

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PAMPA

DIULEN CAROLINA TRINDADE VARGAS

**POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DA UTILIZAÇÃO DA MICROALGA *SPIRULINA*
PLATENSIS NO TRATAMENTO DE EFLUENTE DE CURTUME**

**Bagé
2022**

DIULEN CAROLINA TRINDADE VARGAS

POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DA UTILIZAÇÃO DA MICROALGA *SPIRULINA PLATENSIS* NO TRATAMENTO DE EFLUENTE DE CURTUME

Trabalho de Conclusão de Curso II apresentado ao Curso de Engenharia Química da Universidade Federal do Pampa, como requisito parcial para obtenção do Título de Bacharel em Engenharia Química.

Orientador: Prof. Paulo Fernando Marques Duarte Filho

**Bagé
2022**

Ficha catalográfica elaborada automaticamente com os dados fornecidos
pelo(a) autor(a) através do Módulo de Biblioteca do
Sistema GURI (Gestão Unificada de Recursos Institucionais) .

T617p Trindade Vargas, Diulen Carolina
Potencial biotecnológico da utilização da microalga
Spirulina Platensis no tratamento de efluente de curtume /
Diulen Carolina Trindade Vargas.
57 p.

Trabalho de Conclusão de Curso(Graduação)-- Universidade
Federal do Pampa, ENGENHARIA QUÍMICA, 2022.

"Orientação: Paulo Fernando Duarte Marques Filho".

1. Curtume. 2. Efluente. 3. Microalga. 4. Tratamento. 5.
Spirulina Platensis. I. Título.



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
Universidade Federal do Pampa

DIULEN CAROLINA TRINDADE VARGAS

**POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DA UTILIZAÇÃO DA MICROALGA *SPIRULINA PLATENSIS*
NO TRATAMENTO DE EFLUENTE DE CURTUME**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Engenharia Química da Universidade Federal do Pampa, como requisito parcial para obtenção do Título de Bacharel em Engenharia Química.

Trabalho de Conclusão de Curso defendido e aprovado em 26 de agosto de 2022.

Banca examinadora:

Prof. Dr. Paulo Fernando Marques Duarte Filho
Orientador
(UNIPAMPA)

Profa. Dra. Tânia Regina de Souza
(UNIPAMPA)

MSc. Thays Soares Rita
(UNIPAMPA)



Assinado eletronicamente por **THAYS SOARES RITA, Técnico de Laboratório Área - SL-BAGE**, em 29/08/2022, às 10:24, conforme horário oficial de Brasília, de acordo com as normativas legais aplicáveis.



Assinado eletronicamente por **TANIA REGINA DE SOUZA, PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR**, em 29/08/2022, às 10:35, conforme horário oficial de Brasília, de acordo com as normativas legais aplicáveis.



Assinado eletronicamente por **PAULO FERNANDO MARQUES DUARTE FILHO, PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR**, em 29/08/2022, às 10:48, conforme horário oficial de Brasília, de acordo com as normativas legais aplicáveis.



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://sei.unipampa.edu.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **0912185** e o código CRC **DC8125A3**.

Referência: Processo nº 23100.016182/2022-21 SEI nº 0912185

Dedico este trabalho a todos que me acompanharam até aqui, em especial meus pais por fazerem sacrifícios para que eu pudesse obter um diploma e torceram por mim o tempo todo.

AGRADECIMENTO

À todas as pessoas que acreditaram em mim, me incentivaram e auxiliaram durante essa jornada. Ao professor Paulo pela orientação e dedicação ao longo de todo o trabalho, pelo grande incentivo, colaboração para sua realização e sugestões durante a construção do trabalho. À todos os professores que, de alguma forma contribuíram para a minha formação acadêmica e pessoal. À empresa Bom Couro, por disponibilizar seus efluentes para realização do presente trabalho e pelo auxílio dado na realização das coletas. As técnicas Thays Rita e Cecília Cougo pela ajuda nas análises. A todos que, de alguma maneira, contribuíram para realização deste trabalho. Aos colegas e amigos que tive o prazer de conhecer durante a graduação e que estiveram comigo ao longo desta caminhada. À todos que, de algum modo, contribuíram para o meu crescimento pessoal e profissional durante a graduação.

“Todos os seus sonhos podem se tornar realidade se você tiver a coragem de persegui-los”.

Walt Disney

RESUMO

O Brasil é o segundo país maior produtor de couro do mundo, devido a isso o couro possui grande importância na economia do país. Entretanto, o processamento do couro é responsável pela geração de grandes quantidades de efluentes. Os efluentes líquidos provindos de curtume são poluidores, visto que possuem uma grande concentração de compostos como, nitrogênio, fósforo e carbono e concentrações altas de sólidos suspensos. Nesse contexto é fundamental que o tratamento deste efluente atenda os padrões legais para descarte evitando assim problemas ambientais. As microalgas apresentam-se como uma alternativa para o tratamento de efluentes industriais e reduzem o impacto ambiental, visto que tem a capacidade de assimilar compostos como nitrogênio orgânico, fósforo e metais tóxicos. Nesse sentido, este trabalho teve por objetivo realizar o cultivo da microalga *Spirulina platensis* em efluente de curtume oriundo da etapa de caleiro. Para isso, o efluente coletado foi caracterizado quanto a DBO, DQO, nitrogênio total, pH e sólidos totais. Posteriormente a microalga foi cultivada em diferentes meios de cultivo que utilizaram: Meio zarrouk, 5% de efluente, 10% de efluente e 100% de efluente. Após o cultivo, a microalga foi separada e o efluente caracterizado novamente quanto aos mesmos parâmetros citados anteriormente. Quanto à caracterização do efluente, os resultados obtidos foram de 2,615 mg.L⁻¹ de DBO, 7,521 mg.L⁻¹ de DQO, 1,902 mg.L⁻¹ de nitrogênio total, 7,5 de pH e 496 mg.L⁻¹ de sólidos totais. Após o cultivo, verificou-se a redução dos parâmetros de até 70,01% de DQO, 18,43% de DBO e 54,9% de Nitrogênio total. Conclui-se que a utilização da microalga *Spirulina platensis* apresenta-se como uma alternativa de tratamento complementar deste tipo de efluente.

Palavras-Chave: Curtume. Efluente. Microalga. Tratamento. Spirulina Platensis.

ABSTRACT

Brazil is the second largest leather producer in the world, due to this, leather has great importance in the country's economy. However, leather processing is responsible for the generation of large amounts of effluents. The liquid effluents from the tannery are polluted, coming with a high concentration of compounds such as phosphorus and carbon and high gases of suspended solids. It is essential for the treatment of this treatment to meet the legal standards for discarding the context that thus environmental problems. Microalgae is proposed as an alternative effluent for industrial treatment and environmental impact, since it has an environmental combining ability, such as organic, phosphorus and toxic metals. In this sense, this work aimed to carry out the cultivation of the microalgae *Spirulina platensis* in tannery effluent from the lime stage. For this, the collected fluent was characterized in terms of BOD, COD, total, pH and solids. Subsequently, a microalgae was cultivated in different culture media that used: Zarrouk medium, 5% effluent, 10% effluent and 100% effluent. After cultivation, the microalgae were separated and effluent again according to the same parameters mentioned above. As for the characterization of the effluent, the results obtained were 2.615 mg.L-1 of BOD, 7521 mg.L-1 of COD, 1.902 mg.L-1 of total nitrogen, 7.5 of pH and 496 mg.L- 1 of total solids. After consumption, 9 there was a reduction of 70.0% of DQ, 18.4% of BOD and 54.4% of Nitrogen. It is concluded that the use of the microalgae *Spirulina platensis* presents itself as an alternative for the complementary treatment of this type of effluent.

Keywords: Tannery. Effluent. Microalgae. Treatment. *Spirulina Platensis*.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1- Processo de tratamento do couro.....	18
Figura 2 - Poluentes e impactos ambientais do processamento do couro.....	24
Figura 3- Spirulina Platensis em microscópio (200X).....	26
Figura 4- Localização da empresa Bom Couro, onde foi coletado o efluente.	32
Figura 5- Efluente da etapa do Caleiro na empresa.	33
Figura 6- Cultivo da microalga Spirulina Platensis em diferentes meios.	38
Figura 7- Crescimento da microalga em Controle Zarrouk, 5% de efluente e 10% de efluente.	33
Figura 8- Variação do pH em meio Zarrouk, 5%, 10% e 100% efluente durante 7 dias.	38

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Composição do Meio Zarrouk utilizado na manutenção da microalga.	37
Tabela 2 - Meios de cultivo.	38
Tabela 3 - Caracterização do efluente bruto da etapa de Caleiro.	41
Tabela 4 - Produtividade máxima em biomassa ($P_{m\acute{a}x}$), velocidade específica máxima das microalgas ($\mu_{m\acute{a}x}$) e tempo de geração (T_g).	45
Tabela 5 - Caracterização do efluente após tratamento e eficiência de remoção.	45

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ABNT - Associação Brasileira de Normas Técnicas

ABDI - Agência Brasileira de desenvolvimento Industrial

CONAMA - Conselho Nacional do Meio Ambiente

CONSEMA - Conselho Estadual do Meio Ambiente

DBO - Demanda Biológica de Oxigênio

DQO - Demanda Química de Oxigênio

NBR - Norma Brasileira

OD - Oxigênio Dissolvido

pH - Potencial Hidrogeniônico

STD - Sólidos Totais Dissolvidos

UNIPAMPA – Universidade Federal do Pampa

NTU - Unidade Nefelométrica de Turbidez

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	14
2 OBJETIVOS.....	16
3 CONCEITOS GERAIS E REVISÃO DE LITERATURA.....	17
3.1 Curtume.....	17
3.2 Tratamento de efluentes de curtume.....	19
3.3 Análises utilizadas na Caracterização de efluentes.....	20
3.3.1 Condutividade Elétrica.....	20
3.3.2 Turbidez.....	21
3.3.3 Oxigênio Dissolvido.....	21
3.3.4 Sólidos Totais Dissolvidos.....	22
3.3.5 Demanda Bioquímica de Oxigênio.....	22
3.3.6 Demanda Química de Oxigênio.....	23
3.3.7 Nitrogênio.....	23
3.4 Legislação Ambiental aplicada a efluentes líquidos.....	23
3.5 Microalgas.....	25
3.5.1 Spirulina Platensis.....	26
3.5.2 Microalga no tratamento de efluentes	27
3.5.3 Formas de Condução dos cultivos de Microalgas.....	28
3.5.4 Sistemas para cultivo de Microalgas.....	29
3.6 Fatores que influenciam a produção de Biomassa.....	30
3.6.1 Temperatura.....	30
3.6.2 Potencial Hidrogeniônico.....	30

3.6.3 Agitação do meio.....	31
3.6.4 Intensidade luminosa.....	31
4 MATERIAIS E MÉTODOS.....	33
4.1 Coleta do Efluente.....	34
4.2 Caracterização do Efluente de Curtume.....	34
4.2.1 Potencial Hidrogeniônico.....	34
4.2.2 Sólidos Totais.....	34
4.2.3 Oxigênio Dissolvido.....	36
4.2.4 Condutividade Elétrica.....	36
4.2.5 Turbidez.....	36
4.2.6 Demanda Bioquímica de Oxigênio.....	36
4.2.7 Demanda Química de Oxigênio.....	37
4.2.8 Nitrogênio.....	37
4.3 Cultivo da Microalga no Efluente de Curtume.....	35
4.3.1 Microrganismos e condição de manutenção.....	35
4.3.2 Delineamento Experimental.....	36
4.4 Determinações Analíticas.....	38
4.5 Determinações dos Parâmetros Cinéticos de Crescimento das Microalgas.....	39
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	40
5.1 Caracterização do efluente.....	41
5.2 Avaliação cinética do Crescimento da microalga Spirulina Platensis.....	42
5.3 Avaliação da eficiência da aplicabilidade da Spirulina Platensis no tratamento de efluente de curtume.....	43
5.4 pH.....	45
5.5 DQO.....	45
6 CONCLUSÃO.....	47

REFERÊNCIAS.....	48
------------------	----

1 INTRODUÇÃO

A indústria de couro é um setor importante da economia, de acordo com os dados apresentados em 2020, pela Agência Brasileira de Desenvolvimento industrial (ABDI), o país é o segundo maior produtor de couro do mundo.

