

**CENTRO ESTADUAL DE EDUCAÇÃO TECNOLÓGICA PAULA SOUZA  
ETEC TRAJANO CAMARGO  
3º MTEC PI - QUÍMICA**

**BEATRIZ LARSEN GALLICCHIO**

**BIOTINGIMENTO TÊXTIL: corante sintetizado a partir de  
pigmentos microalgais e cianobacterianos**

**LIMEIRA - SP  
2024**

**Beatriz Larsen Gallicchio**

**BIOTINGIMENTO TÊXTIL: Corante sintetizado a partir de pigmentos microalgais e cianobacterianos**

Trabalho de Conclusão de Curso da ETEC Trajano Camargo orientado pela Prof<sup>a</sup> Dra. Gislaine Aparecida Barana Delbianco e coorientado pela Prof<sup>a</sup> Dra. Inessa Lacativa Bagatini e Prof<sup>a</sup> Enga. Margarete Galzerano Francescato, como requisito para obtenção do título de Ensino Médio Integrado ao Técnico em Química.

**LIMEIRA - SP  
2024**

## DEDICATÓRIA

*Para as estrelas que me escutam – e para os sonhos que me respondem.*

## AGRADECIMENTOS

O desenvolvimento desse trabalho só me pareceu possível com a ajuda de pessoas que me apoiaram ao longo do projeto, dentre as quais agradeço:

Aos meus pais, por todo o esforço de me proporcionar uma vida para concentração na ciência, e pela educação do aprendizado, além de tudo o que fazem por mim.

Aos meus avós, que são a base da nossa família e proporcionam os melhores momentos da minha vida.

À orientadora Dra. Gislaine Delbianco, que durante 12 meses me acompanhou pontualmente, dando todo o auxílio para a pesquisa e elaboração do projeto.

À minha irmã, Bruna Larsen, pela interlocução entre meu projeto e a parceria conseguida na Universidade Federal de São Carlos.

Imensamente à coordenadora professora Dra. Inessa Lacativa, que aceitou participar integralmente do projeto, fornecendo a principal matéria-prima e a parceria em seu laboratório, na UFSCar, além de todo o auxílio ao longo da metodologia do projeto.

Ao Wesley, que me acompanhou durante toda minha estadia no Laboratório de Ficologia, e por tudo que me ensinou dentro do laboratório. E a todos que estiveram presentes no local e, de alguma forma, contribuíram para minha integração e conhecimento.

À coordenadora professora Margarete Francescato, pela ajuda informacional e conhecimento científico quanto ao desenvolvimento, e por sua disposição para ajudar e integrar no projeto.

Aos professores do curso de Química, em especial Ma. Jéssica Macedo pela ajuda informacional na metodologia do projeto, e a todos os professores da base nacional comum, principalmente à prof<sup>a</sup> Daniela Brugnaro, pelo apoio emocional a mim e à toda turma do curso.

Aos meus colegas de classe, pelo apoio e companheirismo ao longo desse ano, em especial Gabriel Pierroti e Gabriela Tristão, que me indicaram correções no desenvolvimento do projeto.

Por fim, à minha força de vontade e confiança em minha própria capacidade, que foram os motivos que me mantiveram firme até aqui.

A mudança deve ser devagar, porque a direção é mais importante que a velocidade.

**Clarice Lispector.**

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

<b>Figura 1:</b> Estrutura básica dos azocorantes (como exemplo a tartrazina).....	17
<b>Figuras 2 e 3:</b> Sistema de cultivo de microalgas aberto.....	28
<b>Figura 4 a 6:</b> Respectivamente, fotobiorreatores tubulares, planos e verticais.....	28
<b>Figura 7:</b> Microscopia da microalga <i>Chlorella vulgaris</i> .....	29
<b>Figura 8:</b> Fórmula geral da clorofila, onde (A) é o radical que diferencia a clorofila-a e clorofila-b.....	30
<b>Figura 9:</b> Microscopia de células de <i>Spirulina maxima</i> .....	31
<b>Figura 10:</b> Classificação dos tecidos.....	34
<b>Figura 11:</b> Metodologia de processos.....	38
<b>Figura 12:</b> Processo de cultivo das biomassas.....	39
<b>Figura 13:</b> Processo de liofilização das biomassas.....	42
<b>Figura 14:</b> Processo de extração dos pigmentos da biomassa.....	43
<b>Figura 15:</b> Processo de análise espectrofotométrica.....	44
<b>Figura 16:</b> Processo de preparo e tingimento dos tecidos.....	46
<b>Figura 17:</b> Processo de aplicação do corante às fibras.....	47
<b>Figura 18:</b> Preparo das soluções de cultivo.....	50
<b>Figuras 19 e 20:</b> Primeira inoculação do estoque em tubo de ensaio com 9 mL do meio.....	50
<b>Figura 21:</b> Segunda inoculação em frascos Boecos com 150 mL do meio.....	50
<b>Figura 22:</b> Terceira inoculação em cilindros de borossilicato com 2 L do meio.....	51
<b>Figura 23:</b> Segunda semana de cultivo.....	52
<b>Figuras 24 e 25:</b> Terceira semana de cultivo.....	53
<b>Figuras 26 e 27:</b> Quarta semana de cultivo.....	54
<b>Figuras 28 a 30:</b> Centrifugação da biomassa.....	54
<b>Figura 31:</b> Congelamento da biomassa em nitrogênio líquido.....	55
<b>Figuras 32 a 34:</b> Liofilização da biomassa.....	56
<b>Figuras 35 e 36:</b> Biomassa da microalga <i>C.vulgaris</i> após 24 h de liofilização.....	57
<b>Figura 37:</b> Biomassa da cianobactéria <i>S.maxima</i> após 24 h de liofilização.....	57
<b>Figura 38:</b> Extração dos pigmentos.....	59

<b>Figuras 39 a 41:</b> Resultados da extração.....	59
<b>Figura 42:</b> Curva de absorbância.....	62
<b>Figura 43:</b> Metodologia de tingimento.....	63
<b>Figura 44:</b> Resultado dos tingimentos em algodão, respectivamente, utilizando ficocianinas.....	64
<b>Figura 45:</b> Resultado dos tingimentos em linho, respectivamente, utilizando ficocianinas.....	64
<b>Figura 46:</b> Resultado dos tingimentos em poliéster, respectivamente, utilizando ficocianinas.....	64
<b>Figura 47:</b> Resultado dos tingimentos em elastano, respectivamente, utilizando ficocianinas.....	65
<b>Figura 48:</b> Resultado dos tingimentos em algodão, respectivamente, utilizando clorofila.....	65
<b>Figura 49:</b> Resultado dos tingimentos em linho, respectivamente, utilizando clorofila.....	66
<b>Figura 50:</b> Resultado dos tingimentos em poliéster, respectivamente, utilizando clorofila.....	66
<b>Figura 51:</b> Resultado dos tingimentos em elastano, respectivamente, utilizando clorofila.....	66
<b>Figura 52:</b> Resultado do teste de aderência do algodão, tingido com ficobilina.....	67
<b>Figura 53:</b> Resultado do teste de aderência do linho, tingido com ficobilina.....	68
<b>Figura 54:</b> Resultado do teste de aderência do poliéster, tingido com ficobilina.....	68
<b>Figura 55:</b> Resultado do teste de aderência do elastano, tingido com ficobilina.....	68
<b>Figura 56:</b> Resultado do teste de aderência do algodão, tingido com clorofila.....	68
<b>Figura 57:</b> Resultado do teste de aderência do linho, tingido com clorofila.....	69
<b>Figura 58:</b> Resultado do teste de aderência do poliéster, tingido com clorofila.....	69
<b>Figura 59:</b> Resultado do teste de aderência do elastano, tingido com clorofila.....	69

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1:</b> Classificação dos corantes utilizados na indústria têxtil.....	16
<b>Tabela 2:</b> Valores máximos admitidos para Efluentes Industriais.....	22
<b>Tabela 3:</b> Concentrações máximas exigidas para o descarte de Efluentes Industriais, de acordo com a Lei nº997°, Estado de São Paulo.....	25
<b>Tabela 4:</b> Nutrientes essenciais no crescimento microalgal.....	27
<b>Tabela 5:</b> Classificação das Clorofilas e suas matérias primas.....	31
<b>Tabela 6:</b> Diferenças entre a impregnação e esgotamento no tingimento têxtil.....	35
<b>Tabela 7:</b> Composição do meio de cultura para <i>Chlorella vulgaris</i> .....	39
<b>Tabela 8:</b> Composição do meio de cultura para <i>Spirulina máxima</i> .....	40
<b>Tabela 9:</b> Transferência das culturas.....	49
<b>Tabela 10:</b> Transferência datadas.....	51
<b>Tabela 11:</b> Espectrofotometria das clorofilas e ficobilinas.....	60
<b>Tabela 12:</b> Concentração dos pigmentos.....	62
<b>Tabela 13:</b> Formulação dos corantes com ficobilinas.....	63
<b>Tabela 14:</b> Formulação dos corantes com clorofila.....	65



## RESUMO

O tingimento de substratos têxteis é uma das práticas que coloca o Brasil entre os maiores produtores e exportadores têxteis mundiais, além de ser o segundo setor mais empregador no país. Entretanto sua produção torna a indústria uma das mais contaminadoras de água no mundo, uma vez que gera grandes volumes de efluentes tóxicos aos recursos hídricos e tóxicos à vida, como é o caso dos corantes sintéticos. Com o intuito de zelar pelo meio ambiente e a saúde humana, esse trabalho propõe a produção de um biocorante sintetizado a partir de pigmentos encontrados em microalgas e cianobactérias, microrganismos que ganham cada vez mais destaque na indústria tecnológica devido à sua versatilidade e aplicabilidade. Para a obtenção do produto, foi utilizado a biomassa de *Chlorella vulgaris* e de *Spirulina maxima*, cultivadas em meios axênicos WC com injeção de gás carbônico durante 29 dias. A biomassa gerada foi coletada por centrifugação e liofilizada. Os pigmentos foram extraídos por meio de ruptura celular utilizando Propanona 99,5% e Cloreto de sódio 0,9%, e os pigmentos foram centrifugados a 6.000 rpm para a separação das soluções. Foram formulados quatro corantes com diferentes concentrações de mordente e alvejante para garantir a máxima performance do tingimento. Os tecidos de linho, algodão, poliéster e elastano foram tingidos em banho-maria por 30 min a 80°C, e as cores resultantes mostram uma boa aderência, em especial dos tecidos sintéticos. Além disso, os testes aplicados resultam na comprovação da durabilidade e atratividade visual do produto. O interesse do projeto ainda busca oferecer um corante completamente novo no mercado têxtil, proporcionando tanto a conservação dos meios hídricos como a prevenção de doenças humanas, alavancando a economia e sustentabilidade do setor têxtil industrial.

**Palavras-chave:** Biocorante têxtil, *Chlorella vulgaris*, *Spirulina maxima*,

## ABSTRACT

The dyeing of textile substrates is one of the practices that places Brazil among the world's largest textile producers and exporters, even as it stands as the second-largest employment sector in the country. However, its production makes the industry one of the most water-polluting in the world, generating large volumes of effluents harmful to water resources and toxic to life, as is the case with synthetic dyes. To safeguard the environment and human health, this work presents the production of a bio-dye synthesized from pigments found in microalgae and cyanobacteria, microorganisms that are gaining increasing prominence in the technology industry due to their versatility and applicability. For this product, biomass from *Chlorella vulgaris* and *Spirulina maxima* was used, cultivated in axenic WC media with gas injection for 29 days. The generated biomass was collected through centrifugation and lyophilized until completely dry. The pigments were extracted through cell disruption using 99.5% propanone and 0.9% sodium chloride, and the pigments were centrifuged at 6.000 rpm to separate the solutions. Four dyes with different concentrations of mordant and bleaching agents were formulated to ensure maximum dyeing performance. Linen, cotton, polyester, and elastane fabrics were dyed in a water bath for 30 minutes at 80°C, and the resulting colors showed good adherence, especially on synthetic fabrics. Additionally, applied tests confirmed the product's durability and visual appeal. The project aims to introduce a completely new dye to the textile market, promoting the conservation of water resources and the prevention of human diseases while boosting the economy and sustainability of the industrial textile sector.

