura em batelada. A remoção de fósforo atingiu 100%, concordando com os dados obtidos neste estudo. O autor demonstrou também que o tratamento através do consórcio é capaz de remover simultaneamente contaminantes das águas residuais em um único reator.

Resultados de remoção do fósforo também foram obtidos por Chen (*et al.*, 2018), para o tratamento de águas residuais municipais pelo consórcio de *Chlorella vulgaris* – *Bacillus licheniformis*. A taxa de remoção foi de 82%, aproximadamente.

Markou (*et al.*, 2011), também analisou a remoção de FT para o cultivo de microalgas. A caracterização inicial foi de 96  $\text{mg L}^{-1}$  e a taxa de remoção para o FT foram superiores a 95%.

No entanto, diferentemente do fósforo, as análises de DQO não seguiram este padrão. Não houve interferência significativa com o aumento da intensidade luminosa, onde a maior luz gerou o menor valor médio da taxa de remoção. Os valores médios da taxa de remoção de DQO por intensidade luminosa foram de 83, 84 e 73% a uma luz de 50, 100 e 200  $\mu\text{mol}$  fótons  $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

O menor percentual de remoção obtido foi de 61,6% para a concentração de 2% a uma intensidade luminosa de 200  $\mu\text{mol}$  fótons  $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . Já o maior percentual de remoção obtido foi de 0,5% a uma intensidade luminosa de 100  $\mu\text{mol}$  fótons  $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$  (figura 6).