A água limpa é utilizada na maioria das etapas de produção de couro como meio de propagação de materiais indesejáveis e produtos químicos. A água entra limpa e sai com resíduos químicos e orgânicos, gerando uma enorme quantidade de efluentes líquidos que precisam de um tratamento especial, pois tem grandes concentrações de contaminantes e podem degenerar o meio ambiente. (GUTTERRES *et al.*, 2015; SHARMA & MALAVIYA, 2016).

As microalgas vêm ganhando enorme importância dentro do panorama de estudos e pesquisas mundiais em diversas áreas. A grande característica da microalga está no cultivo simples e crescimento veloz de sua biomassa. A biomassa da microalga pode ser aplicada em diversos segmentos de interesse nas áreas químicas, alimentares, cosméticos e farmacêuticas, visto que é rica em compostos biologicamente ativos como, por exemplo, vitaminas, proteínas, ácidos graxos entre outros (CHEW *et al.*, 2017). Suas características fisiológicas e a grande diversidade de microalgas fazem com que este grupo se torne uma grande proposta para a aplicação em inúmeros setores da economia. (GALARZA *et al.*, 2016).

Na área de tratamento de efluentes, as microalgas apresentam-se como uma alternativa, pois tem capacidade de reduzir os metais pesados, Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO), Demanda Química de Oxigênio (DQO), materiais orgânicos e com capacidade de acumular nutrientes como nitrogênio, fósforo e carbono. (ZENG *et al.*, 2015). Além disso, apresentam fácil adaptação a temperatura, disponibilidade de nutrientes, pH, sendo possível o cultivo em inúmeros tipos de efluentes. (WHITTON, 2012).

Entretanto, estudos relatam uma maior eficiência ao utilizar um consórcio de microalgas na remoção de nutrientes e poluentes (KOREIVIENĖ *et al.*, 2014; HENA *et al.*, 2015).

Os processos biológicos transformaram-se em uma opção notável no combate a poluição e na criação de novos produtos, já que esses processos

utilizam-se do metabolismo microbiano para degenerar e retirar poluentes. (GADD, 2008).

Possuindo superfícies com cargas negativas e absorvendo íons de metal presentes no efluente líquido, esses micro-organismos podem ser utilizados para a remoção dos mesmos. (SUNDARAMOORTHY *et al.*, 2016).

Os efluentes brutos da indústria de curtume, ou seja, aqueles que não possuem nenhum tratamento prévio representam um desafio para o crescimento de microalgas, devido à alta carga química, que muitas vezes pode ser tóxica a estes microrganismos, inibindo o seu crescimento (AJAYAN *et al.* 2015). Inúmeras pesquisas foram realizadas nos últimos tempos para o tratamento de efluentes que são gerados na indústria de couro, na área de biotecnologia, por ser uma maneira econômica e sustentável de tratar os poluentes gerados. Tais estudos usam agentes biológicos, com fungos, bactérias, microalgas e seus bioprodutos para o tratamento de efluentes. (FONTOURA *et al.*, 2017a; ORTIZ-MONSALVE *et al.*, 2017; SINGH, VYAS & MALAVIYA 2016;). Alguns estudos de caso referente a aplicação de microalgas no tratamento de efluentes já foram desenvolvidos, e este trabalho visa contribuir na busca de maiores informações.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral

O objetivo geral deste trabalho é avaliar o potencial de utilização de microalga *Spirulina platensis* no tratamento de efluente de curtume.

2.3 Objetivos Específicos

- Caracterizar o efluente bruto quanto pH, turbidez, sólidos totais, demanda bioquímica de oxigênio, demanda química de oxigênio e nitrogênio total.
- Cultivar a microalga *Spirulina platensis* no efluente de curtume.
- Avaliar os parâmetros cinéticos, tempo de geração, velocidade específica máxima de crescimento e biomassa total do cultivo.
- Caracterizar o efluente após o cultivo da microalga.

3 CONCEITOS GERAIS E REVISÃO DE LITERATURA

Neste capítulo é apresentada uma revisão teórica sobre tratamento de efluentes, curtume, microalgas apresentando fatores que influenciam o crescimento, diversas formas de cultivo e produção de biomassa, tratamento de efluente de curtume utilizando microalga e legislação ambiental dos efluentes líquidos.

3.1 Curtume

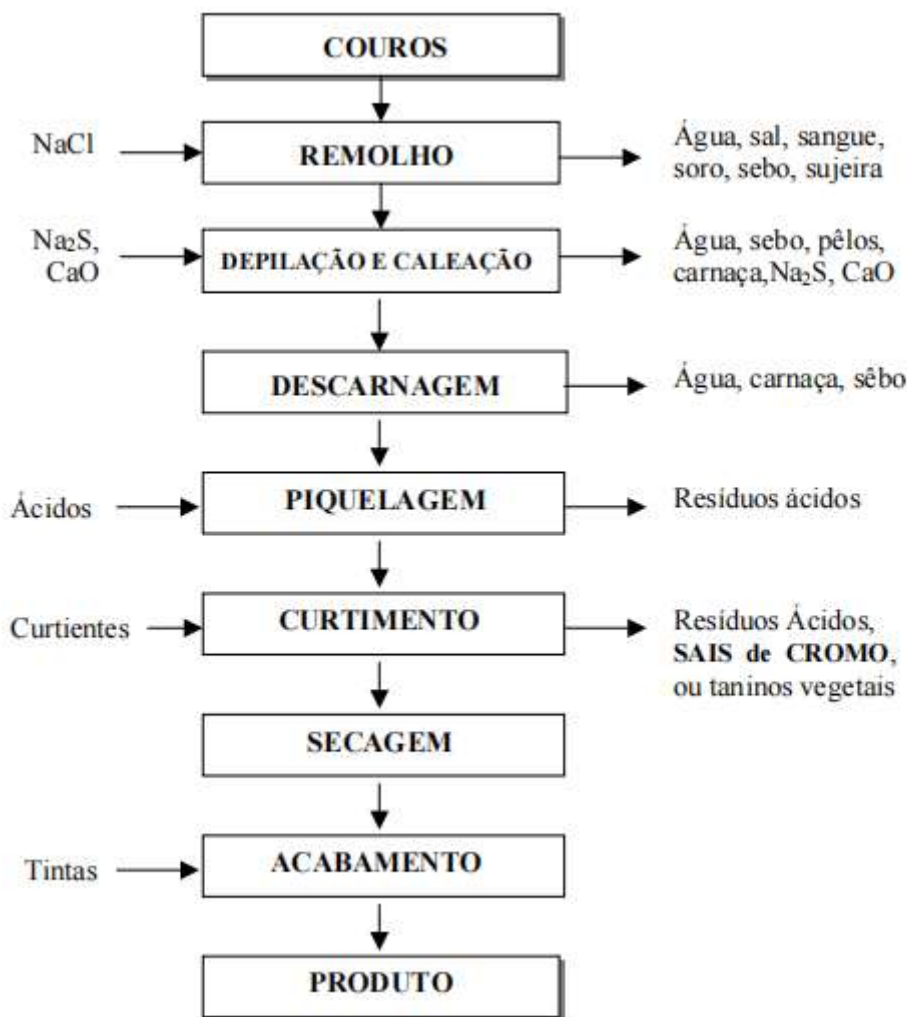
Curtume é o nome dado ao processo do beneficiamento do couro ainda em seu estágio inicial, ou seja, couro cru. É um material orgânico que tem decomposição fácil e para sua utilização é necessário um processo de curtimento. A partir da década de 1990 o Brasil tornou-se um grande exportador de couro.

De acordo, com os dados apresentados em 2020, pela Agência Brasileira de Desenvolvimento Industrial (ABDI), o País é o segundo maior produtor de couro do mundo. As exportações de couro em 2019 foram inferiores em comparação aos anos anteriores. Foram exportadas 476 mil toneladas do produto, valor menor que o ano de 2018. Nos três primeiros meses de 2019 o valor supera o ano anterior, quando foram exportados US\$ 327 milhões, já no ano de 2020, até o atual momento teve-se uma exportação no valor de US\$ 276 milhões, com queda de US\$ 22 milhões. O Estado do Rio Grande do Sul ofereceu a maior contribuição destas exportações, com 21,1% do total, seguido por São Paulo com 20,9% e Goiás em terceiro, com 14,9% (ABQTIC, 2020).

Atualmente no Brasil existem cerca de 2800 indústrias de couro e calçados, 310 curtumes, cerca de 120 fábricas de criação de máquinas e equipamentos que alimentam os curtumes, gerando 40.000 empregos diretos e gerando US \$3 bilhões anuais. (Cicb, 2019).

O Estado do Rio Grande do Sul é o que possui maior quantidade de Indústrias de Curtumes, e o maior responsável pelas exportações de couro e peles, segundo a CETESB (2015). O setor começou a gerar um grande problema de ordem ambiental, considerando que na etapa de curtimento das peles existe uma grande quantidade de resíduos perigosos de sais de cromo gerados. A Figura 1 mostra as etapas do processamento do couro e suas finalidades. Nessa figura também é possível visualizar os resíduos gerados em cada etapa.

Figura 1- Processo de tratamento do couro.



Fonte: Adaptado de Abreu (2006).

Na Figura 1, verifica-se que inicialmente ocorre a etapa da Ribeiro, envolvendo as fases de conservação; remolho; depilação e caleiro; descarnagem e piquelagem. Na conservação são utilizados os seguintes produtos: sal, agentes conservantes microbicidas, ácidos, tensoativos, enzimas e bactericidas. Durante a etapa de remolho utiliza-se compostos como ácidos, tensoativos, sais, álcalis, enzimas e bactericidas. Na depilação e caleiro são utilizados cal e sulfeto de sódio, aminas e enzimas. Na descarnagem adiciona-se sais amoniacais, bissulfito de sódio ou ácidos fracos. A etapa de curtimento ocorre com adição de curtientes, podendo ser minerais, vegetais ou sintéticos, dentre eles o mais utilizado é o sulfato básico de cromo. Na desacidulação adiciona-se bicarbonato de sódio, formiato de sódio e taninos neutralizantes. No recurtimento é adicionado sais de cromo, Al, Zr, taninos

vegetais e sintéticos, aldeídos e resinas. Após essas etapas ocorre o tingimento onde é adicionado corantes e alguns auxiliares, também ocorre a etapa de engraxe onde utiliza-se óleos e agentes tensoativos. Por último ocorre o processo de acabamento com a finalidade de completar o curtimento principal, adicionando ao couro propriedades como cor, impermeabilidade, maciez, resistência à tração, elasticidade e flexibilidade.

3.2 Tratamento de Efluentes de Curtume

São divididas em 3 as etapas do tratamento de efluentes: Tratamento preliminar ou primário, Tratamento Secundário e Tratamento Terciário, onde o tratamento primário tem como objetivo a remoção dos sólidos em suspensão, materiais flutuantes e parte da matéria orgânica em suspensão, no tratamento secundário é empregado para a remoção, via ação biológica, do material em solução de natureza biodegradável, e o tratamento terciário visa a remoção do material em solução que não foi tratado nas etapas de tratamento anteriores. Resíduos não curtidos (gorduras, carnaças, aparas e raspas), resíduos curtidos e efluentes são os três tipos de resíduos gerados em um curtume (OLIVEIRA, 2008).

As carnaças e gorduras são enviadas a graxarias que fazem o seu reaproveitamento para fabricação de sabões, colas, ração animal, entre outros. Já as raspas e aparas são vendidos para fabricação de gelatinas de uso alimentício e farmacêutico. Os resíduos curtidos são vendidos para indústrias de calçados (CETESB, 2015).

A etapa da Ribeira é onde existe o maior consumo de água, onde a utilização de peles pré-tratadas com sal aumenta esse consumo de água em até 500 litros de água/pele, efluente denominado Gerais (CETESB, 2015).

Os efluentes gerais são os primeiros a serem tratados, removendo pelos, carnaças e gorduras. Posteriormente ocorre a adição de cal diluído, sulfato de alumínio e polímero com controle de pH em torno de 7. O lodo pode ser levado a campo como fertilizante e a água pode ser direcionada para tratamento biológico (CETESB, 2015).

No tratamento biológico os efluentes já pré tratados vão para tanques de lodo ativados. O tratamento primário tem como finalidade a remoção de metais residuais

e matéria orgânica, neste caso, o cromo. Geralmente os efluentes do processo de acabamento e curtimento são separados dos outros efluentes da etapa da ribeira, com o tratamento preliminar para a remoção do cromo contido por meio de precipitação, e posteriormente encaminhado para um aterro de Resíduos industriais perigosos (ARIP).