**Keywords:** Textile bio-dye, *Chlorella vulgaris*, *Spirulina maxima*

# SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO E JUSTIFICATIVA</b> .....	<b>12</b>
<b>2 OBJETIVOS GERAIS</b> .....	<b>14</b>
2.1 Objetivos Específicos .....	14
<b>3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	<b>15</b>
3.1 Antecedentes Históricos .....	15
3.2 Corantes da Indústria Têxtil e sua Causa na Contaminação Ambiental .....	16
3.2.1 Corantes Azoicos .....	17
3.3 Efluentes Têxteis.....	18
3.3.1 Tratamentos físicos e químicos.....	19
3.3.2 Tratamentos Biológicos.....	20
3.4 Parâmetros Legislativos Aplicados à Efluentes Têxteis.....	21
3.4.1 Legislação Brasileira.....	21
3.4.2 Legislação Estadual .....	23
3.5 As Microalgas e suas Aplicações .....	26
3.5.1 Métodos de Cultivo .....	26
3.6 <i>Chlorella vulgaris</i> .....	29
3.6.1 Clorofila.....	30
3.7 <i>Spirulina máxima</i> .....	31
3.7.1 Ficobilinas e Ficocianinas .....	32
3.7 Tecidos - Como Reagem ao Tingimento Natural.....	33
3.7.1 Processos químicos no tingimento têxtil.....	35
3.7.2 Preparo e tingimento têxtil .....	35
<b>4. MATERIAIS E MÉTODOS</b> .....	<b>38</b>
4.1 Cultivo da Biomassa .....	38

<b>4.1.1 Biomassa Microalgal.....</b>	<b>39</b>
<b>4.1.2 Cianobactérias.....</b>	<b>40</b>
<b>4.2 Coleta e Secagem das Biomassas.....</b>	<b>41</b>
<b>4.3 Extração dos Pigmentos.....</b>	<b>42</b>
<b>4.4 Quantificação espectrofotométrica .....</b>	<b>43</b>
<b>4.5 Preparação do Corante Tingimento do Tecido.....</b>	<b>45</b>
<b>4.7 Testes de Aderência .....</b>	<b>48</b>
<b>5. DISCUSSÃO DE RESULTADOS .....</b>	<b>49</b>
<b>5.1 Cultivo das Biomassas .....</b>	<b>49</b>
<b>5.2 Coleta e Secagem da Biomassa.....</b>	<b>54</b>
<b>5.3 Extração dos Pigmentos.....</b>	<b>58</b>
<b>5.4 Quantificação espectrofotométrica .....</b>	<b>60</b>
<b>5.5 Tingimento dos Tecidos .....</b>	<b>63</b>
<b>5.5 Testes de Aderência .....</b>	<b>67</b>
<b>6 CONSIDERAÇÕES FINAIS .....</b>	<b>71</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>73</b>

## 1 INTRODUÇÃO E JUSTIFICATIVA

O Tingimento de substratos têxteis é uma prática empregada há séculos, como forma de arte e comunicação entre a humanidade. Em uma disparada tecnológica, a ascensão da indústria têxtil se fez durante o século XVIII e XIX, alavancada pela revolução industrial, e, juntamente com ela, os corantes sintéticos para tecidos começaram a ser utilizados para a criação de peças coloridas, vibrantes e marcantes (SILVA; MUNIZ, 2022).

Com mais de 22 mil empresas em todo país, o Brasil está entre os maiores produtores e exportadores têxteis mundiais, sendo responsável por movimentar mais de R\$161 bilhões na economia nacional em 2020. O setor têxtil é o segundo mais empregador do país, com quase um bilhão de empregados diretos e indiretos na renda, alavancando 16,6% dos empregos na indústria de transformação (TEXBRASIL, 2023; ASSOCIAÇÃO TEXTIL E DE CONFECÇÃO (ABIT), 2023).

Contudo, a trajetória econômica da indústria têxtil o tornou um dos maiores contaminadores de água do mundo, uma vez que sua capacidade de poluição gera grandes volumes de efluentes, disponibilizando diversas substâncias e subprodutos extremamente tóxicos e nocivos no ambiente. Em potencial, a coloração dos tecidos se destaca como contaminante, tendo mais de setenta mil toneladas de efluentes de corantes gerados anualmente (KUMAR GUPTA, 2020).

Esses substratos impedem a penetração de luz nas camadas aquáticas mais profundas, levando ao esgotamento de oxigênio absorvido e, por fim, causam desequilíbrio do ecossistema, podendo desencadear na eutrofização do meio. A problemática se torna ainda mais grave quando se leva em consideração que os efluentes de corantes são substâncias não necessariamente incluídas no monitoramento de legislações pertinentes à qualidade ambiental, portanto, o investimento no tratamento desses produtos é mínimo (SILVA *et al.*, 2020).

Além dos problemas ambientais, esses pigmentos podem ser potencialmente tóxicos à saúde, uma vez que podem causar a quebra de moléculas ou cromossomos no corpo humano, dando origem a células cancerosas, assim como comprovado pela Agência Internacional de Pesquisa sobre o Câncer - do inglês, AIRC, em 2010, que listou cerca de 3mil desses pigmentos utilizados como carcinogênicos.

Na tentativa do desenvolvimento de uma indústria mais sustentável, a biomassa microalgal é uma alternativa de grande potencial tecnológico, especialmente quando visa a minimização dos danos ambientais e a recuperação de ambientes aquáticos, além de poderem beneficiar a saúde do consumidor. Nesse contexto, também se destacam os pigmentos produzidos por esses microrganismos, que possuem aplicações já exploradas a corantes alimentícios e cosméticos (VOLLEBACK, 2021).

Dessa forma, embora ainda não tenham sido contemplados em território brasileiro, os estudos da exploração dos pigmentos algais para a produção de corantes têxteis naturais desencadeiam num aumento exponencial da tecnologia aplicada ao setor industrial podendo, além de transmitir um aspecto excêntrico, propagando a restituição da natureza aquática e a economia sustentável (CAMPOS, 2022).

## **2 OBJETIVOS GERAIS**

Desenvolver um corante têxtil a partir de fontes naturais com pigmentos fotossintetizantes provenientes de microalgas e cianobactérias que, além de boa aderência em tecidos, possa diminuir a toxicidade dos efluentes gerados, alavancando o desenvolvimento tecnológico industrial a partir da economia circular e a sustentabilidade na indústria têxtil.

### **2.1 Objetivos Específicos**

- Realizar uma pesquisa qualitativa sobre a historicidade dos corantes sintéticos;
- Apresentar os corantes usados na atualidade;
- Manifestar o desenvolvimento da tecnologia e aplicação da biomassa de microalgas e cianobactérias;
- Extrair diferentes pigmentos de microalgas e cianobactérias;
- Analisar as características químicas de pigmentos naturais na aplicação têxtil;
- Formular um corante natural a partir da junção do pigmento microalgal e cianobacteriano, mordentes e alvejantes;
- Tingir tecidos naturais e sintéticos com diferentes métodos de fixação com corante natural;
- Avaliar a fixação de corantes naturais em tecidos;

### 3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1 Antecedentes Históricos

O conhecimento de corantes tomava conta da sociedade desde os primórdios. Um exemplo de sua utilização é o óxido de ferro ( $\text{Fe}_2\text{O}_3$ ), que por muito tempo foi empregado para colorir tecidos e cerâmicas, assim como para adornar o corpo humano. Contudo, foi em 1856 que o primeiro corante foi sintetizado em laboratório, por William Henry Perkin, onde contava com pigmentos encontrados no carvão e açafrão, aderidos a compostos químicos. Uma vez que economicamente mais viável, a descoberta se transformou em uma revolução, onde não seria mais necessário a busca de corantes naturais, sendo, a partir de então, desenvolvidos estudos de novos corantes sintéticos (SCIENCE CLARIFIED, 2011).

Com a necessidade de expansão no mercado, os corantes ganharam seu destaque econômico principalmente na indústria têxtil, onde assumem cerca de 20% de toda sua aplicação comercial desde 2005, tendo, portanto, mais de 700.000 toneladas produzidas para alimentar o setor, o que representa dois terços do mercado total de corantes (SHARMA *et al.*, 2008; DALLAGO *et al.*, 2005; BURKINSHAW; SALIHU, 2013).

Contudo, visando o setor têxtil como um dos maiores da economia mundial, sua atividade industrial provoca sérios problemas ambientais, em especial aos recursos hídricos, podendo mencionar como principais contaminantes os efluentes de corantes, que apresentam grande carga de compostos químicos, que causam enorme desequilíbrio ambiental. (GUARATINI, ZANONI, 2000).

Como já atentada pela Companhia do Estado de São Paulo (SABESP), em 2010, a contaminação da água pode ser caracterizada dos maiores problemas ambientais em escala mundial, devido à sua aplicação em qualquer setor industrial em quantidades abundantes. Os efluentes têxteis possuem uma estrutura molecular complexa, resistente a luz, temperatura e agentes oxidantes, portanto, quando dispostos na superfície da água, impedem a penetração da luz solar no meio, bloqueando a atividade sintética dos corpos presentes. Como consequência, pode conduzir a eutrofização de rios devido à falta de oxigênio livre disposto para os microrganismos, ocasionando no fim desse ecossistema (CHATTOPHYAYA, 2017; LALNUNHLIMI; KRISHNASWAMY, 2016).



### 3.2 Corantes da Indústria Têxtil e sua Causa na Contaminação Ambiental

Embora possam ser considerados sinônimos em alguns casos, pigmentos e corantes são diferenciados principalmente a partir da solubilidade. Os corantes são caracterizados pela ETAD (do inglês, Manufaturas de Ecologia e Toxicologia Associada a Corantes e Pigmentos Orgânicos), como substâncias solúveis que conferem cortes intensas a um substrato a partir da absorção seletiva de uma faixa de luz. Já a CPMA (do inglês, Associação de Manufaturas de Pigmentos Coloridos), define um pigmento por sólido particulado insolúveis no substrato em que disposto. Outro aspecto de diferenciação é em relação a cobertura do material, onde os pigmentos podem extrair a transparência do material, ao contrário dos corantes, que vão atribuir o tingimento mantendo as características de opacidade e cor da peça (FERREIRA; GRACIANI, 2013).

Guaratini e Zanoni (2000), classificaram os principais corantes utilizados na indústria têxtil, que se diferem de acordo com sua estrutura química ou pelo método de fixação nas fibras do tecido. No caso, são definidos como azoicos, ácidos, branqueadores, à cuba, de enxofre, pré metalizados, reativos e dispersivos. A seguinte tabela contém as principais características classificatórias (Tabela 1).

**Tabela 1:** Classificação dos corantes utilizados na indústria têxtil.

Classificação	Características	Fórmula Geral
<b>Ácidos</b>	São corantes aniônicos, solúveis em água e portadores de um a três grupos sulfônicos. A afinidade do corante com a fibra é resultante das ligações iônicas.	$(R-SO_3^-R)$
<b>Azóicos</b>	São corantes insolúveis em água e sintetizados sobre a fibra durante o tingimento. Possuem no mínimo um grupo azo em sua constituição	$(Ar-N=N-Ar)$
<b>Branqueadores</b>	Portam o intuito de diminuir a tonalidade amarelada das fibras têxteis no estado bruto. Apresentam grupos carboxílicos azometino ou etilênicos ligados à anéis aromáticos.	Carboxílicos azometino $(Ar-N=CH-Ar)$ Etilênicos $(Ar-CH=CH-Ar)$

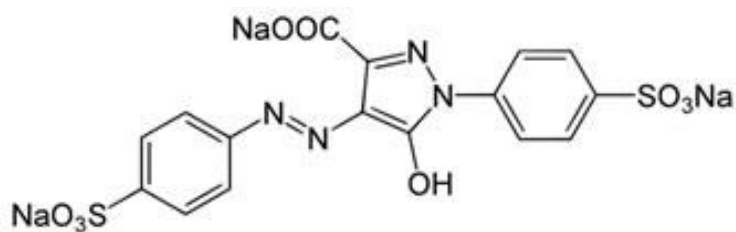
Continuação da tabela 1.		
<b>À Cuba</b>	Corantes insolúveis em água, aplicados com ditionito em solução alcalina para se fixar à fibra de tecido. Apresentam mais de um anel aromático em sua estrutura química.	(–Ar–Ar–)
<b>Dispersivos</b>	Corantes insolúveis aplicados as fibras a partir de suspensão. Geralmente, contêm grupos azo, antraquinona e nitro	Diversificados
<b>Enxofre</b>	São insolúveis em água, aplicados a partir de uma redução. Apresentam polissulfetos em seu corpo.	(–S <sub>n</sub> –)
<b>Pré Metalizados</b>	Apresentam íon metálicos ligados à sua estrutura, que portam elétrons livres e facilitam a facilitação.	Diversos
<b>Reativos</b>	Possuem grupos químicos eletrofilicos reativos, que formam ligações covalentes com os principais sítios de ligação da fibra do tecido. Em sua estrutura, possuem grupos azo e antraquinonas.	Diversos

Fonte: Guaratini; Zanoni (2000).

### 3.2.1 Corantes Azoicos

Os azocorantes correspondem ao maior grupo utilizado sintetizado na indústria, representando mais de 60% de toda a produção, devido ao seu amplo aspecto de coloração. Esses corantes são identificados com cadeias que apresentam pelo menos dois átomos de nitrogênio conectados por uma dupla ligação, ligados a grupos aromáticos quaisquer, resultando na estrutura básica representada na Figura 1 (HILL *et al.*, 2011).

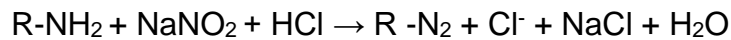
Figura 1: Estrutura básica dos azocorantes (como exemplo a tartrazina).



Fonte: Toledo (2003).

A síntese dos corantes azoicos é realizada em duas etapas (Equação 1): a diozotação, que é onde aminas aromáticas reagem com um agente de acoplamento em meio ácido, formando um sal de diazônio, e o acoplamento ácido, onde esse sal é utilizado no acoplamento com aminas aromáticas e fenóis. O número de ligações azo e o tipo de anel aromático empregado são os responsáveis pela coloração e solubilidade do corante, e diferenciam-se pela faixa de luz refletida quando dispostos no substrato.

**Equação 1:** Reação geral de diozotação



**Fonte:** Feng *et al.* (2000).

Todavia, estima-se que até 75% dos corantes azoicos da indústria têxtil não são fixados na peça durante a produção, sendo assim descarregados como subprodutos principalmente em ecossistemas aquáticos, levando a problemas socioambientais devido à obstrução da penetração de luz e à inibição de transferência do oxigênio (FANG *et al.*, 2004).