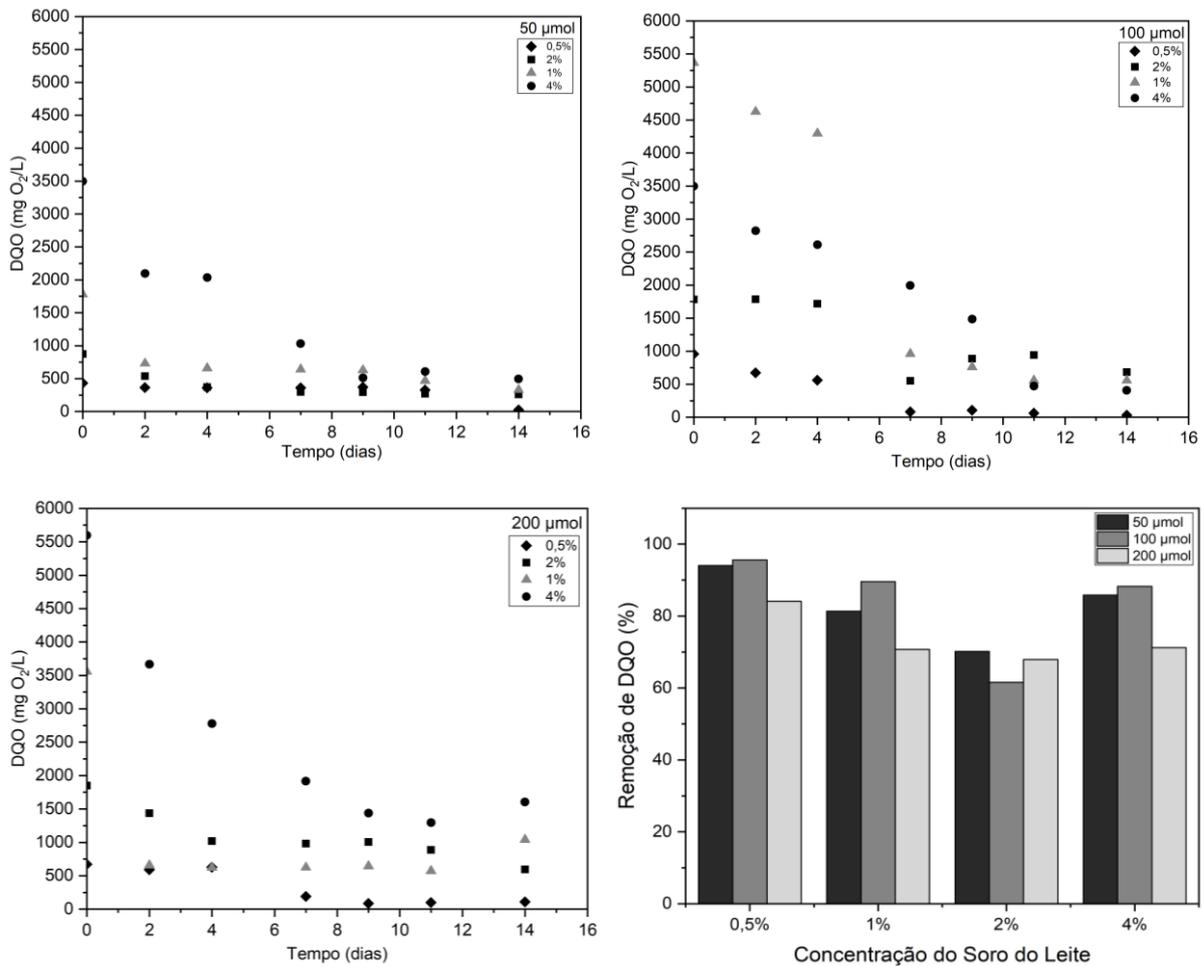


Figura 6 – Desempenho da *Tetradesmus sp.* na remoção de DQO ao longo do tempo em ensaios com concentrações de soro do leite de 0,5%, 1%, 2% e 4% e intensidade luminosa de 50, 100 e 200  $\mu\text{mol}$   $\text{fótons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  e seus respectivos percentuais de remoção.

Um exemplo de estudo que avaliou a remoção de DQO, foi realizado com Cuellar-Bermudez (*et al.*, 2017) que cultivou *Chorella vulgaris* em efluente da digestão anaeróbia de granja, que obteve a caracterização inicial de DQO igual a 25.821 mg O<sub>2</sub> L<sup>-1</sup>. Para cultivo inicial a água residual foi diluída 100 vezes, utilizando quatro níveis de alimentação em batelada (5, 10, 20 e 30 mg L<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup>), por 12 dias. A remoção de DQO foi maior à medida que o nível de adição de efluente aumentou, atingindo remoções cerca de 75%.

Gonçalves (*et al.*, 2016) realizou uma pesquisa com biomassa no efluente de laticínio utilizando a microalgas *C. vulgaris* a uma concentração de 10 L do efluente lácteo a uma intensidade luminosa de 220  $\mu\text{mol}$   $\text{fótons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  sob um ciclo de 8h no escuro e 16 h com luz durante 10 dias. Ele obteve uma taxa média de remoção de DQO de 85,61%.

Conforme Resolução Conama n° 430/2011, as taxas de DQO encontram-se superior ao percentual mínimo exigido em lei que é de 60%, atendendo também a exigência legal.

Considerando a melhor remoção de DQO para a concentração de 0,5% a uma intensidade luminosa de  $100 \mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  e de f\u00f3sforo \u00e0 concentra\u00e7\u00e3o de 0,5% a uma intensidade luminosa de  $200 \mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , aplicou-se os ajustes cin\u00e9ticos de pseudoprimeira ordem e de pseudossegunda ordem.

Os dados cin\u00e9ticos indicam qual o melhor modelo a ser aplicado para uma boa correla\u00e7\u00e3o. Logo, foi realizada uma compara\u00e7\u00e3o quantitativa dos coeficientes de correla\u00e7\u00e3o obtidos para os modelos de pseudoprimeira ordem e pseudossegunda para a melhor taxa de remo\u00e7\u00e3o de DQO (tabela 7) e de f\u00f3sforo (tabela 8).

Tabela 7 – Constantes dos modelos cin\u00e9ticos ajustados para a melhor remo\u00e7\u00e3o de DQO

Modelo	k (dia <sup>-1</sup> )	R <sup>2</sup>
Pseudoprimeira Ordem	0,2620	0,9335
Pseudossegunda Ordem	-0,0008	0,7667

Tabela 8 – Constantes dos modelos cin\u00e9ticos ajustados para a melhor remo\u00e7\u00e3o de F\u00f3sforo

Modelo	k (mg.L.dia <sup>-1</sup> )	R <sup>2</sup>
Pseudoprimeira Ordem	0,5632	0,9641
Pseudossegunda Ordem	-3,034	0,5567

De acordo com Zeviani (*et al.*, 2013) e Nascimento (2009), o coeficiente de determina\u00e7\u00e3o (R<sup>2</sup>) permite ajustar o modelo atrav\u00e9s de uma medida entre 0 e 1, onde 1 indica um perfeito ajuste do modelo aos dados. Desta forma, o melhor ajuste foi conseguido para o modelo de pseudoprimeira ordem, conforme a figura 7.