De acordo com a Associação Brasileira de Normas Técnicas, na NBR, Normas Brasileiras, 10004/2004, resíduos que contém cromo se enquadram em elementos da Classe I, resíduo perigoso e que apresenta riscos a saúde pública, devido a sua contribuição ou colaboração com o aumento de mortalidade ou incidência de doenças (ABREU, 2006). Entretanto, alguns curtumes não realizam tal separação, somente no tratamento primário o cromo é removido juntamente de outras impurezas (PACHECO, 2005).

Geralmente uma outra forma de tratamento de efluentes adotados por curtumes é o sistema de lagoa aerada e lodo ativado seguido de um decantador secundário (PACHECO, 2005). Também é possível adicionar uma outra etapa ao tratamento de efluente, após passar por todas as etapas citadas anteriormente, para aumentar a eficiência do tratamento já utilizado e caso não tenham alcançado os padrões de emissão do efluente no corpo hídrico (METCALF e EDDY, 2003). Entretanto, uma etapa a mais no tratamento acaba aumentando os custos em relação a esse tratamento.

Com o intuito de melhorar a eficiência e reduzir custos no tratamento de efluentes gerados em curtumes, várias pesquisas estão sendo realizadas, a procura de diferentes mecanismos de tratamento biológico (CALHEIROS; RANGEL e CASTRO, 2008; PEREIRA, 2008; ROSE e DUNN, 2013). Dentro deste cenário, a aplicação de microalgas no tratamento de efluentes tem sido estudada, pelo fato de envolver baixos custos, comparado ao tratamento convencional e possuírem alta capacidade de armazenar nutrientes (ZENG et al., 2015).

3.3 Análises utilizadas na Caracterização de Efluentes

Neste tópico serão abordadas as principais análises realizadas em efluentes.

3.3.1 Condutividade elétrica

Quanto maior for a quantidade de íons presentes na solução, mais extensa a capacidade de conduzir corrente elétrica, a condutividade elétrica é uma medida que aponta a capacidade da água de conduzir corrente elétrica, devido à presença de íons.

Quando se adiciona nutrientes à água, se está diluindo íons nessa mistura, visto que em contato com a água acontecem quebras das moléculas dos nutrientes e liberação de íons, variando de acordo com a concentração total de substâncias ionizadas dissolvidas na água. (Pinto, M. C. F. SERVIÇO GEOLÓGICO DO BRASIL, 2007). Os valores para águas naturais variam entre 0,10 a 0,100 $\mu\text{S}/\text{cm}$. Em ambientes poluídos esse valor pode ultrapassar 1.000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (BRASIL, 2014).

3.3.2 Turbidez

A turbidez pode ser entendida como a medida do espalhamento de luz produzido pela presença de partículas em suspensão ou coloidais, sendo expressa como Unidade Nefelométrica de Turbidez (NTU – *Nephelometric Turbidity Unity*), conforme a profundidade, a luz dissipa-se rapidamente limitando a ocorrência de fotossíntese na superfície. A turbidez elevada dificulta a penetração de luz e reduz a transparência da água (SEZERINO *et al.*, 2005). Com isso, permite o crescimento de microorganismos estimulando seu crescimento.

A turbidez é gerada pela matéria em suspensão, dispersa e absorve a luz impedindo sua passagem. Partículas inorgânicas e fontes de matéria orgânica, tais como algas e bactérias, plâncton em geral formam a matéria em suspensão na água (LENZI, 2009).

3.3.3 Oxigênio dissolvido (OD)

O elemento principal no metabolismo dos microrganismos aeróbios é o oxigênio dissolvido, um parâmetro fundamental de análise. A má qualidade da água pode ser prevista se seus teores variam fora dos limites estabelecidos. Estes resultados auxiliam no conhecimento do grau de autodepuração das águas e na determinação da presença de poluição.

A determinação da concentração de oxigênio dissolvido em águas é também imprescindível para o desenvolvimento da análise da DBO (Piveli, 2019), sendo essencial para todas as formas de vida aquática.

3.3.4 Sólidos totais dissolvidos (STD)

Os sólidos totais dissolvidos são a somatória de todos os constituintes minerais dissolvidos na água, mede-se a concentração de substâncias iônicas e é expressa em mg L^{-1} (PARRON, L.M *et al.*, 2011).

Na fase secundária do tratamento de efluentes, ocorre a decomposição de substâncias biológicas e orgânicas, resultando na produção de sais inorgânicos, esses que permanecem na água (BAIRD, C., 2011), ou seja, os sólidos totais dissolvidos (STD). Os STD estão relacionados diretamente com a condutividade elétrica (Araújo e Oliveira, 2013).

3.3.5 Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO)

A demanda bioquímica de oxigênio (DBO) corresponde à quantidade de oxigênio consumida por microrganismos presentes em uma certa amostra de efluente (como o esgoto doméstico e o industrial). A decomposição biológica é representada pela demanda bioquímica de oxigênio, tem uma função fundamental no meio ambiente, a degradação da matéria orgânica devolve à natureza seus elementos e substâncias.

Para determinar-se o nível de poluição das águas utiliza-se a DBO, águas que apresentam uma baixa concentração de oxigênio dissolvido possuem alta DBO, considerando uma água poluída. As águas não poluídas ou limpas, por sua vez, têm elevadas concentrações de oxigênio dissolvido, baixa DBO, beirando o ponto de saturação. A Demanda Bioquímica de Oxigênio é um teste padrão, a amostra é coletada em duplicata, após a coleta uma das amostras é medido o oxigênio dissolvido, após cinco dias o oxigênio da outra amostra é medido, essa amostra fica em uma incubadora a uma temperatura de 20°C durante 5 dias. Neste período é consumido cerca de 70% a 80% da matéria orgânica, após cinco dias ocorre a demanda nitrogenada, durante cerca de vinte dias são consumidos 100% da matéria orgânica.

É considerado biodegradável quando a relação DQO/DBO é menor que cinco (PORTO, R. La L., 1991).

3.3.6 Demanda Química de Oxigênio (DQO)

A Demanda Química de Oxigênio (DQO), é um parâmetro nos estudos de caracterização de esgotos sanitários e de efluentes industriais. Para determinação de poluição da água e efluentes a DQO é uma das formas mais expressivas. A DQO ocorre em temperaturas acima de 150 °C em meio muito ácido; os seus resultados são maiores que do oxigênio consumido com permanganato que atua em temperaturas a 100°C e condições menos ácidas. (VALENTE, J.P. S., *et al.*, 1997.)

3.3.7 Nitrogênio

O nitrogênio é indispensável para o crescimento de vegetais e organismos em geral, sendo utilizado para síntese de aminoácidos. Alguns tipos de fungos, bactérias e algas possuem a capacidade de assimilar diretamente o nitrogênio (N₂) e convertê-lo de forma que possa ser utilizado por organismos superiores, fazendo a síntese de proteínas e compostos orgânicos nitrogenados. (HENRY HEINKE, 1995).

Nitrogênio e fósforo influenciam no consumo de oxigênio dissolvido em recursos hídricos, reagindo com o mesmo, que sofre oxidação. Também favorecem o crescimento da biomassa presente no meio, aumentando o consumo de oxigênio, reduzindo sua quantidade (JORDÃO, 1995).

3.4 Legislação Ambiental aplicada aos efluentes líquidos

O órgão que estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes líquidos no Brasil é o Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA). Em 2005, foi publicada a Resolução CONAMA nº 357/2005, onde cita as condições e padrões de lançamentos dos efluentes. A resolução nº 430, de 13 de maio de 2011, criada para complementar e alterar a anterior, nº 357/2005. No Estado do Rio Grande do Sul o Conselho Estadual do Meio Ambiente (CONSEMA) lançou a Resolução nº 355/2017 que define os novos padrões de emissão de efluentes em corpos da água. O descarte de águas residuais com nutrientes como fósforo e nitrogênio, leva a

eutrofização das águas superficiais e traz uma série de problemas ao meio aquático. Devido a isso, o tratamento para remoção de nutrientes se tornou obrigatório no mundo inteiro.

O CONSEMA 355/2017 possuem limites de descarga de nutrientes exigidos de $20 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ para o nitrogênio amoniacal e $1 - 4 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ para o fósforo total, e ainda são superiores aos limiares (nitrogênio total menor que $1,2 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$; fósforo total menor que $0,1 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$) (CHAMBERS *et al.*, 2012). O curtume é uma atividade industrial altamente poluente, emprega grandes quantidades de sal, sulfetos, cal, cromo e outros materiais tóxicos. Na Figura 2 abaixo mostra os principais resíduos gerados pelo processamento de couro e seus impactos ambientais.

Figura 2 - Poluentes e impactos ambientais do processamento do couro.

ETAPA	POLUIÇÃO	POLUENTE	IMPACTO AMBIENTAL POTENCIAL
Conservação e armazenamento de peles	Gasosa	NH_3 , COV*	Odor desagradável
	Líquida	Líquidos eliminados pelas peles e restos animais, sal	Contaminação das águas superficiais
	Resíduos sólidos	Restos animais e sal	Contaminação do solo e das águas subterrâneas
Ribeira	Gasosa	H_2S , NH_3 , COV*	Odor desagradável
	Líquida	Cal, sulfeto de sódio, cloreto de sódio, aminoácidos e albumina	Contaminação das águas superficiais
	Resíduos sólidos	Restos animais (colágeno, tecido muscular, gordura e sangue)	Contaminação do solo e das águas subterrâneas
Curtimento	Líquida	Ácidos minerais e orgânicos cromo, taninos	Contaminação das águas superficiais
Acabamento	Gasosa	COV*	Odor desagradável
	Líquida	Banhos residuais contendo cromo, taninos, sais, corantes, óleos etc	Contaminação das águas superficiais
	Resíduos sólidos	Restos de couro (pó, farelo, recortes semi-acabados e acabados); pó de lixa; resíduos de tintas, resinas etc.	Contaminação do solo e das águas subterrâneas

*COV: composto orgânico volátil, NH_3 : amônia, H_2S : gás sulfídrico

Fonte: PACHECO, J.W.F Curtumes

3.5 Microalgas

As microalgas são a base da cadeia alimentar nos oceanos e rios, uma vez reconhecidas como uma das mais antigas formas de vida. O nome microalga engloba uma série de microrganismos de natureza distinta, incluindo organismos de natureza diferentes (LOURENÇO, 2006).

As microalgas são microrganismos fotossintetizantes, em sua maioria unicelulares microscópicos, sendo eucarióticos ou procarióticos, que se diferem quanto à composição química, origem e morfologia. Segundo Barsanti e Gualtieri, (2006) estimam que o tamanho das microalgas varia entre 20- 200 μm e que existam entre 200 a 800 mil espécies de microalgas no mundo (RATHA e PRASANNA, 2012), e apenas cerca de 50 mil microalgas foram analisadas e identificadas (PARMAR *et al.*, 2011). As microalgas são classificadas quanto a natureza química dos produtos de reserva, tipo de pigmento, constituintes da parede celular, critérios morfológicos e citológicos, tais como estruturas do flagelo, ocorrência de células flagelados, forma de divisão celular, possível conexão entre o retículo endoplasmático e a membrana nuclear e presença de um envolvimento de retículo endoplasmático em torno do cloroplasto (TOMASELLI, 2004). Dentre as classes mais importantes destacam-se as algas verdes (*Chlorophyta*), algas vermelhas (*Rhodophyta*) e as diatomáceas (*Bacillariophyta*) (BRENNAN e OWENDE, 2010; KHAN *et al.*, 2009). Consomem o dióxido de carbono na fotossíntese, aproveitando a energia solar, transformando-o em compostos orgânicos que podem ser transformados em gorduras dentro da célula (CAMPOS *et al.*, 2010). Além do dióxido de carbono, são fundamentais para o metabolismo das microalgas o nitrogênio, magnésio, potássio, amônia, fósforo, carbono entre outros nutrientes.