Soma-se ainda uns estudos realizados por diferentes instituições, como pesquisas desenvolvidas na Universidade de São Paulo (USP), desde 2005, Laboratório de Toxicologia da Faculdade de Ciências Farmacêuticas de Ribeirão Preto (FCFRP) testa diversos corantes tipo azo, e comprova a causa de danos ao material genético causados por esses corantes, especialmente na ação da quebra do DNA no hospedeiro humano, danificando a estrutura celular e desenvolvendo uma célula carcinogênica. Além disso, por mais que sejam produzidos para resistir a fatores de degradação, os azocorantes podem se degradar parcialmente, ou então sofrerem um tratamento antes do descarte desencadeando na liberação de aminas aromáticas, que apresentam toxicidade até superior à dos corantes azo, além de muitas delas serem também cancerígena.

### 3.3 Efluentes Têxteis

A norma brasileira NBR 9800/1987 define um efluente líquido industrial todo e qualquer rejeito líquido proveniente dos processos industriais, tanto de emanações dos processos como águas de refrigeração poluída, águas pluviais e esgoto.

No cenário de descarte, a problemática dos efluentes têxteis está ligada à não biodegradabilidade deles, uma vez que, além dos corantes, apresentam outros componentes como surfactantes, metais pesados, ácidos e solventes, outros diversos compostos aromáticos e recalcitrantes. Como consequência, possuem geralmente elevado teor de sólidos em suspensão, pH desarmado e, na maioria das situações, presença de compostos orgânicos clorados, demanda química de oxigênio elevada e coloração intensa (WESENBERG *et al.*, 1999).

As condições desses efluentes quando descartadas afetam os processos de fotossíntese de organismos aquáticos, uma vez que formam camadas na água que absorvem a luz incidente, sem dar espaço para que os seres ali presentes possam absorvê-la. Essas condições são agravadas até que a morte desses seres, causando um desequilíbrio na cadeia alimentar e no ecossistema local, podendo se estender à eutrofização do meio (LUND, 1974).

Devido a esses processos, marca-se a necessidade do tratamento desses resíduos, que podem ser aplicados a partir de operações físicas, químicas ou biológicas, obtendo-se, na maioria dos casos, melhores resultados quanto a combinação de dois ou mais processos (ROMERO *et al.*, 2006).

### **3.3.1 Tratamentos físicos e químicos**

Os métodos físico-químicos são os mais utilizados para retirada de substâncias coloridas dos efluentes têxteis, por mais que não haja um método único, devido à variedade de estruturas químicas e a complexidade dos compostos envolvidos (LUND, 1974).

Alguns dos processos mais utilizados incluem a sedimentação, onde o efluente é colocado em tanques para que os sólidos suspensos mais pesados possam ser sedimentados com a gravidade, a flotação, onde são introduzidas pequenas bolhas de ar no efluentes, fazendo com que os sólidos suspensos sejam aderidos a elas e flutuem até a superfície e a filtração, que remove os sedimentos a partir de meios filtrantes como carvão, areia e outros materiais (ANJANEYULU *et al.*, 2005).

Outros métodos podem também ser aplicados, contudo, tratam-se de processos economicamente menos viáveis, portanto, são menos utilizados em escala industrial. São

esses a osmose reserva, onde ocorre uma filtração por membrana que usa alta pressão para forçar a passagem da água e separar os sólidos e íons dos produtos, a destilação, que concentra os sólidos do efluente, viabilizando processos de precipitação e a troca iônica, que consiste na passagem do efluente através de resinas que removem íons específicos (ANJANEYULU *et al.*, 2005).

O processo químico mais conhecido e utilizado para o tratamento de efluentes têxteis é a precipitação-floculação com hidróxido de ferro II e hidróxido de cálcio, método também utilizado no tratamento de água, que ocorre devido à formação de flocos conduzida pelo hidróxido metálico, que são insolúveis em água e, portanto, podem ser decantados e filtrados. Outra alternativa é o tratamento por oxidação utilizando ozônio, onde reage rapidamente com compostos orgânicos, quebrando suas ligações químicas e transformando-os em subprodutos mais simples, como dióxido de carbono e água (MORAES *et al.*, 2000).

### **3.3.2 Tratamentos Biológicos**

Tratamentos biológicos para descoloração e degradação de efluentes têxteis podem ser realizados de forma aeróbica, anaeróbica ou uma combinação de ambas, dependendo dos tipos de microrganismos empregados. Apesar dos muitos estudos dedicados à biodescoloração de corantes têxteis, pouca atenção tem sido dada às soluções de corantes têxteis que contenham sais e altas concentrações de diversos constituintes, o que pode inibir agentes biológicos (BECHTOLD *et al.*, 2006).

Alguns desses tratamentos incluem técnicas de biodegradação, que é um processo envolve a quebra dos corantes através da ação de várias enzimas, produzindo como produto final água, dióxido de carbono. Essa degradação pode ser decorrente a ação de certos grupos de fundos, como os fungos da podridão branca (FPB), que podem degradar uma série de poluentes. A descoloração de azocorantes, antraquininas, heterocíclicos, trifenilmetano e corantes polimétricos tem sido mostrada como potencial de biodegradação, segundos diversos estudos que alavancam métodos para a degradação desses corantes (KOYANI; RAJPUT, 2016; RIBEIRO *et al.*, 2018).

Outro método atualmente estudado é a biorremediação, que funciona com o princípio de microrganismos que possuem a capacidade de sintetizar e metabolizar

produtos presentes nos corantes têxteis. Entre esses agentes, as algas são estudadas com aptidão, uma vez que podem metabolizar os compostos para matérias-primas ricas em componentes empregados como fertilizantes, suplementos alimentares, biocombustíveis, entre outros (ARAÚJO, 2018; FAZAL *et al.*, 2018).

### 3.4 Parâmetros Legislativos Aplicados à Efluentes Têxteis

A constituição brasileira de 1988 define no art. n°255, define:

“Todos têm direito ao meio ambiente ecologicamente equilibrado, bem de uso comum do povo e essencial à sadia qualidade de vida, impondo-se ao Poder Público e à coletividade o dever de defendê-lo e preservá-lo para as presentes e futuras gerações” (BRASIL, 1988).

Para o asseguramento do direito ambiental, as normativas vigentes em relação ao tratamento de resíduos industriais apresentam-se sequencialmente pelas unidades federativas, estaduais e municipais, sendo a primeira a imposição dos direitos estabelecidos pela Organização Mundial da Saúde (OMS), enquanto as duas últimas unidades dedicam-se ao aperfeiçoamento das respectivas leis primárias, quanto às necessidades de cada região do país (SINDITÊXTIL, 2009).

#### 3.4.1 Legislação Brasileira

É estabelecida pela resolução CONAMA (Conselho Nacional do Meio Ambiente) n°20, de 18 de Junho de 1996, que impõe parâmetros aceitáveis para o direcionamento de efluentes industriais ao seu descarte sobre as águas, considerando a assegurar de seus usos preponderantes, avaliados por parâmetros e indicadores específicos, a adequação de custos quanto aos níveis de qualidade exigidos e a saúde e bem-estar humano. Assim, define as seguintes exigências de tratamento:

**Art. 21.** Os efluentes de qualquer fonte poluidora somente poderão ser lançados, direta ou indiretamente, nos corpos de água desde que obedeça às seguintes condições:

- a) pH entre 5 a 9;
- b) Temperatura: inferior a 40° C, sendo que a elevação de temperatura do corpo receptor não deverá exceder a 3° C;

c) materiais sedimentáveis: até 1 ml/litro em teste de 1 hora em cone Inhoff. Para o lançamento em lagos e lagoas, cuja velocidade de circulação seja praticamente nula, os materiais sedimentáveis deverão estar virtualmente ausentes;

d) regime de lançamento com vazão máxima de até 1,5 vezes a vazão média do período de atividade diária do agente poluidor;

e) óleos e graxas - óleos minerais até 20 mg/l - óleos vegetais e gorduras animais até 50 mg/l f) ausência de materiais flutuantes;

g) valores máximos admissíveis das seguintes substâncias (Tabela 2):

**Tabela 2:** Valores máximos admitidos nos Efluentes Industriais.

<b>Produto</b>	<b>Concentração</b>
ARSÊNIO (AS)	0,5 mg/l
AMÔNIA (N)	5,0 mg/l
BÁRIO (BA)	5,0 mg/l
BORO (B)	5,0 mg/l
CÁDMIO (CD)	0,2 mg/l
CIANETOS (CN)	0,2 mg/l
CHUMBO (PB)	0,5 mg/l
COBRE (CU)	1,0 mg/l
CROMO HEXAVALENTE (CR)	0,5 mg/l
CROMO TRIVALENTE (CR)	2,0 mg/l
ESTANHO (SN)	4,0 mg/l
ÍNDICE DE FENÓIS (C6H5OH)	0,5 mg/l
FERRO SOLÚVEL (FE)	15,0 mg/l
FLUORETOS (F)	10,0 mg/l
MANGANÊS SOLÚVEL (MN)	1,0 mg/l
MERCÚRIO (HG)	0,01 mg/l
NÍQUEL (NI)	2,0 mg/l
PRATA (AG)	0,1 mg/l
SELÊNIO (SE)	0,05 mg/l
SULFETOS (S)	1,0 mg/l
SULFITOS (SO <sub>3</sub> )	1,0 mg/l
ZINCO (ZN)	5,0 mg/l

<b>Continuação da Tabela 2.</b>	
COMPOSTOS ORGANOFOSFORADOS E CARBONATOS TOTAIS	1,0 mg/l
SULFETO DE CARBONO	1,0 mg/l
DICLORETOS	1,0 mg/l
CLOROFÓRMIO	1,0 mg/l
TETRACLORETO DE CARBONO:	1,0 mg/l
COMPOSTOS ORGANOCLORADOS NÃO LISTADOS (PESTICIDAS, SOLVENTES, ETC.)	0,05 mg/l

**Fonte:** CONAMA (1996).

h) Tratamento especial, se provirem de hospitalar e outros estabelecimentos nos quais haja despejos infectados com micro-organismos patogênicos.

### **3.4.2 Legislação Estadual**

Definida pela Lei nº 997 de 31 de maio de 1976, que dispõe sobre o controle da poluição do meio ambiente, promulgado a partir dos termos dos §§ 1º e 30 do artigo 24 da Constituição do Estado (Emenda nº 2 (\*), de 30 de Outubro de 1969), desenvolvida pela CETESB (Companhia Ambiental do Estado de São Paulo) como representativa de controle, Título II “Da Poluição Das Águas”:

#### **CAPÍTULO I - Da Classificação das Águas**

**Art. 7º** - As águas interiores situadas no território do Estado, para os efeitos deste Regulamento, serão classificadas segundo os seguintes usos preponderantes:

I - Classe 1: águas destinadas ao abastecimento doméstico, sem tratamento prévio ou com simples desinfecção;

II - Classe 2: águas destinadas ao abastecimento doméstico, após tratamento convencional, à irrigação de hortaliças ou plantas frutíferas e à recreação de contato primário (natação, esqui-aquático e mergulho);



III - Classe 3: águas destinadas ao abastecimento doméstico, após tratamento convencional, à preservação de peixes em geral e de outros elementos da fauna e da flora e à dessedentação de animais,

IV - Classe 4: águas destinadas ao abastecimento doméstico, após tratamento avançado, ou à navegação, à harmonia paisagística, ao abastecimento industrial, à irrigação e a usos menos exigentes.

§ 1º - Não há impedimento no aproveitamento de águas de melhor qualidade em usos menos exigentes, desde que tais usos não prejudiquem a qualidade estabelecida para essas águas.

§ 2º - A classificação de que trata o presente artigo poderá abranger parte ou totalidade da coleção de água, devendo o decreto que efetuar o enquadramento definir os pontos-limites.

Art. 8º - O enquadramento de um corpo de água, em qualquer classe, não levará em conta a existência eventual de parâmetros fora dos limites previstos para a classe referida devido a condições naturais.

Art. 9º - Não serão objeto de enquadramento nas classes deste Regulamento os corpos de água projetados para tratamento e transporte de águas residuais.

## **SEÇÃO II - Dos Padrões de Emissão**

**Art. 17** - Os efluentes de qualquer natureza somente poderão ser lançados nas águas interiores ou costeiras, superficiais ou subterrâneas, situadas no território do Estado, desde que não sejam considerados poluentes, na forma estabelecida no artigo 3º deste Regulamento.

**Art. 18** - Os efluentes de qualquer fonte poluidora somente poderão ser lançados, direta ou indiretamente, nas coleções de água, desde que obedeçam às seguintes condições:

I - pH entre 5,0 (cinco inteiros), e 9,0 (nove inteiros);

II - temperatura inferior a 40°C (quarenta graus Celsius);

III - materiais sedimentáveis até 1,0 ml/l (um mililitro por litro) em teste de uma hora em "cone Inhoff";

IV - substâncias solúveis em hexana até 100 mg/l (cem miligramas por litro);

V - DBO 5 dias, 20°C no máximo de 60 mg/l (sessenta miligramas por litro).