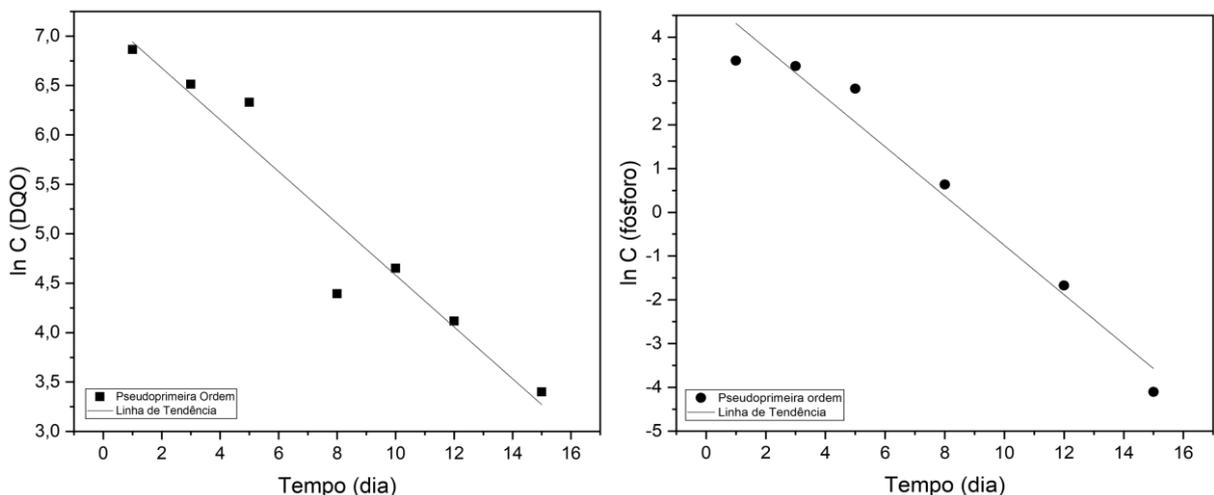


Figura 7 – Modelo de pseudoprimeira ordem aplicado \u00e0s melhores taxas de remo\u00e7\u00e3o de DQO e F\u00f3sforo.

## 5 CONCLUSÃO

A utilização de microalgas para o tratamento de efluentes industriais, especificamente o soro do leite é comprovadamente eficiente, de acordo com os autores e resultados apresentados neste trabalho. A intensidade luminosa interfere no tratamento de forma positiva.

Com relação ao crescimento de biomassa, a melhor intensidade luminosa foi de 200  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  para todas as concentra\u00e7\u00f5es (0,5, 1, 2 e 4%).

Na remo\u00e7\u00e3o f\u00f3sforo total e DQO, o melhor ensaio consiste na concentra\u00e7\u00e3o de 0,5% do efluente a uma intensidade luminosa de 200 e 100  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  respectivamente.

Constatou-se que o sistema em reator aberto com uso de microalgas garante o tratamento do efluente de latic\u00ednios (soro do leite), com uma maior efici\u00eancia para uma intensidade luminosa de 200  $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  em concentra\u00e7\u00f5es de 0,5%.

Todos as an\u00e1lises realizadas atingiram os valores m\u00ednimos de remo\u00e7\u00e3o solicitados na legisla\u00e7\u00e3o (Resolu\u00e7\u00e3o Conama n\u00b0 430/2011 e n\u00b0 357/2005) como tamb\u00e9m concordaram com as pesquisas sobre o uso de microalgas consorciadas realizadas atualmente.

## 6 REFERÊNCIAS

ABD EL-HACK, M. E.; ABDELNOUR, S.; ALAGAWANY, M.; ABDOC, M.; SAKRD, M. A.; KHAFAGAE, A. F.; MAHGOUBF, S. A.; ELNESRG, S. S.; GEBRIEL, M. G. Microalgae in modern cancer therapy: Current knowledge. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, v. 111, p. 42-50, 2019.