As microalgas podem ser encontradas em diversos lugares, desde lagos salgados até rios de água doce, podendo também estarem presentes em alguns tipos de solos terrestres, como células isoladas, colônias, agrupadas ou encadeadas. Podem viver em associação simbiótica, podem ou não apresentar motilidade, tem tolerância para uma grande faixa de pH, turbidez, temperatura e concentração de O_2 e CO_2 , maioria das microalgas de vida livre (LEE *et al.*, 2008; LOURENÇO, 2006;

MATA *et al.*, 2010). As microalgas possuem uma grande e importante variabilidade metabólica quanto à utilização de fontes de carbono e energia, várias espécies possuem a capacidade de alteração do metabolismo como resposta às mudanças das condições ambientais estabelecidas (MATA *et al.*, 2010). As microalgas têm a capacidade de converter energia luminosa e o gás carbônico em biomassa com compostos orgânicos diversificados, tais como carboidratos, proteínas, lipídios e pigmentos, em curto período de tempo (BRENNAN; OWENDE, 2010) assim retirando CO₂ atmosférico (SCHENK; STEPHENS; POSTEN, 2008) e também para o aproveitamento de CO₂ de queimas (BORKENSTEIN *et al.*, 2011)

3.5.1 *Spirulina platensis*

A *Spirulina* é uma microalga filamentosa, podendo ser em formato de disco ou haste (como mostra a Figura 3), multicelular, reprodução por fissão binária e comportamento simbiótico. De coloração azul-verde, tem como principal pigmento a ficocianina, que possui coloração azul, também possui clorofila e carotenoides, ela é fotossintética e portanto autotrófica. Dentre as espécies de *Spirulina*, as mais importantes são *Spirulina máxima* e *Spirulina platensis*, que possuem grande conteúdo de macronutrientes e micronutrientes (SONI *et al.*, 2017). Algumas espécies de *Spirulina* contém ainda o pigmento ficoeritrina A, dando às microalgas uma cor rosa ou vermelha (HABIB; PARVIN, 2008).

Figura 3- *Spirulina Platensis* em microscópio (200X)



Fonte: Algae-lab (2018)

A *Spirulina* é uma cianobactéria fotossintética planctônica formadora de enormes populações em corpos hídricos subtropicais e hidro tropicais, que contém uma grande quantidade de sais, como bicarbonato e carbonato, com pH alcalino de

9,5 (SJORS; ALESSANDRO, 2010). A Spirulina apresenta crescimento ótimo em temperatura de 35 a 37°C, em condições laboratoriais, e apresenta crescimento ao ar livre com temperatura de até 39°C, por algumas horas, sem prejudicar a sua capacidade fotossintética ou a microalga. A Spirulina é um ser autotrófico, ou seja, não pode crescer no escuro em meios contendo compostos de carbono orgânico, pois assimila os nitratos e reduz o dióxido de carbono na luz tendo como produto principal de assimilação da fotossíntese o glicogênio (RICHMOND, 1986).

3.5.2 Microalgas no tratamento de efluentes

Austrália, Estados Unidos, Tailândia, Taiwan e México foram os principais países a aplicarem as microalgas no tratamento de efluentes (RENAUD; PARRY; THINH, 1994). Os sistemas de algas podem tratar o esgoto humano (IBRAHEEM, 1998), resíduos da atividade pecuária (LINCOLN; HILL, 1980), resíduos agroindustriais (ZAID, 1990) e resíduos industriais (KAPLAN; CHRISTIAEN; ARAD, 1988).

Devido às suas capacidades fotossintéticas, convertendo a energia solar em biomassas úteis e incorporando nutrientes, como nitrogênio e fósforo (NOÛE; PAUW, 1988) o biotratamento com microalgas se torna atraente. Além disso, os sistemas à base de algas apresentam a capacidade de adsorção, acumulação e recuperação de uma variedade de metais pesados, como cádmio, chumbo, mercúrio, arsênio e escândio graças a uma variedade de mecanismos. Numerosos estudos sugerem sua superioridade em relação a vários métodos físico-químicos tradicionais, e sua utilidade na remoção de metais de efluentes. (TASTAN; ERTUGRUL; DONMEZ, 2010; KUMAR et al., 2015).

Estudos propõem o sistema de algas como um tratamento secundário, visto que hoje ele é usado como tratamento terciário (TAM; WONG, 1989). Na questão econômica, cada passo de tratamento adicional em um sistema de águas residuais aumenta o custo total. Esse custo de tratamento dobra a cada etapa adicional após o tratamento primário (OSWALD, 1986). Podendo também remover metais pesados como cádmio, chumbo e arsênio (HORAN, 1990; SAUVÉ, 2014; MATAVELI et al., 2016) e outras substâncias tóxicas (REDALJE et al., 1989), que não conduz à poluição secundária. Produzem oxigênio e tem um efeito bactericida devido ao

aumento do pH durante a fotossíntese (NOÛE; PAUW, 1988). As formas de tratamento convencionais utilizam de algumas desvantagens no processos, tais como, operação de alto custo, eficiência variável dependendo do nutriente a ser removido, perda de nutrientes potenciais valiosos, processos geralmente levando a poluição secundária, onde a perda de nutrientes valiosos é uma questão bastante importante, porque os processos de tratamento convencional levam a uma utilização incompleta dos recursos naturais. A remoção de compostos inorgânicos usando plantas ou microalgas tem como vantagens a renovação e utilização de energia solar (NOÛE; LALIBERETÉ; PROULX, 1992). Fatores que influenciam o crescimento e a eficiência devem ser observados com o objetivo de máximo aproveitamento e eficiência no tratamento de efluentes por microalgas.

O crescimento de algas e a absorção de nutrientes não são apenas afetados pela falta de nutrientes disponíveis, mas também dependendo de fatores físicos como intensidade da luz, pH, temperatura e fatores bióticos. É esperado que quanto maior a densidade de algas, maior o crescimento e maior a eficiência de remoção de nutrientes. No entanto, a alta densidade de algas causa um auto sombreamento, um acúmulo de substâncias auto inibidores e uma redução da eficiência fotossintética (LAU; TAM; WANG, 1995). Canal et al. (2016) avaliaram a influência das concentrações de nitrogênio e fósforo do meio de cultivo no crescimento da microalga *Spirulina sp.* e afirmam que a variação da concentração de nitrato de sódio e a concentração de fosfato de sódio, não influenciam significativamente o crescimento das microalgas. O estudo de outras fontes orgânicas de carbono para a produção de *Spirulina sp.*, aliado à diluição do meio Zarrouk, possibilita o cultivo da microalga com maior produtividade e menor custo.

3.5.3 Formas de condução dos cultivos de microalgas

O processo descontínuo simples, o semi contínuo, o descontínuo alimentado, o contínuo e em batelada, são as formas de condução dos cultivos da microalga que mais se destacam. O cultivo em batelada é o mais simples, caracterizado por possuir um tempo determinado e ter modificações intensas na composição do meio de cultura. No processo descontínuo simples existe a forma de condução mais segura, adicionando ao biorreator o meio de cultura e o inóculo com a microalga, simultaneamente ou não.

No processo descontínuo alimentado é adicionado um ou mais nutrientes durante o cultivo, onde o produto permanece no reator até a etapa final de crescimento, é retirada toda a cultura e encaminhada para outros processos (SCHMIDELL *et al.*, 2001; YAMANE e SHIMIZU, 1984). No cultivo contínuo existe um processo de alimentação permanente com uma vazão constante, o volume de cultivo mantido através de retiradas contínuas de biomassa, para que o sistema alcance a condição de estado estacionário ou regime permanente. É de extrema importância a manutenção de volume constante no biorreator (SCHMIDELL *et al.*, 2001).

3.5.4 Sistemas para cultivo de microalgas

Os sistemas de cultivo podem ser classificados em dois tipos principais: sistemas abertos (tanques aerados, *raceway*, *ponds* e lagoas) e os sistemas fechados (tubular, reator em placa, cônico, piramidal e fermentador). As características do local de cultivo, a quantidade de luz necessária, a espécie utilizada, o sistema de recuperação da biomassa e a aplicação da biomassa são fatores que influenciam a escolha do sistema. Em larga escala o sistema de cultivo abertos são os mais comumente empregados, neste sistema as microalgas são cultivadas em tanques ao ar livre ou lagoas, expostas a condições naturais de cultivo, normalmente tanques rasos, permitindo a difusão do dióxido de carbono (CHISTI, 2007). Construídos em concreto, fibra de vidro ou policarbonato, com fundo de terra ou revestidos com material plástico, onde as culturas são mantidas em circulação constante (RAWAT *et al.*, 2013). Os sistemas abertos mais utilizados são lagoas abertas, com misturador mecânico e os tipos *raceway*, esses tipos de tanques são responsáveis por mais de 90% da produção mundial de microalgas (OJAMAE, 2011).

Um exemplo de sistema fechado é o fotobiorreator, construídos em sua maioria com tubos plásticos, policarbonato ou vidro, distribuídos em painéis de forma achatada ou em serpentinas, possibilitando o controle de nutrientes, luz, temperatura e pH para a obtenção de maior biomassa em um curto espaço de tempo, sendo mais eficiente quando comparado com os sistemas abertos (RAWAT *et al.*, 2013) entretanto esse sistema apresenta algumas desvantagens que são elas deterioração do material transparente, dificuldade de ampliação e um alto custo de construção (BRENNAN e OWENDE, 2010; MATA *et al.*, 2010).

3.6 Fatores que influenciam a produção de biomassa

Existem fatores químicos, físicos e biológicos que influenciam diretamente o cultivo de microalgas, podendo desenvolver ou inibir seu crescimento (RAVEN, 1988). Efeitos provocados pela luz, temperatura, pH, salinidade, e disponibilidade de nutrientes estão relacionados aos fatores físicos e químicos, os fatores biológicos estão relacionados às próprias taxas metabólicas da espécie cultivada, bem como com a possível influência de outros organismos sobre o desenvolvimento algal (TANG *et al.*, 2010; CHEN *et al.*, 2011).

3.6.1 Temperatura

Além de influenciar na composição da biomassa e na estrutura dos componentes celulares (proteínas e lipídios), a temperatura é um dos mais importantes fatores no crescimento das algas, as temperaturas ideais para o cultivo de microalgas são de 20 a 30°C (ISLAM, HEIMANN & BROWN, 2017). Temperaturas baixas aumentam o grau de insaturação dos lipídios nas membranas, porém temperaturas altas induzem a produção de carotenóides, influenciando o consumo de carbono e nitrogênio, também o tamanho celular (HU, 2004).

Dependendo da espécie, a elevada temperatura pode diminuir a concentração de ácidos graxos insaturados aumentando a quantidade de ácidos graxos saturados (THOMPSON *et al.*, 2004).

3.6.2 Potencial Hidrogeniônico (pH)

A atividade biológica das células, na qual as microalgas consomem o carbono inorgânico dissolvido, faz que seja notada uma elevação gradual do pH, o pH neutro é sempre mais favorável para o crescimento das microalgas, para que os componentes do meio sejam absorvidos pelas microalgas (LOURENÇO, 2006). O pH influencia diversas variáveis, principalmente a fotossíntese.

O cultivo de microalga pode ser realizado com pH entre 5,0 a 9,0, mas durante o cultivo podem ser alcançados pH elevados entre 9,0 e 9,5 podendo ser tóxicos a muitas espécies. Esta variável interfere na solubilidade dos minerais e CO²,

deslocando a disponibilidade destes no meio, e por consequência no crescimento das microalgas. Dependendo do pH, as proporções do carbono inorgânico podem variar para as suas formas CO_2 , H_2CO_3 , HCO_3^- bicarbonato e CO_3^{2-} carbonato (ESTEVES, 1998).

3.6.3 Agitação do meio

A agitação nos cultivos de microalgas está relacionada a uma série de fatores que influenciam no crescimento e na produtividade da biomassa (SUH e LEE, 2003), tem por efeito promover a agitação das células fazendo uma exposição homogênea e contínua das microalgas a luz, uma agitação adequada evita a formação de aglomerados celulares, auxilia a troca de gases, garante a iluminação de todos os pontos, diminui o efeito da estratificação térmica e auxilia na melhor distribuição dos nutrientes (SOARES, 2010).

Em sistemas fechados, tais como biorreatores, utiliza-se o auxílio de bombas mecânicas para a agitação, em sistemas abertos, como lagoas e tanques, são utilizadas pás giratórias ou recirculação da cultura através de bombeamento (LOURENÇO, 2006; BRENNAN e OWENDE, 2010).

3.6.4 Intensidade luminosa

Por ser a principal fonte de energia, a intensidade e duração de exposição luminosa são importantes fatores no crescimento dos microrganismos fotossintetizantes (MASOJÍDEK *et al.*, 2004) seguido da temperatura, o pH e a presença de CO_2 e O_2 no meio (Behrens, 2005). A fotoinibição é aumento elevado da luminosidade nos cultivos de microalgas, podendo ser um fato desfavorável ao crescimento delas, acontece uma elevada exposição a fótons, diminuindo a capacidade da alga realizar a fotossíntese, podendo ocorrer morte celular e branqueamento (MEHLITZ, 2009).