Este limite somente poderá ser ultrapassado no caso de efluente de sistema de tratamento de águas residuais que reduza a carga poluidora em termos de DBO 5 dias, 20°C do despejo em no mínimo 80% (oitenta por cento);

VI - Concentrações máximas dos seguintes parâmetros (Tabela 3):

**Tabela 3:** Concentrações máximas exigidas para o descarte de Efluentes Industriais, de acordo com a Lei nº997, Estado de São Paulo.

<b>Produto</b>	<b>Concentração</b>
ARSÊNIO (AS)	0,2 mg/l
BÁRIO (BA)	5,0 mg/l
BORO (B)	5,0 mg/l
CÁDMIO (CD)	0,2 mg/l
CIANETOS (CN)	0,2 mg/l
CHUMBO (PB)	0,5 mg/l
COBRE (CU)	1,0 mg/l
CROMO HEXAVALENTE (CR)	0,1 mg/l
CROMO TOTAL (CR)	5,0 mg/l
ESTANHO (SN)	4,0 mg/l
FENÓIS (C6H5OH)	0,5 mg/l
FERRO SOLÚVEL (FE)	15,0 mg/l
FLUORETOS (F)	10,0 mg/l
MANGANÊS SOLÚVEL (MN)	1,0 mg/l
MERCÚRIO (HG)	0,01 mg/l
NÍQUEL (NI)	2,0 mg/l
PRATA (AG)	0,02 mg/l
SELÊNIO (SE)	0,02 mg/l
ZINCO (ZN)	5,0 mg/l

**Fonte:** CETESB (1976).

VII - outras substâncias, potencialmente prejudiciais, em concentrações máximas a serem fixadas, para cada caso, a critério da CETESB;

### **3.5 As Microalgas e suas Aplicações**

As microalgas são microrganismos que constituem um grupo diversificado de eucariotas fotossintéticos unicelulares ou cianobactérias que diferenciam-se das plantas superiores por possuírem um talo e não raízes, caules ou folhas, e podem ser encontrados em todos os corpos d'água. Desde o início de seu cultivo *in vitro*, na década de 1950, são alvo de inovações tecnológicas, devido à sua facilidade de adaptação e rápido crescimento em condições adversas (HARRIS, 2009).

As microalgas podem ser classificadas de acordo com suas características morfológicas e fisiológicas, sendo definidas em primeiro caso como Procariotas, grupo que inclui as cianobactérias, cuja organização celular carece de núcleo e organelas delimitadas por membrana, ou Eucariotas, que inclui as diatomáceas, clorófitas e euglenófitas, que possuem um núcleo bem definido e organelas especializadas, como mitocôndrias, cloroplastos e o complexo de Golgi.

Além disso, podem ser encontradas em várias formas celulares, como organismos unicelulares, podendo ser móveis ou imóveis, sendo essa propriedade atribuída à presença de flagelos, Coloniais, onde as colônias podem ter arranjos ordenados ou irregulares, ou Filamentosas, que podem exibir motilidade por deslizamento.

Entre as propriedades biológicas, as microalgas destacam seu potencial antioxidante, presença de agente anti-inflamatórios e promotores da atividade cardiovascular. Por isso, estão inseridas não só no mercado nutricional, como também na indústria cosmética, farmacêutica, na produção de bioenergia e na biorremediação de águas residuais (MIRA, 2015).

#### **3.5.1 Métodos de Cultivo**

O cultivo de microalgas é uma prática que se torna cada vez mais popular devido à sua capacidade de gerar biomassa para diversas aplicações. Dessa forma, a importância de conhecimento dos requerimentos nutricionais e adversos é demarcada como forma de melhor qualidade no desenvolvimento e crescimento dessas culturas (LIEBIG, 1803).

Organismos autotróficos obtêm sua energia pela absorção de energia luminosa para a redução de CO<sub>2</sub> por meio da oxidação de substratos, com a liberação de O<sub>2</sub>.

Contudo, não é possível fazer uma distinção clara das possibilidades tróficas da maioria das condições de crescimento das microalgas, embora que para exceções, como os tipos tróficos obrigatórios. Esses nutrientes estão apresentados de acordo com a Tabela 4.

**Tabela 4:** Nutrientes essenciais no crescimento microalgal.

<b>Nutriente</b>	<b>Forma de absorção</b>	<b>Fatores de influência</b>
Carbono	CO <sub>2</sub> , HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> , ácidos, açúcares e álcoois.	Fotossíntese
Nitrogênio	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> , NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> , ureia, compostos orgânicos de nitrogênio	Produção de biomassa, controle de pH, além do acúmulo de polissacarídeos e óleos em caso de limitação
Fósforo	PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup>	Transferência de energia, biossíntese de ácidos nucleicos, DNA, teor de lipídeos e carboidratos, entre outros
Potássio	Compostos de potássio em geral	Osmorregulação e síntese de enzimas

**Fonte:** Adaptado de Mira (2015).

Além dos macronutrientes, alguns micronutrientes se destacam na nutrição microalgal, uma vez que estão relacionados diretamente com o metabolismo da espécie. Entre eles, estão o ferro, manganês, zinco e cobre, que otimizam a produção e a qualidade da biomassa algal.

A absorção de nutrientes depende diretamente de fatores físicos, sendo as principais a energia luminosa disponível, para o bom condicionamento da fotossíntese, e a temperatura, que, por sua vez, pode variar entre 20°C e 30°C, e influencia o coeficiente de temperatura, que tende a manter as reações enzimáticas estáveis, podendo também afetar diretamente o crescimento da biomassa. O pH do meio de cultivo também é crucial, uma vez que afeta a disponibilidade de nutrientes.

Os métodos de cultivo de microalgas podem ser classificados em sistema fechados, geralmente através de fotobiorreatores, ou abertos, em tanques, lagos e lagoas. Os sistemas abertos (Figuras 2 e 3), como a piscicultura, são mais simples e demandam menor custo, mas apresentam dificuldades no controle de contaminação e parâmetros ambientais. Por outro lado, os fotobiorreatores (PBRs) (Figuras 4 a 6)

proporcionam um ambiente controlado, permitindo a otimização das condições de cultivo. Esses sistemas podem ser projetados em diferentes configurações, como tubulares, planos ou verticais, para maximizar a área de superfície à luz e à mistura do meio.

**Figuras 2 e 3:** Sistema de cultivo de microalgas aberto.



**Fonte:** Barbosa (2003).

**Figuras 4 a 6:** Respectivamente, fotobiorreatores tubulares, planos e verticais.



**Fonte:** Gressler (2010) Npedeas (2012).

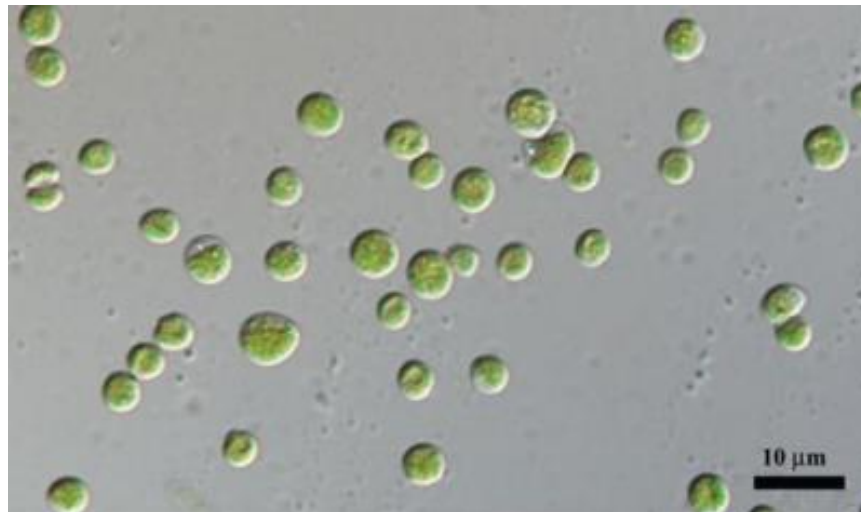
Os meios de cultivo para microalgas variam em composição, podendo ser naturais ou sintéticos. Meios naturais, como água do mar ou água doce, contêm uma variedade de nutrientes, mas podem apresentar variações na qualidade e dificuldade de controle das concentrações. Os meios sintéticos, por sua vez, são formulados especialmente para fornecer uma porção balanceada de nutrientes, otimizando o crescimento das culturas.

Dentre esses, destaca-se os meios axênicos, que referem-se ao cultivo em condições livre de contaminantes microbianos, como bactérias, fungos ou outras algas. Essa característica é particularmente importante para a produção de biomassa com alta pureza, especialmente quando de visa a extração de compostos bioativos ou aplicações farmacêuticas.

### 3.6 *Chlorella vulgaris*

A *Chlorella vulgaris* é uma espécie de microalga do filo *Chlorophyta*, conhecida por suas características e aplicações em biotecnologia e nutrição. Morfologicamente, *C. vulgaris* é uma unicelular esférica com diâmetro variando entre 2 a 10 micrômetros e apresenta uma estrutura relativamente simples, o que a torna adequada para investigações em microbiologia e biologia celular (Figura 7) (OH-HAMA *et al.*, 1998).

**Figura 7:** Microscopia da microalga *Chlorella vulgaris*.



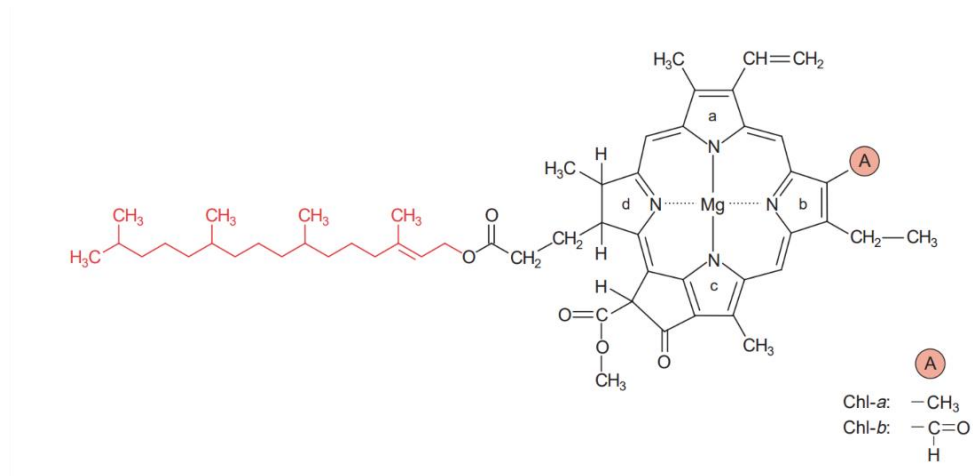
**Fonte:** HELD & RAYMOND (2011).

A parede celular do organismo é rígida, composta por celulose e hemicelulose, que proporciona proteção e estrutura, na qual sua espessura varia de acordo com seu estágio de crescimento. *C. vulgaris* possui cloroplastos grandes e bem desenvolvidos que contêm clorofila *a* e *b*, que são responsáveis pela captura da luz solar durante a fotossíntese, e diversos carotenoides, que auxiliam na proteção contra danos oxidativos e na absorção de luz em diferentes comprimentos de onda (TANAKA *et al.*, 1997).

### 3.6.1 Clorofila

As clorofilas são moléculas formadas por complexos derivados da porfirina, tendo como componente central um átomo de magnésio (Mg). Apresenta uma estrutura macrocíclica assimétrica insaturada constituída por quatro anéis de pirrol e uma cadeia lateral chamada fitol. A abundancia dos pigmentos clorofilianos variam de acordo com sua espécie, diferenciando-se por uma ramificação da cadeia fitol (Figura 8) (VON ELBE, 2001).

**Figura 8:** Formula estrutural da Clorofila, onde (A) é o radical que diferencia a clorofila-a e clorofila-b.



**Fonte:** Heldt & Heldt (2005).

A clorofila-a é encontrada em mais abundância ambiental e contém um grupo metil ( $-\text{CH}_3$ ) ligado ao fitol, sendo a fonte de reação para as outras espécies de clorofilas. A clorofila-b contém um grupo aldeído ( $-\text{CHO}$ ) que substitui o grupo metil a partir de reações oxidativas realizadas com a participação de enzimas oxigenases, que catalisam a conversão do grupo metil em aldeído (NELSON; COX *et al.*, 2004).

A clorofila-c e clorofila-d também são pigmentos acessórios, encontrados em alguns tipos de algas, trazendo como função a ampliação da faixa de luz de captação como forma de energia para o processo de fotossíntese. Essas clorofilas também passam por processos de oxidação, aderindo cores escuras a seus corpos possuintes. Essas tonalidades são apresentadas na tabela abaixo (Tabela 4), destacando os principais autótrofos que carregam cada pigmento.

**Tabela 5:** Classificação de Clorofilas e suas matérias primas

Tipo	Fórmula	Faixa de luz	Coloração	Autótrofos Portadores
	Molecular	absorvente (nm)		
Clorofila-a	C <sub>55</sub> H <sub>72</sub> O <sub>5</sub> N <sub>4</sub> Mg	435-680 nm	Verde	Todos os autótrofos
Clorofila-b	C <sub>55</sub> H <sub>70</sub> O <sub>6</sub> N <sub>4</sub> Mg	480-650 nm	Verde, Amarelo	Plantas, Euglenídeos e Proclorófitas
Clorofila-c	C <sub>35</sub> H <sub>30</sub> O <sub>5</sub> N <sub>4</sub> Mg	Banda vermelha até 645 nm	Marrom, Vermelho	Diatomáceas e Feófitas
Clorofila-d	C <sub>54</sub> H <sub>70</sub> O <sub>6</sub> N <sub>4</sub> Mg	Banda vermelha até 749 nm	Vermelho	Rodófitas e Cianobactérias

Fonte: Eder (1996, adaptado).