BEHERA, B.; ACHARYA, A.; GARGEY, I. A.; ALY, N.; BALASUBRAMANIAN, P. Bioprocess engineering principles of microalgal cultivation for sustainable biofuel production. **Bioresource Technology Reports**, v. 5, p. 297-316, 2018.

BENTAHAR, J.; DOYEN, A.; BEAULIEU, L.; DESCHÊNES, J. Acid whey permeate: An alternative growth medium for microalgae *Tetradismus obliquus* and production of  $\beta$ -galactosidase. **Algal Research**, v. 41, 101559, 2019.

BERMEJO, E.; RAYEN, F.; e BEHNAM, T. Microalgae culture quality indicators: a review. **Critical reviews in biotechnology**, p. 1-17, 2021.

CALLEJÓN, M. J. J.; MEDINA, A. R.; SÁNCHEZ, M. D. M.; CERDÁN, L. E.; MORENO, P. A. G.; LÓPEZ, E. N.; PEÑA, E. H.; GRIMA, E. M. Obtaining highly pure EPA-rich lipids from dry and wet *Nannochloropsis gaditana* microalgal biomass using ethanol, hexane and acetone. **Algal Research**, v. 45, 2020.

CARRERES, B. M.; JAEGER, L.; SPRINGER, J.; BARBOSA, M. J.; BREUER, G.; END, E. J.; KLEINEGRIS, D. M. M., SCHFFERS, I.; WOLBERT, E. J. H.; ZHANG, H.; LAMERS, P. P.; DRAAISMA, R. B.; MARTINS DOS SANTOS, V. A. P.; WIJFFELS, R. H.; EGGINK, G., SCHAAP, P. J.; MARTENS, D. E. Draft Genome Sequence of the Oleaginous Green Alga *Tetradismus obliquus* UTEX 393. **Genome Announcements**, v. 5, n. 3, 2017.

CHEW, K, W.; CHIA, S. R.; SHOW. P. L.; YAP, Y. J.; LING, T. C.; CHANG, J. Effects of water culture medium, cultivation systems and growth modes for microalgae cultivation: A review. **Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers**, v. 91, p. 332–344, 2018.

CHOI, H. J. Dairy wastewater treatment using microalgae for potential biodiesel application. **Environmental Engineering**, v. 21, p. 393-400, 2016.

CONAMA – CONCELHO NACIONAL 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. Brasil, 2005.

CONAMA – CONCELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE. Resolução Conama nº 430 de 13 de maio de 2011: Dispõe sobre as condições e padrões de lançamento de efluentes, complementa e altera a Resolução no 357, de 17 de março de 2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente-CONAMA. Brasil, 2011.

COTRIM, W. S.; COTRIM, K. C. F.; COIMBRA, J. C. Modeling and analysis of economic scenarios of the whey-based carbonated beverage production process. **Journal of bioenergy and food Science**, v. 6, n. 4, 2019.

CUELLAR-BERMUDEZ, S. P.; NAVA, G. S. A.; CHANDRA, R.; GARCIA-PEREZ, J. S.; CONTRERAS-ÂNGULO, J. R.; MARKOU, G.; MUYLAERT, K.; RITTMANN, B. E.; SALDIVAR, R. P. Nutrients utilization and contaminants removal. A review of two approaches of algae and cyanobacteria in wastewater. **Algal Research**, v. 24, p. 438-449, 2017.

DE FARIAS SILVA, C. E.; SFORZA, E.; BERTUCCO, A. Stability of carbohydrate production in continuous microalgal cultivation under nitrogen limitation: effect of irradiation regime and intensity on *Tetradesmus obliquus*. **Journal of Applied Phycology**, v. 30, p. 261–270, 2018.

ELISABETH, B.; RAYEN, F.; BEHNAM, T.. Microalgae culture quality indicators: a review. **Critical Reviews in Biotechnology**, p. 1–17, 2021.

FERREIRA, A.; MARQUESA, P.; RIBEIRO, B.; ASSEMANY, P.; MENDONÇA, H. V.; FONTOURA, J. T.; ROLIM, G. S.; FARENZENA, M.; GUTTERRES, M. Influence of light intensity and tannery wastewater concentration on biomass production and nutrient removal by microalgae *Scenedesmus sp.* **Process Safety and Environmental Protection**, v. 111, p. 355-362, 2017.