Algumas microalgas conseguem sobreviver na ausência de luz, elas possuem a capacidade de fixar o nitrogênio molecular, utilizando compostos orgânicos como fonte de carbono (BRACHER, 2015). A luz solar serve como fonte energética para as algas e é essencial para que realizem a fotossíntese (DA SILVA *et al.*, 2011).

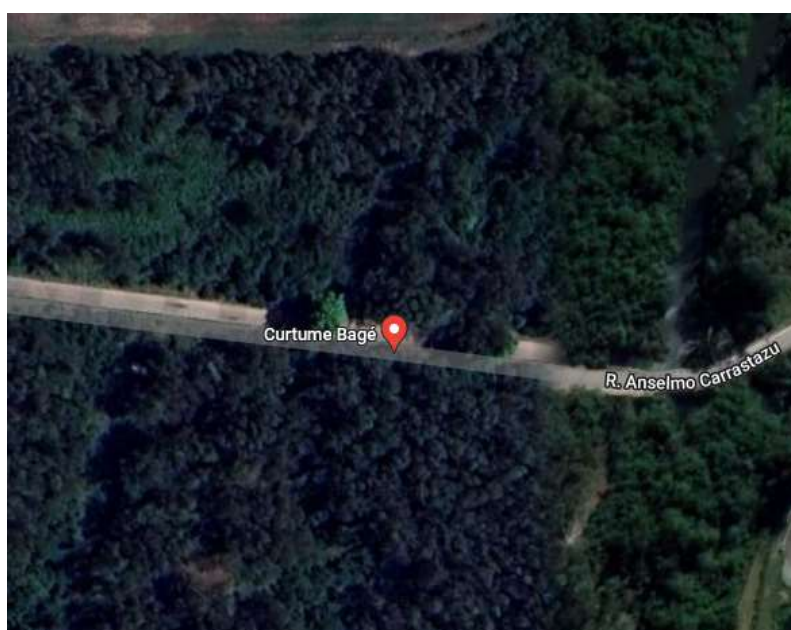
4 MATERIAIS E MÉTODOS

Neste capítulo é descrita a metodologia empregada no trabalho, considerando desde a coleta da amostra, caracterização do efluente bruto de curtume, o meio de cultivo, isolamento das microalgas, análises dos efluentes e a determinação do crescimento de microalgas ao longo do tempo. Tais análises foram realizadas nos laboratórios da Universidade Federal do Pampa (UNIPAMPA). São descritos também os materiais necessários para a elaboração deste trabalho de conclusão de curso. Devido ao tempo de experimento e condições laboratoriais, a metodologia foi adaptada para que o objetivo principal e os específicos fossem atingidos. Para tanto, o delineamento experimental foi modificado, onde apenas uma microalga foi utilizada nos experimentos com diferentes meios de cultivo.

4.1 Coleta do Efluente

O efluente bruto foi coletado diretamente de uma estação de tratamento de um curtume localizado na cidade de Bagé no Rio Grande do Sul (31°21'19.0"S 54°02'13.3"W). O efluente foi obtido da etapa da ribeira, no processo de caleiro, coletado em bombonas e armazenado em temperatura de congelamento a -18°C em freezer doméstico, em laboratório.

Figura 4- Localização da empresa Bom Couro, onde foi coletado o efluente.



Fonte: Google Maps (2022).

4.2 Caracterização do Efluente de Curtume

O efluente utilizado no experimento foi cedido por uma empresa situada na cidade de Bagé, Curtume Bom Couro. O mesmo foi coletado em garrafas de polietileno de 5 litros cada, diretamente da saída dos tanques de armazenamento (mostrados na figura 5) e mantido sob refrigeração até o momento da realização das análises. O efluente coletado da etapa do Caleiro foi caracterizado e os parâmetros monitorados foram: nitrogênio total Kjeldahl, pH, demanda química de oxigênio, demanda bioquímica de oxigênio, sólidos suspensos totais, turbidez, oxigênio dissolvido e condutividade elétrica. O efluente foi filtrado e centrifugado após sua utilização no experimento com a microalga. Em seguida, o mesmo foi caracterizado quanto aos mesmos parâmetros iniciais, com a intenção de comparar os resultados entre o efluente coletado (bruto) e o efluente após o cultivo da microalga. Os resultados obtidos foram analisados para determinação da eficiência do tratamento com relação a remoção de poluentes.

Figura 5- Efluente da etapa do Caleiro na empresa.



Fonte: Autora (2022).

A eficiência de remoção após tratamento com microalga *Spirulina Platensis* foi calculada mediante a Equação 1.

$$E = 1 - \left(\frac{cb}{ca} \right) . 100 \quad (1)$$

Onde:

Ca = Concentração do constituinte no efluente;

Cb = Concentração do constituinte após o tratamento com microalga.

4.2.1 Potencial Hidrogeniônico (pH)

Através da leitura instrumental de um peagâmetro digital Metrohm, modelo 827, foi realizada a determinação do pH.

4.2.2 Sólidos Totais

A determinação dos sólidos totais dissolvidos foi realizada através de um dessecador.

4.2.3 Oxigênio Dissolvido

Para a obtenção dos dados de oxigênio dissolvido será utilizado o equipamento portátil de medição marca Hanna modelo HI 9146.

4.2.4 Condutividade Elétrica

Através da leitura instrumental de um condutivímetro da marca Hanna, modelo HI 9835 será realizada a determinação da condutividade elétrica, de acordo com a NBR 9898/87 (ABNT, 1987).

4.2.5 Turbidez

A turbidez foi medida por meio do aparelho Del Lab, modelo DLT-WV. A leitura da turbidez é dada de forma direta, sendo expressa em NTU (Unidade Nefelométrica de Turbidez).

4.2.6 Demanda Bioquímica de Oxigênio

Para análise de DBO, foi utilizado o equipamento Aqualytic, modelo AL606. No interior de uma incubadora marca BOD Oxylab, modelo OXY-101 ficaram os

frascos com as amostras obtidas após o procedimento estabelecido, a uma temperatura de 20°C por um período de cinco dias, após esse período de incubação, o equipamento mostrará o resultado diário da DBO.

4.2.7 Demanda Química de Oxigênio

A medida da DQO foi realizada segundo o standard methods 5220 b, utilizando o método de refluxo aberto (COD, 1997).

4.2.8 Nitrogênio

Para a análise do nitrogênio foi utilizado um Espectrofotômetro UV/VIS. De acordo com a Norma Brasileira (NBR) 9898/87 (ABNT, 1987).

4.3 Cultivo da Microalga no efluente de curtume

4.3.1 Microrganismo e condições de manutenção

Neste estudo, foi utilizada a microalga *Spirulina platensis*, isolada pelo laboratório de engenharia bioquímica (Ieb) da Fundação Universidade Federal do Rio Grande (Furg), mantida em meio *Zarrouk* (Zarrouk, 1966) (Tabela 1) em câmara termostaticada, com fotoperíodo de 12h claro/escuro e agitação através de ar comprimido, a 28°C.

Tabela 1- Composição do Meio Zarrouk utilizado na manutenção da microalga.

Componente	Quantidade (g.L ⁻¹)
NaHCO ₃	16,80
K ₂ HPO ₄	0,50
NaNO ₃	2,50
K ₂ SO ₄	1,00
NaCl	1,00
MgSO ₄ 7H ₂ O	0,20
CaCl ₂	0,04
FeSo ₄ 7H ₂ O	0,01
EDTA	0,24
A5*	1 mL.L ⁻¹
B6**	1 mL.L ⁻¹

Fonte: Autor (2022)

*Composição Solução A5: 2,86 g/L de H₃BO₃; 1,81g/L de MnCl₂.4H₂O; 0,222g/L de ZnSO₄.7H₂O; 0,079g/L de CuSO₄. 5H₂O; 0,015g/L de NaMoO₄.

**Composição Solução B6: 22,96 mg/L de NH₄VO₃; 96 mg/L de K₂Cr₂(SO₄)₄.24H₂O; 47,85 mg/L de NiSO₄.7H₂O; 17,94 mg/L de Na₂WO₄.2H₂O; 61,1 mg/L de TiOSO₄.H₂SO₄.8H₂O; 43,98 mg/L de CO(NO₃)₂.6H₂O.

4.3.2 Delineamento experimental

Neste estudo, utilizou-se a microalga *Spirulina platensis* mantida em meio Zarrouk (Tabela 1).

Para a realização desse estudo foram propostos quatro experimentos realizados em triplicata de acordo com a Tabela 2. Os cultivos foram realizados em frascos erlenmeyers com volume de 500 mL com volume de meio (Tabela 2) de 400 mL, com aeração mecânica fornecida por compressores de ar em câmara termostatizada a 28°C com fotoperíodo de 12 horas. Para o cultivo foram preparados diferentes meios de cultura incorporando o efluente conforme tabela abaixo.

Tabela 2- Meios de cultivo.

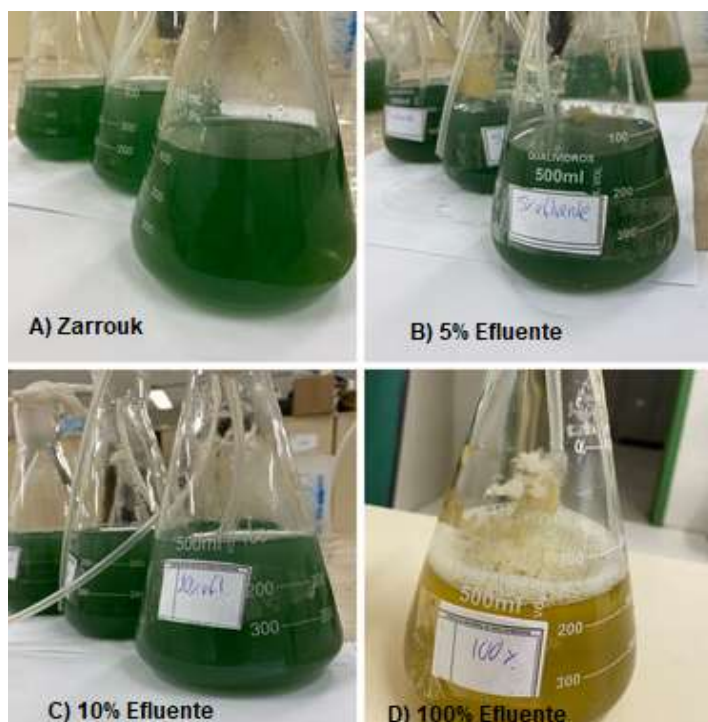
Ensaio	Meio de cultivo	microalga
1	CONTROLE (ZARROUK)	<i>Spirulina</i>
2	Efluente (5%)	<i>Spirulina</i>
3	Efluente (10%)	<i>Spirulina</i>
4	Efluente (100%)	<i>Spirulina</i>

Fonte: Autora (2022)

A microalga foi cultivada em diferentes diluições efluente combinado com meio Zarrouk, segundo a tabela acima por um período de 7 dias nas condições de cultivo já mencionadas. O efluente utilizado no preparo dos meios foi previamente esterilizado a 121°C por 20 minutos e teve seu pH ajustado para 7,5. As diferentes diluições entre meio Zarrouk e efluente foram:

- (Zarrouk): 360 mL de meio Zarrouk e 40 mL de Inóculo de consórcio de microalga, totalizando 400 mL, cultivados em Erlenmeyers de 500 mL cada, em triplicata.
- (5% efluente bruto): 340 mL de meio Zarrouk, 40 mL de Inóculo de consórcio de microalga e 20 mL de efluente bruto, totalizando 400 mL, cultivados em Erlenmeyers de 500 mL cada, em triplicata.
- (10% efluente bruto): 320 mL de meio Zarrouk, 40 mL de Inóculo de consórcio de microalga e 40 mL de efluente bruto, totalizando 400 mL, cultivados em Erlenmeyers de 500 mL cada, em triplicata.
- (100% efluente bruto): 40 mL de Inóculo de consórcio de microalga e 360 mL de efluente bruto, totalizando 400 mL, cultivados em Erlenmeyers de 500 mL cada, em triplicata.

Figura 6 - Cultivo da microalga *Spirulina Platensis* em diferentes meios.