### 3.7 *Spirulina maxima*

Embora classificada informalmente como pertencente às algas azuis, a *Spirulina maxima* é classificada de acordo com o Manual de Bacteriologia Determinativa de Bergey como pertence às bactérias fotossintéticas oxigênicas que abrangem os grupos *Cyanobacteria* e *Prochlorales*, com cerca de 0,1 mm de diâmetro, assumindo a forma de filamentos espiralados, com arranjo dos tricomas cilíndricos multicelulares em hélices abertas para a esquerda ao longo de seu comprimento (Figura 9). Seu alto teor de proteínas e seu crescimento rápido em ambientes minerais têm atraído pesquisadores para desenvolver estudos sobre sua biomassa (KATAOKA; MISAKI, 1983).

**Figura 9:** Microscopia de células da *Spirulina maxima*.



Fonte: Algae Lab (2014).



Sob microscopia de luz, os filamentos celulares são azul-esverdeados devido à presença de pigmentos fotossintéticos como a clorofila e a ficocianina, Esses filamentos são compostos por células vegetativas que se dividem por fissão binária em plano único. As ficocianinas estão localizadas nas ficobilissomas, organelas associadas aos tilacóides no citoplasma, que ajudam na estabilização dos pigmentos fotossintéticos e na transferência de energia luminosa para os centros de reação da fotossíntese (CLÉMENT, 1975).

O ciclo de vida da *S. maxima* inclui a quebra dos tricomas, que são estruturas filamentosas da célula, resultando na formação de novas unidades denominadas hormogônias. Essas hormogônias apresentam mobilidade por deslizamento e eventualmente se dividem para formar novos tricomas espirais (CARR et al., 1982).

O crescimento da *S. maxima* é otimizado pela disponibilidade de dióxido de carbono para a fotossíntese. No entanto, estudos recentes têm explorado alternativas sustentáveis de cultivo. Andrade e Costa (2008) observaram que a suplementação com glicose proveniente do melaço pode estimular o crescimento da *Spirulina*, resultando em um aumento quase cinco vezes maior em comparação com meios autótrofos convencionais.

Além disso, a *S. maxima* tem sido estudada para biorremediação, com Alegria et al. (2022) investigando seu crescimento em águas residuais agroindustriais. O estudo demonstrou que o microrganismo é eficaz na remoção de nitratos e fosfatos, evidenciando a eficiência da cianobactéria na metabolização de fertilizantes tóxicos presentes nos efluentes. A capacidade da *S. maxima* em biorremediação contribui para técnicas de cultivo sustentáveis e para a economia circular, aproveitando resíduos de diversas fontes industriais.

### **3.7.1 Ficobilinas e Ficocianinas**

As ficobilinas são pigmentos acessórios que auxiliam nos processos fotossintéticos de alguns organismos aquáticos, como algas e cianobactérias. Ela é constituída por moléculas de tetra pirrol linear, cadeias lineares compostas por quatro anéis de pirrol. Cada molécula de tetra pirrol é chamada de bilina, que é um cromóforo, associado a apoproteína, que são as proteínas constituintes das partículas lipoprotéicas

responsáveis pela estabilização de sua estrutura e que têm diferentes funções no metabolismo lipídico, quando em conjunto, as bilinas e apoproteínas designam uma ficobilinas (MANIRAFASHA *et al.*, 2016).

As ficobilinas são encontradas no estroma dos cloroplastos e são pigmentos fotossintéticos ligados a proteínas hidrossolúveis, dando origem à formação das chamadas ficobiliproteínas (ficocianina, ficoeritrina e aloficocianina), as quais transmitem a energia da luz captada para as clorofilas, realizando assim a fotossíntese (MANIRAFASHA *et al.*, 2016).

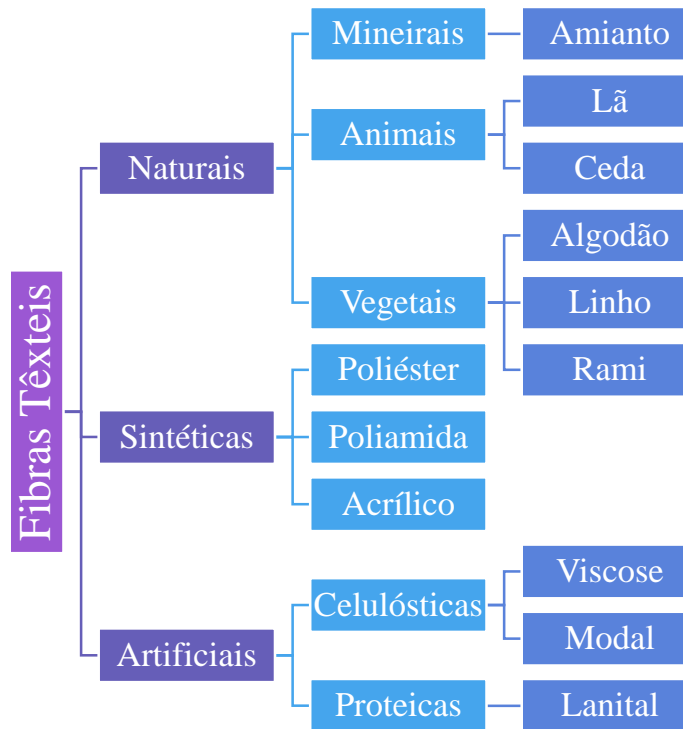
As ficocianinas são pigmentos acessórios situadas sobre a superfície externa da membrana do tilacoide das células e participam de um conjunto de transferência de energia no processo de fotossíntese, sendo responsáveis por cerca de 50% da captação de luz a partir de cianobactérias, e possui uma massa que pode chegar a 20% do peso molecular do organismo (TAIZ; ZEIGER, 2002).

A coloração azulada das ficocianinas se dá devido a cromóforos integrados em sua cadeia molecular, que absorvem energia luminosa na faixa de 610 à 620nm. Devido à essas características, tornam-se alvo de estudos relacionados a produção de corantes, especialmente na indústria alimentícia e cosmética, uma vez que seus organismos portadores possuem características benéficas (TAIZ; ZEIGER, 2002).

As ficocianinas têm sido somadas como traçadores bioquímicos em imunoenaios, devido às suas propriedades fluorescentes. Recentemente, observou-se que as ficocianinas também possuem propriedades anti-inflamatórias e anticarcinogênicas. Essa resposta pode estar associada à agentes macrófagos constituintes, que, quando ativados, liberam citocinas e reguladores lipídicos, como prostaglandinas e leucotreinos, que promovem a liberação de citocinas pró-inflamatórias, oferecendo também resultados associados a inflamação crônica e câncer (ZHU *et al.*, 2007).

### **3.7 Tecidos - Como Reagem ao Tingimento Natural**

As fibras têxteis podem ser provenientes de diversos materiais e são classificadas de acordo com suas fontes de matérias primas, assim como mostrado na Figura 10.

**Figura 10:** Classificação dos tecidos

**Fonte:** Adaptado de Florisa tinturaria (2022).

Os tingimentos têxteis precisam apresentar propriedades de qualidade como afinidade entre o corante e as fibras, uniformidade e resistência, além de que o método se torne economicamente viável e sustentável, sendo assim vantajoso para o setor industrial e consumidor (ALMEIDA et al., 2011).

A afinidade entre o corante e a fibra têxtil é o fator que mais influencia um bom tingimento, uma vez que as estruturas químicas do corante e das fibras do tecido podem apresentar-se com menos afinidade (ligações de hidrogênio, forças intermoleculares, impregnação e oxidação, ligação iônica e covalente) em dependente do processo (SALEM, 2010).

Um bom exemplo disso é em relação ao tingimento natural, as fibras de tecido que interagem com boa qualidade com os corantes são fibras de fontes também naturais ou celulósticas, uma vez que, além de poderem formar ligações de hidrogênio com os corantes através de suas fibras, os corantes naturais muitas vezes possuem grupos ionizáveis que podem interagir com grupos de carga oposta na superfície das fibras, permitindo sua penetração e fixação (HONORIO, 2013).

### 3.7.1 Processos químicos no tingimento têxtil

Os beneficiamentos químicos são aqueles que têm como objetivo melhorar a aparência comercial do produto, o tornando mais atrativo ao consumidor final. No contexto têxtil, as principais propriedades envolvidas nesses processos são o toque, a cor, o brilho, o caimento, a resistência, a estabilidade e a durabilidade. Para garantir esses parâmetros, podem ser usados substratos químicos fundamentais, que podem ser divididos de acordo com a classe industrial que ocupam (LADCHUMANANADASSILVAM, 2011).

No beneficiamento primário podem-se destacar a chamuscagem, navalhagem, mercerização, caustificação, desgomagem, purga e o alvejamentos. Seu principal objetivo é remover óleos, ceras e impurezas provenientes dos materiais naturais que não foram eliminados em etapas industriais anteriores. O beneficiamento secundário conta com corantes e estampas que vão conferir a estética do tecido. Por fim, no beneficiamento terciário, visa-se dar propriedades de conforto e aprimoramento do tecido usando amaciantes, crômicos, superfícies hidrofóbicas/hidrofílicas, dentre outras (ALCÂNTARA et al., 1996).

### 3.7.2 Preparo e tingimento têxtil

O tingimento têxtil pode ser executado de duas formas: impregnação ou esgotamento. Cada mecanismo apresenta diferentes adequações para melhor aplicação em cada substrato, descritas no quadro a seguir (Tabela 6) (SALEM, 2010).

**Tabela 6:** Diferenças entre a impregnação e esgotamento no tingimento têxtil.

Método	Impregnação	Esgotamento
<b>Processo</b>	O corante é aplicado diretamente na fibra ou tecido, geralmente em forma de solução ou pasta.	O corante é absorvido pelas fibras através de imersão em um banho de corante.

<b>Continuação da Tabela 6.</b>		
<b>Controle de cor</b>	Menor controle preciso sobre a uniformidade da cor; pode haver variações dependendo da aplicação	Maior controle sobre a uniformidade da cor, pois o corante é absorvido uniformemente durante o processo de imersão.
<b>Quantidade de corante</b>	Geralmente utiliza menos corante, mas a aplicação pode ser menos eficiente.	Pode exigir maior quantidade de corante, mas a eficiência de absorção tende a ser maior.
<b>Mecanismo</b>	Força mecânica	Mecanismo químico
<b>Adequação para diferentes tecidos</b>	Adequado para tecidos que podem ser tratados de forma localizada, como em estampagem e acabamentos.	Mais adequado para tingimento de grandes volumes de tecido ou fios, garantindo uma coloração uniforme.
<b>Controle de qualidade</b>	Pode ser mais difícil garantir uma cor uniforme, especialmente em processos manuais.	Oferece um controle mais consistente e uniforme da cor, ideal para grandes lotes de produção.

**Fonte:** Adaptado de Salem (2010).

O processamento por esgotamento é um método de tingimento têxtil que visa garantir uma coloração uniforme e de alta qualidade. O processo começa com a preparação de um banho de tingimento, onde o corante é dissolvido em água, junto com possíveis mordentes e aditivos. O tecido ou fio é então submerso nesse banho, onde ocorre a adsorção do corante pelas fibras. Durante a imersão, o corante se move das áreas de alta concentração no banho para as áreas de baixa concentração nas fibras, através dos processos de adsorção e difusão (ALCÂNTARA et al., 1996).

A adsorção ocorre devido a interações químicas como ligações de hidrogênio e forças de Van der Waals entre o corante e a fibra, enquanto a difusão é impulsionada pela tendência de alcançar um equilíbrio entre as concentrações do corante no banho e nas fibras. O processo continua até que a concentração de corante no banho diminua significativamente, indicando que a maioria do corante foi absorvida pelas fibras. Após o esgotamento, o tecido é enxaguado para remover corantes não absorvidos e resíduos químicos, e finalmente seco. Este método é eficaz para garantir uma coloração

consistente e de alta qualidade, sendo ideal para tingimento de grandes volumes de tecido (ALCÂNTARA et al., 1996).