FERREIRA, A.; MARQUESA, P.; RIBEIRO, B.; ASSEMANY, P.; MENDONÇA, H. V.; BARATA, A.; OLIVEIRA, A. C.; REIS, A.; PINHEIRO, H. M.; GOUVEIA, L. Combining biotechnology with circular bioeconomy: From poultry, swine, cattle, brewery, dairy and urban wastewaters to biohydrogen. *Environmental Research*, v. 164, p. 32-38, 2018.

FONTOURA, J. T.; ROLIM, G. S.; FARENZENA, M.; GUTTERRES, M. Influence of light intensity and tannery wastewater concentration on biomass production and nutrient removal by microalgae *Scenedesmus sp.* *Process Safety and Environmental Protection*, Volume 111, Pages 355-362, 2017.

GAJO, F. F. S.; GAJO, A. A.; VELOSO SILVA, R. B.; FERREIRA, E. B. Diagnóstico da destinação do soro de leite na mesorregião do campo das vertentes – Minas Gerais. **Rev. Inst. Laticínios Cândido Tostes**, v. 71, n. 1, p. 26-37, 2016.

GIRARD, J. M.; ROY, M. L.; HAFSA, M. B.; GAGNON, J.; FAUCHEUX, N.; HEITZ, M.; TREMBLAY, R.; DESCHÊNES, J. S. Mixotrophic cultivation of green microalgae *Scenedesmus obliquus* on cheese whey permeate for biodiesel production. **Algal Research**, v. 5, p. 241-248, 2014.

GONÇALVES, A. L.; PIRES, J. C. M.; SIMÕES, M. A review on the use of microalgal consortia for wastewater treatment. **Algal Research**, v. 24, p. 403-415, 2017.

HUO, S.; KONG, M.; ZHUC, F.; QIANA, J.; HUANGA, D.; CHENB, P.; RUAN, R. Co-culture of *Chlorella* and wastewater-borne bacteria in vinegar production wastewater: Enhancement of nutrients removal and influence of algal biomass generation. **Algal Research**, v. 45, 2020.

JANKOWSKA, B.; SAHU, A. K.; OLESKOWICZ-POPIEL, P. Biogas from microalgae: Review on microalgae's cultivation, harvesting and pretreatment for anaerobic digestion. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 75, p. 692–709, 2017.

JI, X.; LI, H.; ZHANG, J.; SAIYIN, H.; ZHENG, Z. The collaborative effect of *Chlorella vulgaris*-*Bacillus licheniformis* consortia on the treatment of municipal water. **Journal of Hazardous Materials**, v. 365, p. 483-493, 2019.

KIM, G.; YUN, Y.; SHIN, H.; KIM, H., HAN, J. *Scenedesmus*-based treatment of nitrogen and phosphorus from effluent of anaerobic digester and bio-oil production. **Bioresource Technology**, v. 196, p. 235-240, 2015.

KUMAR S, GUPTA N, PAKSHIRAJAN K. Simultaneous lipid production and dairy wastewater treatment using *Rhodococcus opacus* in a batch bioreactor for potential biodiesel application. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, v. 3, p. 1630-1636, 2015.

LEE, K. e LEE, C. G. Effect of Light/dark Cycles on Wastewater Treatments by Microalgae. **Biotechnol. Bioprocess Eng.** v. 6, p. 194-199, 2001.

LEITE, L. S.; DANIEL, L. A. Produção de microalgas acoplada ao tratamento de esgoto: panorama e desafios. **Revista Ibero Americana de Ciências Ambientais**, v.11, n.1, p.184-200, 2020.

LEÓN-SAIKI, G. M.; CARRERES, B. M.; REMMERS, I. M.; WIJFFELS, H. R.; MARTINS DOS SANTOS, V. A. P.; VAN DER VEENPETER, D.; SCHAAP, P. J.; SUAREZ-DIEZ, M.; MARTENS, D. E. Evaluation of diurnal responses of *Tetradismus obliquus* under nitrogen limitation. **Algal Research**, v. 49, p. 1-17, 2020.

LUBIANA, K. M. F. Microalgas: ecologia, biodiversidade e importância. In: Botânica no Inverno. Org. Alejandra Matiz Lopez [*et. al.*] Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo - Departamento de Botânica. p. 35-47, 2016.