Fonte: Autora (2022).

4.4 Determinações Analíticas

A concentração de biomassa foi determinada diariamente através de leituras da densidade ótica a 670 nm em espectrofotômetro EQUILAM UV 757B, através de uma curva de calibração da microalga, relacionando a densidade ótica com o peso seco de biomassa. Para quantificação da biomassa em (g L^{-1}) foi utilizado uma curva padrão que relacionava absorvância com peso seco de biomassa. Tal curva padrão é expressa pela equação 2.

$$y = 0,712x - 0,0255 \quad R^2=0,96 \quad (2)$$

Onde y é a concentração de biomassa (g L^{-1}) e x é absorvância.

Foi também realizado o monitoramento diário do pH no cultivo, utilizando o mesmo peagâmetro descrito anteriormente no item 4.2.1.

4.5 Determinações dos Parâmetros Cinéticos de Crescimento das Microalgas

Os parâmetros cinéticos que foram determinados para cada experimento são: a velocidade específica máxima de crescimento ($\mu_{\text{máx}}$, d-1), concentração celular máxima ($X_{\text{máx}}$, g.L-1) e produtividade máxima ($P_{\text{máx}}$, g.L-1d-1). A velocidade específica máxima de crescimento ($\mu_{\text{máx}}$, d-1) foi determinada por regressão linear aplicada à fase logarítmica, de acordo com a Equação 3.

$$\mu_{\text{máx}} = \frac{1}{X} \frac{dX}{dt} \quad (3)$$

O valor de produtividade máxima será determinado através da Equação 4, onde X_t é a concentração de biomassa (g.L-1) no tempo t (d), e X_0 é a concentração de biomassa (g.L-1) no tempo t_0 (d).

$$P = \frac{X_t - X_0}{t - t_0} \quad (4)$$

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Nesta seção, os resultados obtidos no decorrer do trabalho serão apresentados e discutidos, sendo eles: caracterização do efluente bruto, caracterização do efluente após o cultivo da microalga, crescimento cinético e pH diários da microalga e análise de teor proteico na biomassa da microalga durante o experimento.

5.1 Caracterização do Efluente

A Tabela 3 apresenta os resultados da caracterização do efluente bruto quanto a DBO, DQO, nitrogênio total Kjeldahl, pH, sólidos totais e turbidez.

Tabela 3 - Tabela 3- Caracterização do efluente bruto da etapa de Caleiro

Parâmetro	Valores Médios	Desvio Padrão
DBO	2.615 mg.L ⁻¹	*
DQO	7.521 mg.L ⁻¹	*
Nitrogênio total	1.902 mg.L ⁻¹	0,231
pH	12,5	**
Sólidos Totais	496 mg.L ⁻¹	14,01
Turbidez	623 NTU	6,55

Fonte: Autora (2022). *Por problemas de disponibilidade e tempo a análise não foi realizada em triplicata.

Os valores dos parâmetros analisados, expressos na Tabela 3, também estão em conformidade com o observado por Villela et al.(2001), onde foi encontrado uma DBO de 3.000 mg.L⁻¹ valor próximo do encontrado neste trabalho, onde afirma que a qualidade do efluente gerado é corresponde aos produtos químicos e quantidade de água utilizados no processo industrial, ou seja, havendo variação nas operações realizadas no cotidiano, haverá variações do efluente gerado diariamente na indústria.

A turbidez observada no efluente, 623 NTU (Tabela 3), pode ser reflexo da concentração de sólidos suspensos, 496 mg·L⁻¹ (Tabela 3) detectada no mesmo, visto que esta representa o grau de interferência sobre a passagem de luz pela água (VON SPERLING, 2006). Os sólidos em suspensão que estão presentes em

efluentes de curtumes são formados por substâncias protéicas vindas do couro, como carne, pelo, e de resíduos químicos insolúveis, entre outros compostos (óleos e graxas, gorduras animais e vegetais) (US-EPA, 1974).

As concentrações de nitrogênio total presente no efluente do curtume, encontram-se na ordem de $1.902 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Tabela 3), valor bastante alto, de acordo com o limite estabelecido pela Resolução no 128/2006 do Conselho Estadual do Meio Ambiente do Rio Grande do Sul (CONSEMA-RS), o valor de nitrogênio total varia de 10 a $20 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, representando um potencial contribuinte para eutrofização das águas receptoras desse efluente. Segundo Baur (2012), as primeiras etapas que são de pré-remolho, remolho, depilação e caleiro são responsáveis por grande parte do nitrogênio presente no efluente, por existir a remoção de pele, fontes de nitrogênio, que acontece nestas etapas. O nitrogênio presente nas águas residuárias também pode ser originado de produtos químicos que são utilizados no processo do couro, sendo eles corantes, que possuem nitrogênio na sua composição, e em excesso se unem aos efluentes líquidos (BAUR, 2012). Para a redução de nitrogênio no efluente, a incorporação de bactérias, diminuiria os problemas referentes a poluição, podendo reduzir esse nitrogênio no efluente, e também viabiliza a produção de proteínas unicelulares a partir deste (BASTOS, PADILHA e BENERI, 2000).

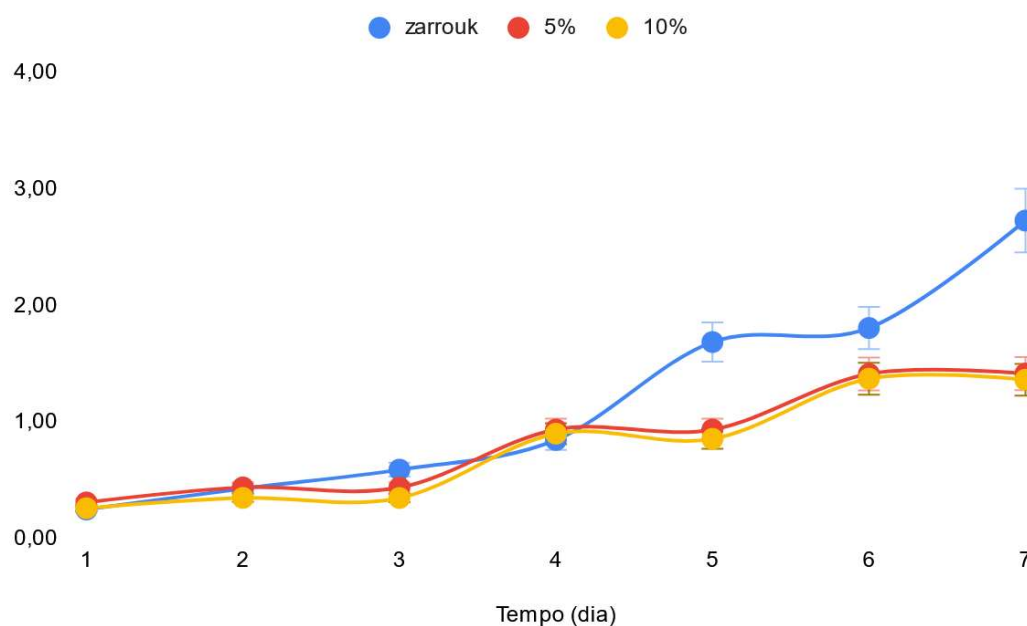
A concentração média de DBO no efluente, $2.615 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Tabela 3), encontra-se dentro da faixa de valores típicos de DBO em efluentes de curtumes, o valor de DBO determinada por IUE-IULTCS (2008) é de 2.324 a $4.000 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. De acordo com Von Sperling (1996), a DBO indica indiretamente a quantidade de matéria orgânica biodegradável existente no mesmo.

A quantidade de oxigênio necessária para a oxidação da matéria orgânica por meio de um agente químico é a DQO, referindo-se a concentração de matéria orgânica presente no efluente. Por esta razão, a DQO de um efluente sempre será maior que a DBO do mesmo, como observado na Tabela 3, (VON SPERLING, 1996). Os valores médios de DQO do efluente ($7.521 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), Tabela 3, estão de acordo com as faixas valores de Reemtsma e Jekel (1997) e IUE-IULTCS (2008), estes autores registraram valores de DQO na faixa de 3.000 a $10.000 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ e de 6.216,21 a $12.083,33 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, respectivamente.

5.2 Avaliação da cinética de crescimento da microalga *Spirulina platensis*

A Figura 7 abaixo mostra a curva de crescimento da microalga *Spirulina platensis* quando cultivada no meio Zarrouk, em 5% de efluente e 10% de efluente.

Figura 7- Crescimento da microalga em Controle Zarrouk, 5% de efluente e 10% de efluente.



Fonte: Autora (2022).

A curva de crescimento para o experimento em que se utilizou 100% de efluente como meio de cultivo não foi apresentada, pois a microalga sofreu inibição no início do cultivo. Os cultivos tanto em 5% quanto em 10% de efluente foram bastante similares, apresentando concentração final de biomassa de 1,37 g/L e 1,41 g/L, respectivamente.

A Tabela 4 mostra os resultados dos parâmetros cinéticos do cultivo

Tabela 4- Produtividade máxima em biomassa ($P_{\text{máx}}$), velocidade específica máxima das microalgas ($\mu_{\text{máx}}$) e tempo de geração (T_g).

Experimento	$\mu_{\text{máx}}$ h ⁻¹	t_g (h)	Δt (h)	$X_{\text{máx}}$ (g/L)	P (x) (g/L.h)
Zarrouk	0,016	43	0-72	2,73	0,02
5% efluente	0,014	49	72-144	1,41	0,008
10% efluente	0,015	46	0-72	1,37	0,007
100% efluente	0,0013	533	24-96	0,47	0,0007

Fonte: Autora (2022).

5.3 Avaliação da eficiência da aplicabilidade de *Spirulina platensis* no tratamento de efluente de curtume

A escolha das técnicas de tratamento dependerá do potencial de cada uma dessas técnicas, dos mecanismos que envolvem o processo e do interesse e qualidade que necessita Mierzwa (2005). A Tabela 5 apresenta as características do efluente após o tratamento por *Spirulina platensis* e sua eficiência de remoção calculado através da Equação 1.

Tabela 5- Caracterização do efluente após tratamento e eficiência de remoção

Parâmetro	Valores Médios	E (%)
DBO	2.133 mg.L ⁻¹	18,43
DQO	2.245 mg.L ⁻¹	70,01
Nitrogênio total	857 mg.L ⁻¹	54,9
pH	8,21	-
Sólidos Totais	1.651 mg.L ⁻¹	-23,2
Turbidez	902 NTU	-44,7

Fonte: Autora (2022).

Avaliando-se os dados registrados na Tabela 5 após tratamento com *Spirulina platensis*, pode-se observar que alguns parâmetros foram reduzidos após o crescimento da microalga. Importantes remoções dos componentes da água residuária salientando principalmente DQO e nitrogênio total apresentando eficiências de remoção de 70,01 % e 54,9 %, respectivamente.

Em termos de eficiência de remoção, registrou-se valores de 54,9% para remoção de nitrogênio total, tal eficiência é alta comparada com outros meios de tratamento biológico, tais como, lodo ativado e nitrificação-desnitrificação.

Souza (2011) avaliou a eficiência de remoção de nitrogênio total de um sistema de tratamento de efluente de curtume, e chegou a valores de eficiência na ordem de 35,1% de remoção.

Pereira (2008) analisou a eficiência de remoção de nitrogênio utilizando biofiltro aerado submerso no tratamento de efluentes de Curtume, do referido sistema de tratamento, chegando a remoções de 19,23%. Bahia (2014) verificou a eficiência de remoção de nitrogênio total de um sistema de tratamento composto de microfiltração, com aeração, não identificando remoções consideráveis, 4% na biofiltração e 7% de remoção na filtração. BRACHER (2015) encontrou eficiência de remoção de 51,9% para nitrogênio total. Estudos comprovam que as cianobactérias são capazes de utilizar diversas formas de nitrogênio, desde a forma mais oxidada, incluindo a forma molecular, ou nitrato, até a forma mais reduzida, como amônia (FLORES e HERRERO, 1994; GARCÍA-FERNÁNDES e DIEZ, 2004).

Pena et al (2017) apresentou uma remoção de 88,61 de nitrogênio em um cultivo de duas semanas, o biotratamento com microalgas é atraente devido a essa capacidade fotossintética de incorporar nutrientes, como nitrogênio e fósforo, e converter em biomassas, utilizando a energia luminosa (NOÛE; PAUW, 1988).