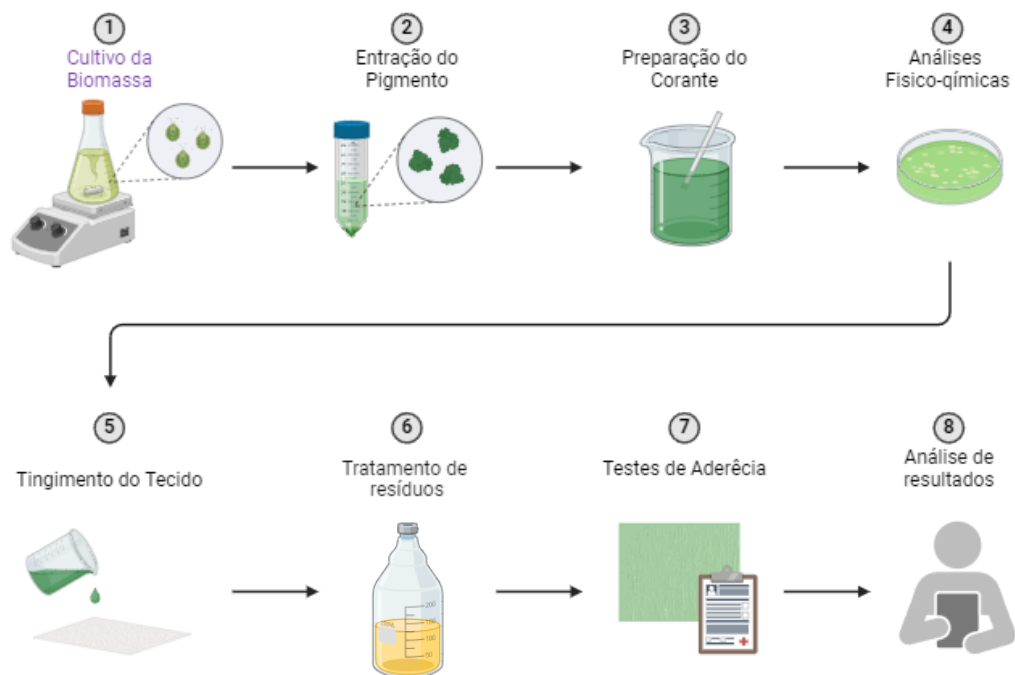
No caso de tecidos naturais, antes do processo de tingimento é interessante realizar o alvejamento químico, utilizado para remover ou descolorir manchas e pigmentos de fibras têxteis, papel e outros materiais. O processo geralmente envolve o uso de produtos químicos oxidantes, como o hipoclorito de sódio (NaClO) ou o peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), que reagem com os corantes e manchas presentes nas fibras, quebrando suas estruturas e tornando-os incolores ou solúveis em água. (UEHARA; YANO, 2011).

Além da escolha do processo, torna-se necessário o uso de agentes que confirmam maior fixação do corante no tecido, esses chamados de mordentes, que se baseiam em substâncias que podem formar complexos entre o mordente e o corante, bem como entre o mordente e a fibra, o que aumenta a afinidade do corante com o material e melhora a durabilidade da cor. Eles atuam criando ligações adicionais com grupos funcionais presentes nas fibras, como grupos hidroxila, e com o corante, formando complexos insolúveis que se fixam mais firmemente nas fibras (ROSENBERG, 2008).

## 4 MATERIAIS E MÉTODOS

As atividades foram desenvolvidas na Universidade Federal de São Carlos (UFSCar) e na ETEC Trajano Camargo, sob orientação das professoras Dra. Gislaíne Aparecida Barana Delbianco e Dra. Inessa Lacativa Bagatini, de acordo com o seguinte fluxograma (Figura 11), que ressalta as principais etapas da metodologia aplicada.

**Figura 11:** Metodologia de Processo.

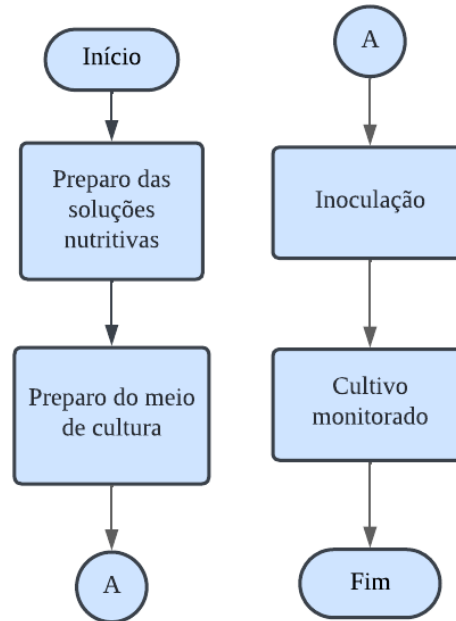


**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

### 4.1 Cultivo da Biomassa

O cultivo favorável da biomassa depende de condições ideais para seu crescimento, de forma que pudesse ser monitorado seu cultivo para aplicação no projeto. Assim, foram aplicadas duas metodologias diferentes para cada espécie, seja de microalga ou cianobactéria. O sistema de montagem da cultura é apresentado na Figura 12.

**Figura 12:** Processo de cultivo das biomassas.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

#### 4.1.1 Biomassa Microalgal

A espécie em questão cultivada é a *Chlorella vulgaris*, advinda da Represa do Broa, Itirapina-SP (1979), inoculada em estoque no Laboratório de Ficologia (UFSCar), em meio WC (*Water Culture*), seguindo metodologia adaptada de Gillard e Lorenzen (1972), contando com macronutrientes de acordo com a seguinte tabela (Tabela 7).

**Tabela 7:** Composição do meio de cultura para *Chlorella vulgaris*.

Composição	Concentração Final	Solução estoque
CaCl <sub>2</sub> . 2H <sub>2</sub> O	36,76 mg/L	Solução 1
MgSO <sub>4</sub> . 7H <sub>2</sub> O	36,97 mg/L	Solução 2
NaHCO <sub>3</sub>	12,60 mg/L	Solução 3
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	8,71 mg/L	Solução 4
NaNO <sub>3</sub>	85,42 mg/L	Solução 5
Na <sub>2</sub> SiO <sub>3</sub> . 9H <sub>2</sub> O	28,42 mg/L	Solução 6
Na <sub>2</sub> EDTA	4,36 mg/L	Solução 7



Continuação da Tabela 7.		
FeCl <sub>3</sub> . 6H <sub>2</sub> O	3,15 mg/L	Solução 7
CuSO <sub>4</sub> . 5 H <sub>2</sub> O	0,01 mg/L	Solução 7
ZnSO <sub>4</sub> . 7H <sub>2</sub> O	0,022 mg/L	Solução 7
CoCl <sub>2</sub> . 6H <sub>2</sub> O	0,01 mg/L	Solução 7
MnCl <sub>2</sub> . 4H <sub>2</sub> O	0,18 mg/L	Solução 7
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> . 2H <sub>2</sub> O	0,006 mg/L	Solução 7
H <sub>2</sub> BO <sub>3</sub>	1,0 mg/L	Solução 7
Tiamina . HCl	0,1 mg/L	Solução 8
Biotina	0,5 µg/L	Solução 8
Vitamina B <sub>12</sub>	0,5 µg/L	Solução 8

**Fonte:** Guillard e Lorenzen (1972).

Para o cultivo, é preparada cada solução em concentração 1000x maior do que a apresentada na tabela, essas que são armazenadas para estoque. O meio é preparado a partir de 1 mL de cada solução por litro de água destilada, ajustado o pH na faixa entre 7 e 8 para o cultivo.

#### 4.1.2 Cianobactérias

O meio de cultura utilizado para o cultivo da *Spirulina maxima*, advinda de São Carlos (1984), se baseia na Coleção de Cultura de algas Universidade de Göttingen (SAG), e o meio WC, o mesmo utilizado para o cultivo da microalga. Sendo assim, o meio é preparado de acordo com a composição especificada abaixo (Tabela 8).

**Tabela 8:** Composição do meio de cultura para *Spirulina máxima*.

Composição	Concentração Final	Solução estoque
NaHCO <sub>3</sub>	16,8 g/L	Solução 1
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0,5 g/L	Solução 2
NaNO <sub>3</sub>	2,5 g/L	Solução 2
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	1,0 g/L	Solução 2
NaCl	1,0 g/L	Solução 2
MgSO <sub>4</sub> . 7H <sub>2</sub> O	0,2 g/L	Solução 2
CaCl <sub>2</sub> . 2H <sub>2</sub> O	0,04 g/L	Solução 2

<b>Continuação da Tabela 8.</b>		
FeSO <sub>4</sub> . 7H <sub>2</sub> O	0,01 g/L	Solução 2
Na <sub>2</sub> EDTA	4,36 mg/L	Solução 2
FeCl <sub>3</sub> . 6H <sub>2</sub> O	3,15 mg/L	Solução 2
CuSO <sub>4</sub> . 5 H <sub>2</sub> O	0,01 mg/L	Solução 2
ZnSO <sub>4</sub> . 7H <sub>2</sub> O	0,022 mg/L	Solução 2
CoCl <sub>2</sub> . 6H <sub>2</sub> O	0,01 mg/L	Solução 2
MnCl <sub>2</sub> . 4H <sub>2</sub> O	0,18 mg/L	Solução 2
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> . 2H <sub>2</sub> O	0,006 mg/L	Solução 2
H <sub>2</sub> BO <sub>3</sub>	1,0 mg/L	Solução 2

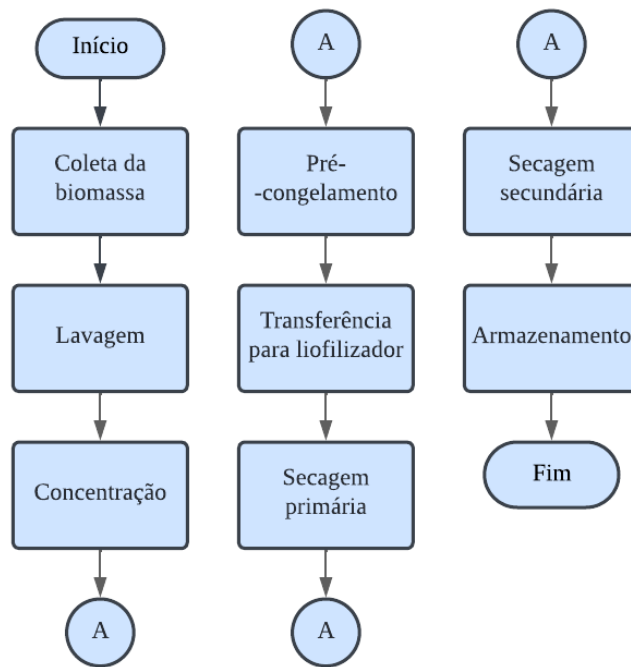
**Fonte:** Adaptado de Aiba; Ogawa (1997) e Guillard; Lorenzen (1972).

O meio é esterilizado em autoclave a 1.2 atm e 125 °C, por 20 minutos, separadamente nas duas soluções, e então o pH é ajustado na faixa entre 9,0 e 9,2.

#### **4.2 Coleta e Secagem das Biomassas**

A biomassa foi cultivada por 29 dias, coletada e seca por meio de liofilização, assim como descrito no seguinte fluxograma (Figura 13).

**Figura 13:** Processo de liofilização das biomassas.



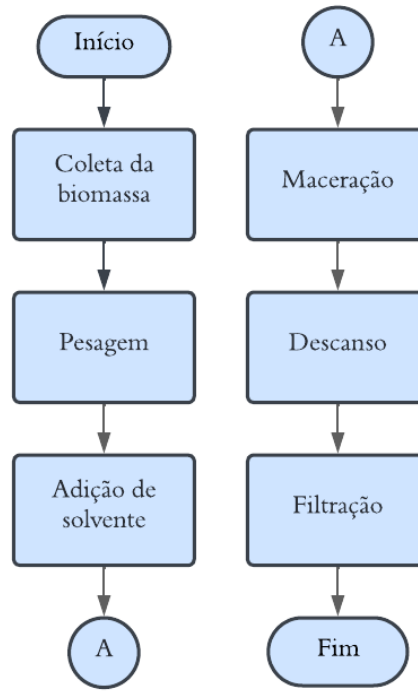
**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

Foi coletada, por meio de centrifugação a 8.000 g (força centrífuga por minuto) e 30 rpm (rotação por minuto), até que a biomassa estivesse mais concentrada para o processo de liofilização, que contou com um pré-congelamento, antes de liofilizado a temperaturas abaixo de 50°C e pressão de 0.6000 mBar, até que a biomassa fosse completamente seca.

### 4.3 Extração dos Pigmentos

A extração dos pigmentos foi baseada na metodologia de Oliveira (2021), assim como apresentado no seguinte fluxograma (Figura 14).

**Figura 14:** Processo de extração dos pigmentos da biomassa



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

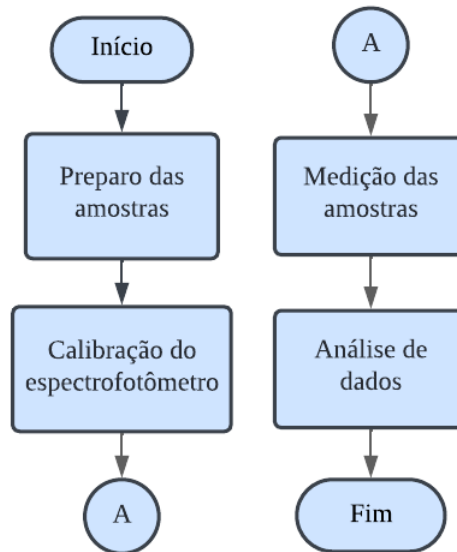
No processo, é adicionado uma proporção de biomassa seca a uma porção de solução solvente. Para a *C.vulgaris*, foi utilizado propanona P.A., e para a *S.maxima*, cloreto de sódio 0,9%. Como forma de facilitar a ruptura das membranas, a biomassa foi macerada dentro do solvente, friccionando as células no meio. Após esse processo, são deixadas em repouso durante 2 horas, para garantir a extração dos pigmentos constituintes. A separação foi realizada através de centrifugação a 8.000 rpm por 15 minutos. No caso das clorofilas, irão se precipitar no meio, já as ficobilinas são solubilizadas no meio salino.

#### 4.4 Quantificação espectrofotométrica

Como forma de determinar o rendimento do pigmento extraído, foi realizada espectrofotometria para medir a absorbância de luz da amostra em diferentes

comprimentos de onda, permitindo diferenciar os diferentes substratos presentes, de acordo com o seguinte fluxograma (Figura 15).