MA, S.; Yua, Y.; CUIA, H.; YADAVA, R. S.; LIB, J.; FENGA, Y. Unsterilized sewage treatment and carbohydrate accumulation in *Tetradismus obliquus* PF3 with CO<sub>2</sub> supplementation. **Algal Research**, v. 45, 2020.

MAKUT, B. B.; DAS, D.; GOSWAMI, G. Production of microbial biomass feedstock via co-cultivation of microalgae-bacteria consortium coupled with effective wastewater treatment: A sustainable approach. **Algal Research**, v. 37, p. 228-239, 2019.

MUJTABA, G.; RIZWAN, M.; e LEE, K. Removal of nutrients and COD from wastewater using symbiotic co-culture of bacterium *Pseudomonas putida* and immobilized microalga *Chlorella vulgaris*. **Journal of Industrial and Engineering Chemistry**, v. 49, p. 145-151, 2017.

MOHAMED, E.; EL-HACKA, A.; ABDELNOURB, S.; MAHMOUD, A.; MOHAMED, A.; MOUSTAFA, A. S.; ASMAA, F. K.; SAMIR, A. M.; SHAABAN, S. E.; MANAR, G. G. Microalgae in modern cancer therapy: Current knowledge. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, v. 111, p. 42-52, 2019.

NASCIMENTO, G. Estudo acerca do coeficiente de determinação nos modelos lineares e algumas generalizações. (2009).

NUNES, L. A.; GERBER, J. Z.; COSTA, F. P.; KALID, R. A.; TEIXEIRA, C. L. S.; TANAJURA, C. N. Projeto de desenvolvimento de bebidas lácteas com soro do leite: um método com uma nova abordagem de PCP. **GEPROS (Gestão da Produção, Operações e Sistemas)**, v. 13, n. 2, p. 44-68, 2018.

NOTARI, C. A.; GAMBINI, R.; BRANDALISE, L.T.; JOHANN, J. A.; BERTOLINI, G. R. F. Tratamento de efluentes em um polo agroindustrial do Brasil. *Revista Brasileira de Gestão Ambiental e Sustentabilidade*, v. 7, p. 937–951, 2020.

OLIVEIRA, D. F.; BRAVO, C. E. C.; TONIAL, I. B. Soro de leite: um subproduto valioso.

**Revista do Instituto de Laticínios Cândido Tostes**, v. 67, n. 385, p. 64-71, 2012.

ONAY, M. Bioethanol production via different saccharification strategies from *H.tetrachotoma ME03* grown at various concentrations of municipal wastewater in a flat-photobioreactor. **Fuel**, v. 239, p. 1315–1323, 2019.

PIRAS, A.; MARZOUKI, H.; FALCONIERI, D.; PORCEDDA, S., GONÇALVES, M. J.; CAVALEIRO, C.; SALGUEIRO, L. Chemical Composition and Biological Activity of Volatile Extracts from Leaves and Fruits of *Schinus terebinthifolius* Raddi from Tunisia. **Rec. Nat. Prod.**, v. 11, n. 1, p. 9-16, 2017.

SALATI, S.; D'IMPORZANO, G.; MENIN, B.; VERONESI, D.; SCAGLIA, B.; ABBRUSCATO, P.; MARIANI, P.; ADANI, F. Mixotrophic cultivation of *Chlorella* for local protein production using agro-food by-products. **Bioresour Technol**, v. 230, p. 82-89, 2017.

SATHASIVAM, R.; RADHAKRISHNAN, R.; HASHEM, A.; ABD\_ALLAH, E. F. Microalgae metabolites: A rich source for food and medicine. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 26. p. 709-722, 2019.

SHEN, Q.H.; JIANG, J.W.; CHEN, L.P.; CHENG, L.H.; XU, X.H.; CHEN, H.L. Effect of carbon source on biomass growth and nutrients removal of *Scenedesmus obliquus* for wastewater advanced treatment and lipid production. **Bioresource Technology**, v. 190, p. 257–263, 2015.

STRAUBE, A.; WOJCIECHOWSKI, J.; CAVALCANTE, K.P.; e MIRANDA, F. E. **Isolamento e cultivo de microalgas**. Curitiba/PR, 2016. Disponível em: <[https://www.researchgate.net/publication/270452268\\_Isolamento\\_e\\_cultivo\\_de\\_microalgas](https://www.researchgate.net/publication/270452268_Isolamento_e_cultivo_de_microalgas)>. Acesso em: 15/03/2021.