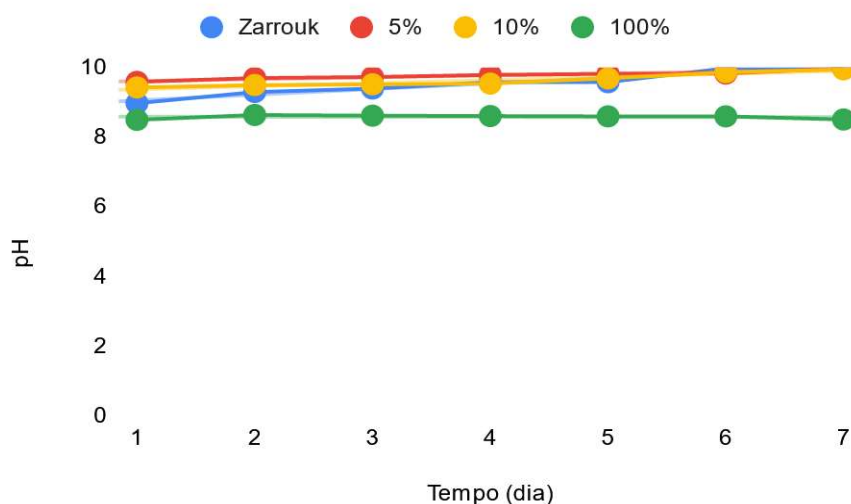
Os valores negativos apresentados para sólidos totais suspensos e turbidez (Tabela 5) são atribuídos ao crescimento celular, visto que a parede celular das células de cianobactérias possui uma carga negativa, desta forma ocorre a repulsão das mesmas, fazendo com que elas fiquem dispersas no meio, aumentando a concentração da matéria, aumentando turbidez e sólidos suspensos no efluente tratado (DE-BASHAN et al., 2002; MOLINA-GRIMA, 2002; SILVA et al.,

2009; SILVA-MANETTI et al., 2011; CHEN e LIU, 2012). BRACHER (2015) encontrou valores de eficiência de remoção de sólidos totais e turbidez negativos, também atribui tal resultado ao crescimento celular da microalga.

5.4 pH

A Figura 8 mostra a variação de pH dos cultivos da microalga nos diferentes meios de cultivos propostos no presente trabalho. O pH em três dos cultivos, Zarrouk, 5% efluente e 10% efluente tiveram um aumento, tal aumento se deve a fixação do dióxido de Carbono (CO_2) presente no efluente, por meio da respiração das microalgas que proporcionam uma maior dissociação de bicarbonato e carbonato. O aumento de pH ocorre pela dissociação, fazendo com que a acidez carbônica seja removida do meio, ocorrendo, assim, a liberação de íons hidroxila (OH^-) no meio (MOTA; VON SPERLING, 2009, LI et al., 2011). O efluente bruto apresenta um pH ácido em torno de 12,5 e este foi corrigido a 7,5 antes de começar o experimento.

Figura 8- Variação do pH em meio Zarrouk, 5%, 10% e 100% efluente durante 7 dias.



Fonte: Autora (2022).

Os valores de pH apresentaram variação para todos os testes ao longo do tratamento. Uma elevação do pH sugere um aumento no rendimento fotossintético. A elevação do pH favorece a maior presença de NH_3 (amônia livre). No pH próximo a 9,5, aproximadamente 50 % da amônia encontra-se na forma de amônia livre que facilmente volatiliza e 50 % na forma de NH_4^+ . Em pH acima de 11 toda amônia

está na forma de NH_3 (VON SPERLING, 2002). O aumento de pH indica que houve crescimento da microalga.

5.5 Demanda Química de Oxigênio (DQO)

A elevada eficiência de remoção de DQO, 70,1% (Tabela 5), indica que a *Spirulina Platensis* foi capaz de remover matéria orgânica do efluente, mostrando que a microalga foi capaz de crescer em diferentes meios. Com isso, evidencia-se a remoção de matéria orgânica em condições heterotróficas por *Spirulina platensis* como sendo uma rota em potencial para tratamento de efluentes industriais como o de curtume. Devido a disponibilidade de tempo e equipamentos a análise não pode ser realizada em triplicata após o cultivo.

6 CONCLUSÃO

O efluente foi caracterizado quanto a pH, DBO, DQO, com valores de 12,5, 2.615 mg.L⁻¹ e 7.521 mg.L⁻¹ respectivamente.

No que se refere ao crescimento da microalga *Spirulina platensis*, a mesma apresentou crescimento em três, dos quatro experimentos propostos. Os parâmetros cinéticos relativos a $\mu_{m\acute{a}x}$, tg e produtividade para o experimento em que foi utilizado somente o meio Zarrouk, foram de 0,016 h⁻¹, 43 h e 0,02 g/L.h, respectivamente. Para o experimento de 5% efluente os parâmetros cinéticos relativos a $\mu_{m\acute{a}x}$, tg e produtividade foram foram de 0,014 h⁻¹, 49 h e 0,008, respectivamente. Os parâmetros cinéticos relativos a $\mu_{m\acute{a}x}$, tg e produtividade foram no experimento 10% efluente foram de 0,015 h⁻¹, 46 h e 0,007 g/L.h, respectivamente. A microalga *Spirulina Platensis* demonstrou importante potencial para sua aplicação no tratamento de efluentes de maneira a complementar os tratamentos já existentes oriundos do processo de beneficiamento do couro, visto que foi capaz de remover significativas concentrações de matéria orgânica. Os resultados obtidos para o percentual de remoção para nitrogênio total, DQO e DBO, foram 54,9%, 70,01% e 18,43%, respectivamente.

Por fim é fundamental o incremento de estudos na área de aplicação de microalgas no tratamento deste tipo de efluente.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABNT. Preservação e técnicas de amostragem de efluentes e corpos receptores. Abnt, [s. l.], v. NBR 9898, p. 22, 1987.

ABREU, MIRIAM. A. **Reciclagem do resíduo do cromo da indústria de curtume como pigmentos cerâmicos**. Escola Politécnica da Universidade de São Paulo, Tese de doutorado apresentada para a obtenção do título de Doutor em Engenharia, São Paulo – SP, 2006. Disponível em: <<http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/3/3133/tde-16092010-111529/pt-br.php>>. Acesso em: 01/03/2022.

ABQTIC. Guia brasileiro do couro, 2017.

AGUSTINI, C. B.; HAUBERT, G.; BARCELLOS, B. S. C. GUTTERRES, M. Mass Reduction of Tannery Solid Wastes by Biodegradation. **JSLTC**, 100: 271-273, 2014.

AJAYAN, K. V. et al. Phycoremediation of Tannery Wastewater Using Microalgae Scenedesmus Species. International Journal of Phytoremediation, v. 17, n. 10, p. 907–916, 3 out. 2015.

AQUIM P. M. **Gestão em curtumes: Uso integrado e eficiente da água**. Porto Alegre, 2006.

ANDRULEVICIUTE, V.; MAKAREVICIENE, V.; SKORUPSKAITE, V; GUMBYTE, M. Biomass and oil content of Chlorella sp., Haematococcus sp., Nannochloopsis sp. and Scenedesmus sp. under mixotrophic growth conditions in the presence of technical glycerol. Journal Applied Phycology, v. 26, p. 83-90, 2014.

ARAÚJO, W. E. L.; PASQUALETTO, A. **Utilização de Algas no Tratamento de Efluente Doméstico**. Goiânia, GO. 2005.

ARCEO, Á. A. **Produção de biodiesel mediante o processo de Hidroesterificação da biomassa das microalgas Scenedesmus dimorphus e Nannochloropsis oculata**. 2012. Tese (Doutorado em Ciências em Tecnologia de Processos Químicos e Bioquímicos.) - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2012.

BAHIA, A. S. Tratamento de efluente de curtume por biofiltro aerado Submerso pré-tratado com microfiltro de membrana. Ilha Solteira, 2014.

BARSANTI, L.; GUALTIERI, P. Algae anatomy biochemistry and biotechnology, London UK:Taylor & Francis Group. 2006.

BAUR, L. Estudo e identificação de nitrogênio em efluentes de curtume. Porto Alegre, 2012.

BECKER, W. Microalgae in human and animal nutrition. In: RICHMOND, A. (Ed). Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology. London: Blackwell Science, 2004. p.312-351.

BEHRENS, P.W. Photobioreactors and Fermentors: The Light and Dark Sides of Growing Algae, in: Andersen, R.A. (Ed.), Algal Culturing Techniques. Elsevier/Academic Press, 2005.

BERTOLDI, C. F.; BENVENUTI, J., FORTINO, P. C.; GUTTERRES, M. Métodos analíticos para determinação de compostos em efluentes de curtume. 10º Simpósio internacional de qualidade ambiental, 2016.

BOROWITZKA, M.A. Carotenoid production using microorganisms. In: Cohen, Z. & Ratledge, C. (eds.) Single Cell Oils. AOCS Press, Champaign, Illinois. p. 124-137, 2005.

BRACHER, G. **Avaliação do potencial de aplicação de *Aphanothece microscopica* Nägeli no tratamento do efluente de curtume.** Universidade Federal de Pelotas, 2015.

BRASIL. Ministério da Saúde. Portaria MS n.º 518/2004/Ministério da Saúde. Brasília: Ministério da Saúde, 2004. 34 p.

BRENNAN, L. & OWENDE, P. Biofuels from microalgae - a review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. *Renewable Sustainable Energy Reviews*, v. 14, p. 557–77, 2010.

BORKENSTEIN, C. G. et al. Cultivation of *Chlorella emersonii* with flue gas derived from a 1049 cement plant. *Journal Applied Phycology*, v. 23, p. 131-135, 2011.

CAMPOS, B. V.; BARBARINO, E.; LOURENÇO, S. O. **Crescimento e composição química de dez espécies de microalgas marinhas em cultivos estanques.** *Ciência Rural*, v. 40, n. 2: 309– 317, 2010.

CARDOSO, A. S.; VIEIRA, G. E. G.; MARQUES, A. K. O uso de microalgas para a obtenção de biocombustíveis **Revista Brasileira de Biociências - Brazilian Journal of Biosciences**, v. 9, n. 4, p. 542-549, 2011

CETESB, Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Guia Técnico Ambiental de Curtumes.** São Paulo, 2015. Disponível em: < <https://cetesb.sp.gov.br/camaras-ambientais/wp-content/uploads/sites/21/2013/12/Guia-T%C3%A9cnico-Ambiental-de-Curtumes-v2015.pdf> > Acesso em: 12 jan 2022.

CHAMBERS, P. A.; MCGOLDRICK, D. J.; BRUA, R. B.; VIS, C.; CULP, J. M.; BENOY, G.A. Development of environmental thresholds for nitrogen and phosphorus in streams **Journal of Environmental. Quality**, 41: 7-20, 2012.

CHAVES, A. J; BIANCHI, V. L.D; BUENO, G.F. **Tratamento de efluente da indústria de laticínios utilizando a microalga *Spirulina platensis*.** XXIV Congresso de Iniciação Científica. Disponível em: < http://prope.unesp.br/cic/admin/ver_resumo.php?area=100071&subarea=21095&congresso=34&CPF=36489368838 >. Acesso em: 26/02/2022.

CHEW, JING YING YAP, PAU LOKE SHOW, NG HUI SUAN, JOON CHING JUAN, TAU CHUAN LING, DUU-JONG LEE, JO-SHU CHANG, **Microalgae biorefinery: High value products perspectives Bioresource Technology**, Volume 229, 2017 Pages 53-62, ISSN 0960-8524, <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.01.006>. (<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0960852417300263>) Acesso em: 07/02/2022.

CHISTI, Y. Microalgae: our marine forests. Book reviews. RICHMOND, A. (Ed). Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology. Oxford: Blackwell Science, 2004. 566p.

CHISTI, Y. (2007) Biodiesel from microalgae. *Biotechnology Advances* 25, 294-306.

CICB – Centro das indústrias de curtumes do Brasil. O couro e o curtume brasileiro. Disponível em: <<http://www.cicb.org.br/cicb/sobre-couro>> Acesso em: 06 jan 2022.

DA SILVA, C. A.; ALBERGUINI, E. M. Z. **Biologia da conservação em ambientes aquáticos**. Instituto Federal do Paraná. Curitiba, 2011.

DE GODOS, I.; GUZMAN, H. O.; SOTO, R.; GARCÍA-ENCINA, P.A.; BECARES, E.; MUÑOZ, R.; VARGAS, V.A. Coagulation/flocculation-based removal of algal-bacterial biomass from piggery wastewater treatment. *Bioresource Technology*, v. 102 p. 923–927, 2011.