**Figura 15:** Processo de análise espectrofotométrica



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

A espectrofotometria para análise de pigmentos envolve a preparação das amostras através de filtração ou centrifugação para remover partículas, seguida de possível diluição com etanol 70% para *Chlorella vulgaris* ou solução de NaCl 0,9% para *Spirulina maxima*. Após calibrar o espectrofotômetro nos comprimentos de onda específicos (665 nm para clorofila e 620 nm para ficocianina), ajustando o branco com o solvente puro, as amostras são medidas em cubetas. As leituras de absorvância são registradas e utilizadas para calcular a concentração dos pigmentos de acordo com as equações 2 e 3.

**Equação 2:** Deterinação de concetração de Clorofila a

$$\text{Clorofila a (mg/m}^3\text{)} = \frac{11.85 \times (A_{664} - A_{647}) - 1.54 - (A_{647} - A_{630})}{V}$$

**Fonte:** Parsons *et al* (1984).

Onde:

- ( A664), ( A647) e (A630) são as absorbâncias medidas
- ( V ) é o volume da amostra em litros.
- 11.85 e 1.54 são fatores de conversão

**Equação 3:** Deterinação de concetração de Ficocianina

$$\text{Ficocianina (mg/m}^3\text{)} = \frac{(A615 - 0,474 \times A652)}{5,34}$$

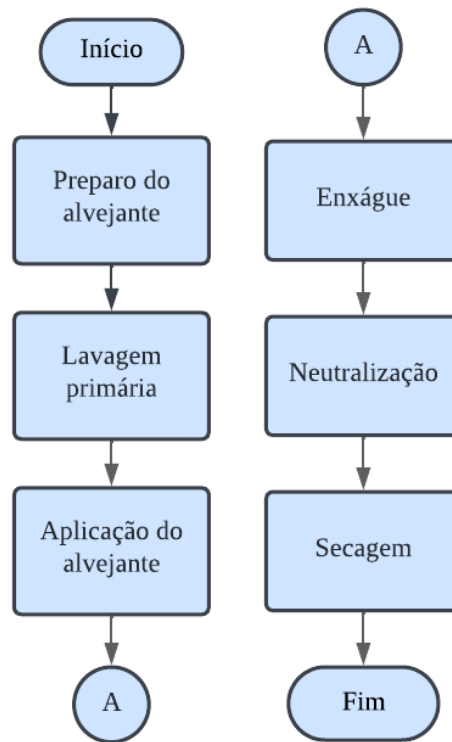
**Fonte:** Parsons *et al* (1984).

Onde:

- (A615) e (A615) são a absorbância da amostra medida
- 0,474 ajusta a absorbância a 615 nm, considerando a interferência da aloficocianina
- 5,34 é a constante que relaciona a absorbância relacionada à concentração de ficocianina.

#### 4.5 Preparação do Corante e Tingimento do Tecido

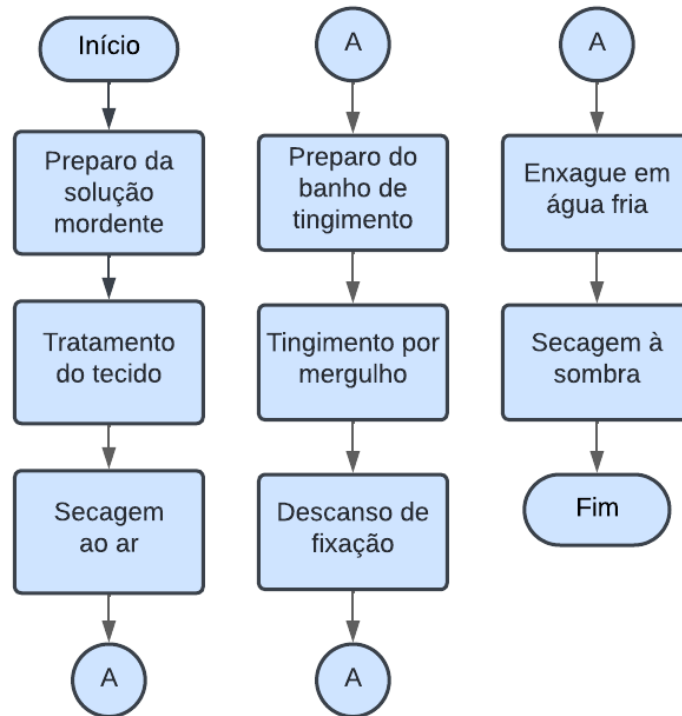
O corante foi produzido através de bases das metodologias de Ferreira (2005) e Silva *et al* (2011). A princípio, deve ser realizado um preparo prévio do tecido, de forma que as fibras se abram para receberem melhor o pigmento (Figura 16). Posteriormente, o método de tingimento é demonstrado na Figura 17. Os tecidos a serem tingidos serão de origem natural, como algodão, poliéster e linho, cortados em quadrados de 12x12cm e 10x10cm.

**Figura 16:** Processo de preparo e tingimento dos tecidos.

**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

A preparação do alvejante deve-se começar com a diluição do alvejante de cloro em água, utilizando a proporção de 1:10. O tecido é mergulhado na solução por 20-30 minutos a temperatura ambiente, até que a descoloração se torne homogênea. Após alcançar a tonalidade desejada, o tecido é retirado e enxaguado bem com água fria para remover todo o alvejante. Para neutralizar qualquer resíduo de alvejante, o tecido é enxaguado em uma solução de vinagre (1:3 partes de água). Finalmente, deve ser seco completamente, e estará pronto para receber a tintura do corante.

**Figura 17:** Processo de aplicação do Corante às fibras.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

No processo, o mordente é preparado em concentração de 15 g/L. Em seguida, o tecido é tratado com a solução, mergulhando por cerca de 30 minutos a 80°C, para garantir uma boa aderência dos pigmentos. Após ser enxaguado com água, é seco em ar livre longe de luz solar, para que as fibras não se fechem.

Enquanto o tecido seca, o banho de tingimento é preparado utilizando pigmentos extraídos com água quente, para que o tecido possa ser mergulhado e os pigmentos possam ser fixados em um descanso de 30 minutos. Após o processo, o excesso do corante é enxaguado com água fria, e o tecido deve ser seco à sombra.



#### **4.7 Testes de Aderência**

A aderência do corante no tecido torna-se etapa fundamental para avaliação da eficiência do tingimento e técnicas utilizadas, uma vez que só assim possa ser aplicada em escala industrial, levantando questões de desenvolvimento tecnológico e econômico. Sendo assim, a necessidade de um bom corante é aquele que principalmente possui alta durabilidade. Para tanto, serão realizados testes de aderência das fibras do tecido, tais como calor, fricção e desgaste.

Os testes de calor serão realizados a partir da desidratação total do tecido, juntamente com a tentativa de transferência do corante em altas temperaturas. Dessa forma, as amostras de tecido tingidas são passadas por uma prensa plana sublimática aquecida à 130 °C, por 30 s, de três a quatro vezes consecutivas, em meio a folhas de papel resinado para sublimação.

## 5 DISCUSSÃO DE RESULTADOS

### 5.1 Cultivo das Biomassas

Para os sistemas de cultivo, foram utilizados dois cilindros de 3 L para cada espécie, que continham entrada e saída de ar para trocas gasosas, saída de amostragens periódicas, fechada por uma pinça de Hoffman e uma passagem para injeção de ar. Para a regulação da pressão, foi acoplado um tubo de borossilicato com dimensões de 2 cm x 0.9 cm x 12 cm, utilizando-se de um algodão como filtro para manter o sistema axênico. No tubo de injeção de ar foi utilizado um filtro de 0.20 µm e uma pinça de Hoffman para a regulação da passagem de ar; na outra extremidade (imersa no meio), foi colocada uma ponteira de 1 mL conectada por um tubo de silicone de cerca de 30 cm de comprimento, 0,6 cm de espessura e 0,3 cm de vazão.

Sendo o sistema disposto de 2 L de cultivo em cada cilindro, a quantidade de células contidas nos tubos de ensaio seriam insuficientes para manter o cultivo definitivo, uma vez que a diluição nesse caso poderia ser um fator inibitório do seu crescimento, já que as células poderiam não se adaptar facilmente. Sendo assim, foi necessário a elaboração de uma escala de cultivo, seguindo a sequência dos tubos com 9 mL de cultivo vertidos frascos com 150 mL de meio, para finalmente os cilindros de 3 L com 2 L de meio.

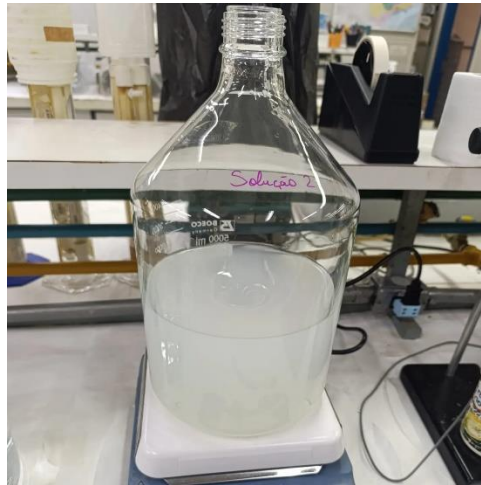
A tabela 9 indica a sequência de transferência das cepas, enquanto as Imagens 18 a 22 mostram visualmente o preparo das soluções e a inoculação das cepas nas três diluições. A tabela 10, por sua vez, indica a data de transferência de cada amostra.

**Tabela 9:** Transferências de cultura.

<b>Espécie</b>	<b>Transferência 1</b>	<b>Transferência 2</b>	<b>Transferência 3</b>
<i>Spirulina maxima</i>	Tubo de ensaio 16 cm x 15 mm (9 mL)	Frasco Boeco 250 mL (150 mL)	Cilindro 3 L (2000 mL)
<i>Chlorella vulgaris</i>	Tubo de ensaio 16 cm x 15 mm (9 mL)	Frasco Boeco 250 mL (150mL)	Cilindro 3 L (2000 mL)

**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 18:** Preparo das soluções de cultivo



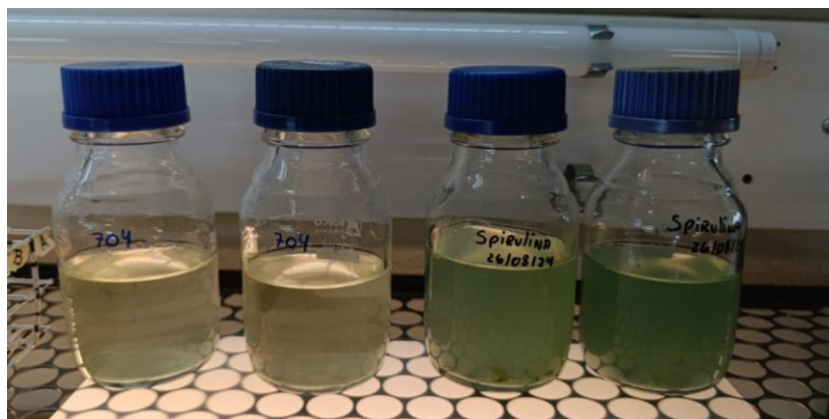
**Fonte:** Acervo Pessoal (2024.)

**Figuras 19 e 20:** Primeira inoculação do estoque em tubo de ensaio com 9 mL do meio.



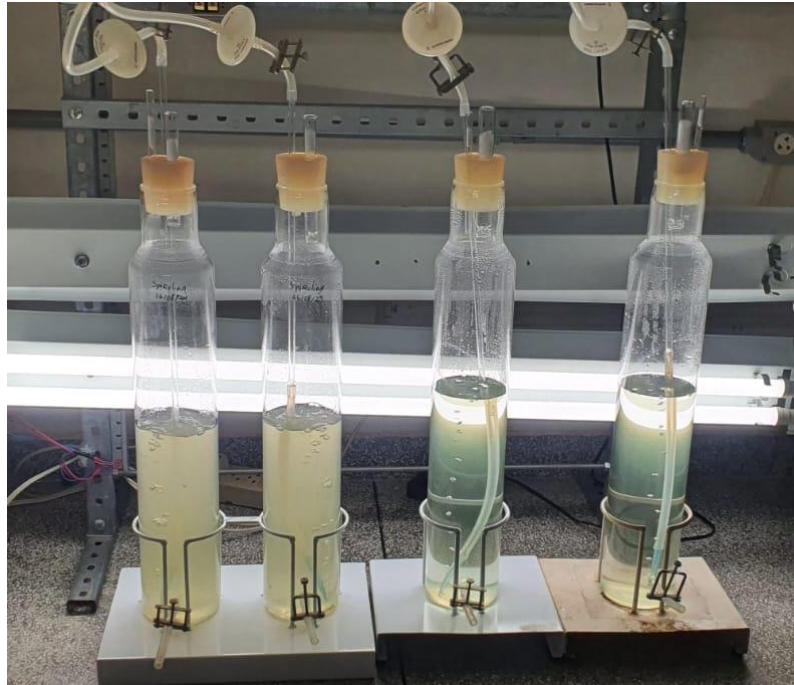
**Fonte:** Acervo Pessoal (2024.)

**Figura 21:** Segunda inoculação em frascos Boecos com 150 mL do meio.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024.)

**Figura 22:** Terceira inoculação em cilindros de borossilicato com 2 L do meio.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024.)