SILVA, C. E. F.; BERTUCCO, A. Bioethanol from microalgae and cyanobacteria: A review and technological outlook. **Process Biochemistry**, v. 51, p. 1833-1842, 2016.

SILVA, C.E.F.; OLIVEIRA, R. B.; CARVALHO, C. M.; CARVALHO, F. O.; TONHOLO, J. Microalgae and Wastewaters: From Ecotoxicological Interactions to Produce a Carbohydrate-Rich Biomass Towards Biofuel Application. **Application of Microalgae in Wastewater Treatment**, v. 2, cap. 21, p. 495-529, 2019.

SOLIMENO, A. E GARCÍA, J. Microalgae-bacteria models evolution: From microalgae steady-state to integrated microalgae-bacteria wastewater treatment models - A comparative review,

**Science of the Total Environment**, v. 607–608, p. 1136–1150, 2017.

SUWAL, S.; BENTAHAR, J.; MARCINIAK, A.; BEAULIEU, L.; DESCHÊNES, J.S.; DOYEN, A. Evidence of the production of galactooligosaccharide from whey permeate by the microalgae *Tetrademus obliquus*. **Algal Research**, v.39, 2019.

THI NGUYENA, M-L.; LINB, C-Y.; LAYC, C-H. Microalgae cultivation using biogas and digestate carbon sources. **Biomass and Bioenergy**, v. 122, p. 426-432, 2019.

TORRES, H. S. J. **Cultivo de microalgas em efluente de tratamento anaeróbio de esgoto**. 2014. 208 f. Tese (Doutorado em Engenharia Ambiental) – PPGA, Universidade Federal do Espírito Santo – UFES, Vitória, 2014.

TSOLCHA, O. N.; TEKERLEKOPOULOU, A. G.; AKRATOS, C. S.; BELLOU, S.; AGGELIS, G.; KATSIAPI, M.; MOUSTAKA-GOUNI, M.; VAYENAS, D. V. Treatment of second cheese whey effluents using a Choricystis-based system with simultaneous lipid production. **J Chem Technol Biotechnol**, v. 91. p. 2349–2359, 2015.

WANG, Y.; HO, S.H.; CHENG, C.L.; GUO, W.Q.; NAGARAJAN, D.; REN, N.Q.; LEE, D.J.; CHANG, J.S a. Perspectives on the feasibility of using microalgae for industrial wastewater treatment. **Bioresource Technology**, v. 222, p. 485-497, 2016.

WANG, Z.; FU, D.; GAO, L.; QI, H.; SU, Y.; PENG, L. Ecotoxicology and Environmental Safety Aged microplastics decrease the bioavailability of coexisting heavy metals to microalga *Chlorella vulgaris*. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 217, 2021.

YADAV, J. S. S.; YAN, S.; PILLI, S.; KUMAR, L.; TYAGI, R. D.; SURAMPALLI, R. Y. Cheese whey: A potential resource to transform into bioprotein, functional/nutritional proteins and bioactive peptides. **Biotechnology Advances**, v. 33, n. 6, p. 756-774, 2015

ZEVIANI, W.M.; RIBEIRO JÚNIOR, P.J.; BONAT, W.H. Modelos de regressão não linear, 58a Reun. Anu. Da Região Bras. Da Soc. Int. Biometria e o 15º Simpósio Estatística Apl. à Exp. Agronômica. 2013.

ZHAN, J.; RONG, J.; WANG, Q. Mixotrophic cultivation, a preferable microalgae cultivation mode for biomass/bioenergy production, and bioremediation, advances and prospect. **International Journal of Hydrogen Energy**, v. 42, i. 12, p. 8505-8517, 2017.

ZIMERMANN, J. D'ARC F. Cultivo da Microalga *Galdieria Sulphuraria* em permeado de Soro

de Leite. Ponta Grossa/PR. 2019.

ZHOU, X.; YUAN, S.; CHEN, R.; SONG, B. Modelling microalgae growth in nitrogen-limited continuous culture. **Energy**, v. 73, p. 575-580, 2016.