DERNER, R. B.; OHSE, S.; VILLELA, M.; CARVALHO, S. M.; FETT, R. Microalgas, produtos e aplicações. **Ciência Rural**, v.36, n.6, p.1959-1967, 2006.

DI LACONI, C.; LOPEZ A.; RAMDORI, R.; DI PINTO, A. C.; PASSINO R. Combined chemical and biological degradation of tannery wastewater by a periodic submerged filter. **Water Research**, 36(9): 205-214, 2001.

FONTOURA, J. T. **Crescimento de microalgas em efluente de curtume: remoção de nutrientes, viabilidade de produção de biodiesel e utilização da biomassa residual**. 2017. 205f. Tese (Doutorado em Engenharia) – Departamento de Engenharia Química, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2017.

Gadd, G.M. (2008) **Biosorption: Critical Review of Scientific Rationale, Environmental Importance and Significance for Pollution Treatment**. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, 84, 13-28.

GALARZA, J.I., Delgado, N. & Henríquez, V. **Cisgenesis and intragenesis in microalgae: promising advancements towards sustainable metabolites production**. *Appl Microbiol Biotechnol* **100**, 10225–10235 (2016). <<https://doi.org/10.1007/s00253-016-7948-z>> Acesso em: 07/02/2022.

GILL, I.; VALIVETY, R. Polyunsaturated fatty acids, part 1: occurrence, biological activities and applications. *Trends in Biotechnology*, n.15, p.401-409, 1997.

GONÇALVES, A.L.d.C., (2012) Environmental benefits of *Chlorella vulgaris* and *Pseudokirchneriella subcapitata*, Master in Biological Engineering; Departamento de Engenharia Química. Faculdade de Engenharia da Universidade do Porto, Porto.

GOUVEIA, L. (2011) *Microalgae as a Feedstock for Biofuels*. Springer Heidelberg, Berlin, Germany.

GUTTERRES, M. Apostila Tecnologia do Couro II, 2014 (graduação), Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2014.

GUTTERRES, M.; BENVENUTI, J.; FONTOURA, J. T.; ORTIZ-MONSALVE S. Characterization of raw wastewater from tanneries. **Journal JSLTC**, 99:280, 2015.

HABIB, M. A. B.; PARVIN M. A review on culture, production and use of *Spirulina* as food for humans and feeds for domestic animals and fish. FAO Fisheries and Aquaculture, Circular n. 1034, 2008.

HEIDEMANN, E. Fundamentals of leather manufacture. **Eduard Roether KG**, 1993 (1993).

HENRY, J. Glyn; HEINKE, Gary W. (1995) *Environmental Science and Engineering*. Prentice Hall, New Jersey. Disponível em: <<https://www.arca.fiocruz.br/bitstream/icict/4619/2/711.pdf>>. Acesso em: 02/03/2022.

HU, Q. Environment effects on cell composition. In: RICHMOND, A., ed. *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*. Iowa, EUA: Blackwell Publishing Ltd., p 83–93, 2004.

IUE-IULTCS. International Union of Environmental - International Union of Leather Technologists and Chemists Societies. IUE document on recent developments in cleaner production and environment protection in world leather sector. 2008. Disponível em: <<http://www.iultcs.org/environment.asp>> Acesso em 17 ago 2022..

ISLAM M. A., HEIMANN K., BROWN R. J. Microalgae biodiesel: Current status and future needs for engine performance and emissions. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, p 1160-1170, 2017.

JORDÃO, E.P., Pessoa C.A. (1995) Tratamento de Esgotos Domésticos. ABES, Rio de Janeiro.

KOREIVIENĖ, J.; VALČIUKAS, R.; KAROSIENĖ, J.; BALTRĖNAS, P. J., Testing of Chlorella/Scenedesmus microalgae consortia for remediation of wastewater, CO₂ mitigation and algae biomass feasibility for lipid production. **J. Environ. Eng. Landsc. Manag.** 22, 105–114, 2014.

LAURENS, L.M.; VAN WYCHEN, S.; MCALLISTER, J.P.; ARROWSMITH, S.; DEMPSTER, T.A.; MCGOWEN, J.; PIENKOS, P.T. Strain, biochemistry, and cultivation-dependent measurement variability of algal biomass composition. *Analytical Biochemistry*, v. 452, p. 86 – 95, Disponível em: <<https://lume.ufrgs.br/handle/10183/173885>>. Acesso em: 01/03/2022.

LEITE, A.E.B., **Simulação do lançamento de esgotos domésticos em rios usando um modelo de qualidade d'água, SisBAHIA**. Disponível em: <<https://www.arca.fiocruz.br/bitstream/icict/4619/2/711.pdf>>. Acesso em 01/03/2022..

LENZI, E. **Introdução À Química Da Água: ciência, vida e sobrevivência**. Rio de Janeiro: LTC, 2009.

LEE, R.E (Ed). *Phycology*. 4th ed. *Cambridge University Press*. Colorado State University, USA, 2008.

LEE, Y. K. Microalgal mass culture systems and methods: Their limitation and potential. *Journal Applied Phycology*, v. 13, p. 307-315, 2001.

LOURENÇO, S. O. Cultivo de microalgas marinhas: princípios e aplicações. São Carlos: RiMa, 2006. 588 p.

MANCOPESES, F. Influência dos processos de engraxe e acabamento na modificação da estrutura e das propriedades do couro. **Dissertação** (Mestrado em Engenharia Química) -Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011.

MATA, T. M.; MARTINS, A. A.; CAETANO, N.S. Microalgae for biodiesel production and other applications: a review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, v.14, p. 217–232, 2010.

MEHLITZ, T. H. Influence and Heat Management Requirements of Microalgae Cultivation in Photobioreactors. San Luis Obispo, USA. 2009.

MONTEIRO, M. P.; LUCHESE, R. H.; ABSHER, T. M. Effect of Three Different Types of Culture Conditions on *Spirulina máxima* Growth. Brazilian archives of Biology and technology, p 369-373, 2010.

MOTA, Suetônio. **Introdução à engenharia ambiental. Associação Brasileira de Engenharia Sanitária e Ambiental- ABES**; 4^a Ed. Rio de Janeiro, 2006.

MUNZ, G.; GORI, R.; CAMMILLI, L. et al. Characterization of tannery wastewater and biomass in a membrane bioreactor using respirometric analysis. Bioresour. Technol., 99(18): 8612- 8618, 2008.

NISHIOKA, M. et al. Production of poly- β -hydroxybutyrate by thermophilic cyanobacterium, *Synechococcus* sp. MA19, under phosphate-limited conditions. Biotechnology Letters, v. 23, p. 1095-1099, 2001.

OLIVEIRA, LISANDRA T. Incorporação de Resíduos de Curtume em Artefatos Cerâmicos - Uma alternativa para Redução de Passivo Ambiental. Obtenção de mestrado na área de Saneamento Ambiental e recursos hídricos pela Universidade Federal de Mato Grosso do Sul 2008. Disponível em: <repositorio.cbc.ufms.br:8080/jspui/handle/123456789/1503> Acesso em 26/02/2022.

ORTIZ-MONSALVE, S. Estudos de descoloração de corantes para couro pelo isolado nativo *Trametes villosa*. **Dissertação** (Mestrado em Engenharia Química) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2015.

ORTIZ, C.P; STEYER, J.P; BORIES, A. Carbon and nitrogen removal from wastewater by *Candida utilis*: kinetic aspects and mathematical modeling. Process Biochemistry, v. 32, n. 3, p. 179–189, 1997.

PACHECO, J. W. F. **Curtumes – Série P+L**. CETESB, São Paulo, 2005. 76 p. Disponível em:< <http://www.cetesb.sp.gov.br>>.

PARMAR, A.; SINGH N.K.; PANDEY A.; GNANSOUNOU E.; MADAMWAR D. Cyanobacteria and microalgae: **A positive prospect for biofuels**. *Bioresource Technology*, v. 102, p. 10163–10172, 2011.

PENA, A. C. C. **Tratamento de Efluentes de Curtume com Consórcio de Microalgas** 2017. Disponível em: <<https://lume.ufrgs.br/handle/10183/173838>>. Acesso em 15 dez 2021.

PEREIRA, E. L. S. **Utilização de biofiltro aerado submerso no tratamento de efluentes de curtume submetido a processo de pré-tratamentos físico-químico e anaeróbio**. Ilha Solteira, 2008.

PERKINS, F. O. et al. **Ultrastructure of a marine Synechococcus possessing spinae**. *Canadian Journal of Microbiology*, v. 27 n. 3, p.318–329, 1981.

PICCIN, J.S.; GOMES, C.S.; MELLA, B., GUTTERRES, M. Color removal from real leatherdyeing effluent using tannery waste as an adsorbent. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 4: 1061–1067, 2016.

RATHA, S.K.; PRASANNA, R., **Bioprospecting microalgae as potential sources of “Green Energy”— challenges and perspectives (Review)**. *Applied Biochemistry and Microbiology*, v. 48, p. 109–125, 2012.

RICHMOND, A. Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology. Boca Raton, CRC Press. p. 528, 1986.

SALAMA, A.F.; ABDEL-HAMID, N.M.; EL-SHEEKH, M.; TOSSON, E.; GABR, A.M. Spirulina Platensis Microalgae Protects against Diethyl Nitrosamine Carcinogenic Effect on Female Albino Rats. *Alexandria Journal of Veterinary Science*, v. 53(1), p. 167-179, 2017.

SANTOS, T.W.; VAIRO, M.L.R.; HISS, H.; BORZANI, W. (1992). Semicontinuous alcoholic fermentation of sugar cane blackstrap molasses by preces yeast. *Biotechnology Letters*, v. 14, p. 971-981.

SCHENK, P.M.; STEPHENS, E.; POSTEN, C. Second generation biofuels: high-efficiency microalgae for biodiesel production. *Bioenergy Research*, v.1, p.20-43, 2008.

SCHMIDELL, W.; LIMA, U.A.; AQUARONE, E. REIS, C.M.G. *Microscopia– Disciplina de Biologia Celular. Escola Superior Agrária, Instituto Politécnico de Castelo Branco, Laboratório de Biologia Vegetal. 24p. Apostila. 2003*

SONI, R. et al. Spirulina–From growth to nutritional product: a review. *Trends Food Science Technology*, n. 69, p. 157-171, 2017.

SUNDARAMOORTHY, B. et al. Biomass characterisation and phylogenetic analysis of microalgae isolated from estuaries: Role in phycoremediation of tannery effluent. *Algal Research*, v. 14, p. 92–99, 2016.

TANG, H., ABUNASSER, N.; GARCIA, M.E.D.; SIMON M.C. Potential of microalgae oil from *Dunaliella tertiolecta* as a feedstock for biodiesel. *Applied Energy*, v. 88, p. 3324-3330, 2010.

TOMASELLI, L. The microalgal cell. In: RICHMOND, A. (ed.). *Handbook of Microalgal Culture: biotechnology and applied phicology*. Oxford: Blackwell Science, p.3-19, 2004.

VILLELA, L. C. H.; OLMO, L. N.; DE PAULA, L. R.; ROSA JR, M.; FLECK, J. I.; DE FREITAS, A. H. Tratamento de efluentes de curtume-estudo de caso-caracterização qualitativa e quantitativa dos efluentes e avaliação de desempenho do sistema de tratamento. In: *Saneamento ambiental: desafio para o século 21*. ABES, 2001. p.1-9.

VON SPERLING, M. **Activated sludge and aerobic biofilm reactors**. IWA publishing, London, 2006.

VON SPERLING, M. *Princípio do tratamento biológico de águas residuárias: Lodos ativados*. Editora UFMG, Minas Gerais, 1997.

VON SPERLING, M. Activated sludge and aerobic biofilm reactors. IWA publishing, London, 2006.

VON SPERLING, M. Introdução à qualidade das águas e ao tratamento de esgotos. Editora UFMG, Minas Gerais, 1996.

WATERBURY, J. B. et al. A cyanobacterium capable of swimming motility. Science, v. 230, n. 721, p. 74–76, 1985.

WHITTON, B. A. Ecology of Cyanobacteria II. Springer, New York, 2012.

WINTER, C. Caracterização de filmes poliméricos utilizados em acabamento de couros. **Dissertação** (Mestrado em Engenharia Química) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2014.