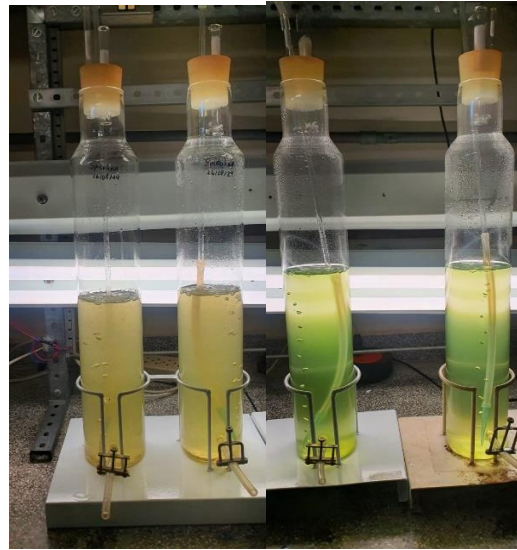
**Tabela 10:** Transferências datadas.

<b>Espécie</b>	<b>Transferência 1</b>	<b>Transferência 2</b>	<b>Transferência 3</b>
<i>Spirulina maxima</i>	20 dez. 2023	23 ago. 2024	9 set. 2024
<i>Chlorella vulgaris</i>	20 jun. 2024	22 ago. 2024	9 set. 2024

**Fonte:** Acervo Pessoal, 2024.

Na inoculação, nota-se a fase estacionária do crescimento das células na primeira semana de inoculação nos cilindros, uma vez que o crescimento não foi tão visível pela coloração do meio. Já na segunda semana de inoculação, é possível observar mudanças nítidas, em principal pela *Chlorella*, que provavelmente entra na fase de crescimento log a partir da segunda semana de cultivo, assim como apresentado na Figura 23.

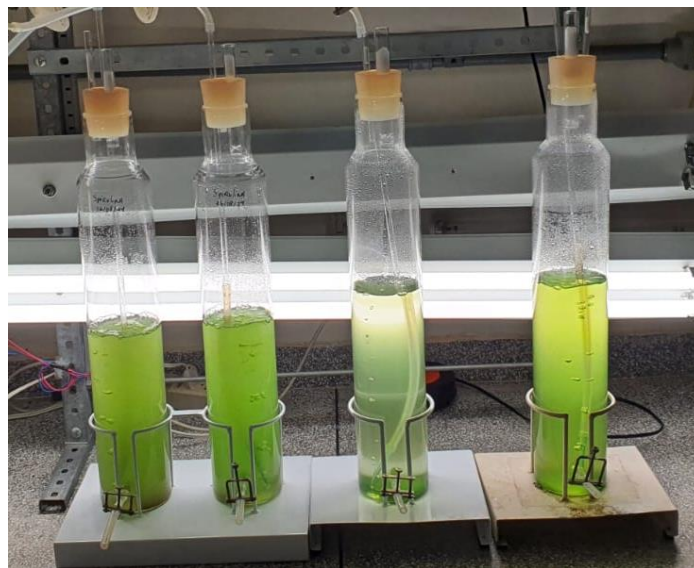
**Figura 23:** Segunda semana de cultivo.

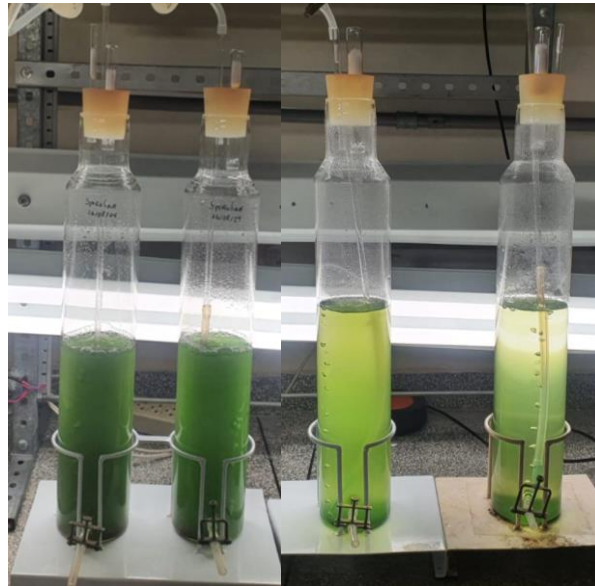


Fonte: Acervo Pessoal, 2024.

Ainda na terceira semana, o crescimento exponencial da *Spirulina* mostra a adaptação da espécie com o meio, enquanto a *Chlorella* ainda teve dificuldades de crescimento, assim como mostrado nas Figura 24 e 25.

**Figuras 24 e 25:** Terceira semana de cultivo.



**Continuação das Figuras 24 e 25.**

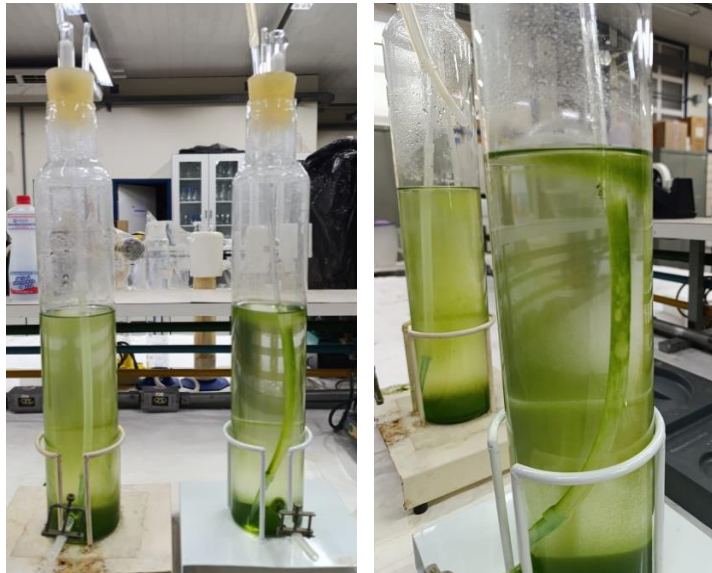
Fonte: Acervo Pessoal, 2024.

Nesse momento, se torna difícil identificar o crescimento da biomassa de *Chlorella*, uma vez que a microalga acaba por se sedimentar nas paredes do tubo, formando sombras entre si. Contudo, fica nítido o desenvolvimento total da cianobactéria, e, portanto, após a terceira semana de cultivo necessita-se do recolhimento da cultura, uma vez que, após seu máximo desenvolvimento, o crescimento exponencial tende a se tornar um índice de morte celular.

Enquanto a cianobactéria foi mantida em temperaturas mais frias para tentar paralisar seu crescimento, a microalga foi mantida sob o mesmo cultivo, de forma que, na quarta semana de cultivo, seu crescimento era bem mais nítido, assim como mostrado nas Figuras 26 e 27.



**Figuras 26 e 27:** Quarta semana de cultivo.



Fonte: Acervo Pessoal, 2024.

## 5.2 Coleta e Secagem da Biomassa

No dia 24 de Setembro de 2024, a biomassa foi então coletada do cultivo para secagem através de liofilização. A princípio, todo o conteúdo dos cilindros foram passados por centrífuga, para que pudesse separar parte da água presente na cultura. As Figuras 28 a 30 mostram esse processo, em que a biomassa foi centrifugada em 8.000 g (força centrífuga por minuto) e 30 rpm (rotação por minuto) a 14 °C , por 1 min e 14 s.

**Figuras 28 a 30:** Centrifugação da Biomassa



**Continuação das figuras 28 a 30.**



**Fonte:** Acervo Pessoal, 2024.

A centrifugação permitiu que a biomassa ficasse mais concentrada ainda que no cultivo. Contudo, para a secagem completa da umidade, foi necessário passá-la por liofilização. Para isso, foi realizado um pré-congelamento total da biomassa com nitrogênio líquido (Figura 31), para facilitar o processo de liofilização, que ocorreu a  $-56^{\circ}\text{C}$ , em pressão de 0.6000 mBar (Figuras 32 a 34).

**Figura 31:** Congelamento da Biomassa em Nitrogênio líquido.



**Fonte:** Acervo Pessoal, 2024.



**Figuras 32 a 34:** Liofilização da biomassa.



**Fonte:** Acervo Pessoal, 2024.

Em 24 horas do processo, nota-se que a biomassa de *Chlorella* já havia secado por completo, uma consequência em razão da divisão prévia do volume de biomassa em dois frascos liofilizadores, além de seu congelamento entre as paredes do vidro, o que aumentou a superfície de contato entre a biomassa e o vácuo e, conseqüentemente, aumentou a velocidade do processo (Figuras 35 e 36).

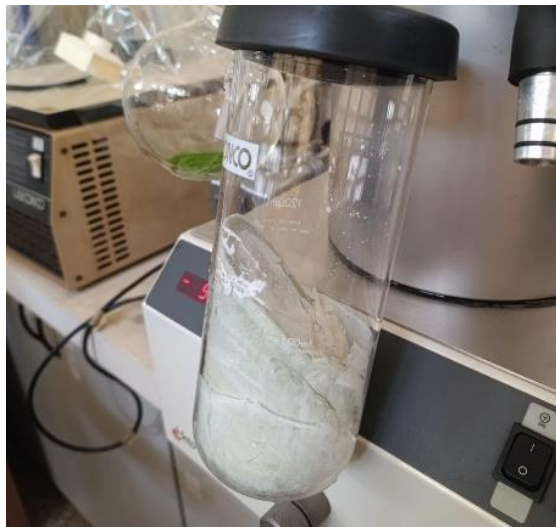
**Figuras 35 e 36:** Biomassa da microalga *C. vulgaris* após 24h de liofilização.



**Fonte:** Acervo Pessoal, 2024.

Entretanto, esse processo não foi utilizado com a biomassa da *Spirulina* e, portanto, sua biomassa ainda não estava seca. Além disso, é notório a formação de cristais de carboidratos em volta da biomassa da cianobactéria, referentes a secagem da matéria e, conseqüentemente, sua cristalização (Figuras 37).

**Figura 37:** Biomassa da cianobactéria *S. maxima* após 24h de liofilização.



**Fonte:** Acervo Pessoal, 2024.

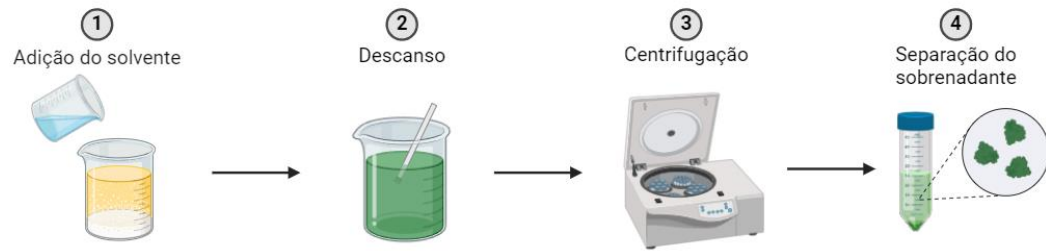
Assim como apresentado nas Imagens, a *C.vulgaris* pode ser coletada totalmente seca após 48h de liofilização, enquanto a *S.maxima* demorou cerca de 6 dias para secagem total. Isso se dá pelo fato já descrito, previamente, pela separação da biomassa da microalga, que aumentou a superfície de contato entre a biomassa e o sistema, o que fez com que a reação aumentasse.

De forma quantitativa, os meios de 4 L renderam, respectivamente, cerca de 0.5 g de biomassa seca de *Chlorella vulgaris* e cerca de 15 g de biomassa seca de *Spirulina maxima*. A análise é interessante quando comparada a outros estudos de cultivo, onde, geralmente, a biomassa da cianobactéria, embora que mais densa, demande mais tempo para cultivo em relação a microalga, e provavelmente o bom resultado se deu pelo fato de rápida adaptação ao meio da *S.maxima*.

Numa escala industrial, o rendimento da biomassa microalgal seria baixo quando se visa o comércio, além de ter demandado muito tempo de secagem. Contudo, deve-se levar em consideração os equipamentos e as condições locais nos quais essa foi produzida, uma vez que, além dos cilindros não permitirem toda a circulação e homogeneização dos nutrientes do meio, a luz acaba sendo ofuscada devido á impregnação das células nas paredes do cilindro, o que faz com que haja sombra dentro do meio e, como consequência, as células presentes no meio do vidro acabam não recebendo tanta energia luminosa. Além disso, o processo de liofilização foi adaptado de acordo com as condições do laboratório, utilizando-se para isso um liofilizador de bancada, esse que é menos potente que um de escala industrial.

### **5.3 Extração dos Pigmentos**

A extração dos pigmentos das biomassas foram feitas a partir da técnica de rompimento celular utilizando solvente. Para a *Chlorella*, foi utilizado acetona (propanona) P.A., já para a *Spirulina*, foi usada solução 0,9% de cloreto de sódio, respectivamente, em proporções 1:13 (g/ml) e 1:10 (g/ml), de acordo com o seguinte fluxograma (Figura 38).

**Figura 38:** Extração dos Pigmentos.

**Fonte:** Acervo Pessoal (2024.)

As seguintes figuras (Figuras 39 a 42) representam a extração em questão, onde foram diluídos 2 g da microalga em 26 ml de acetona e 5 g da cianobactéria em 100 ml de cloreto de sódio. O descanso realizado foi de cerca de 45 minutos após agitação, e a centrifugação foi realizada a 30.000 rpm durante 20 minutos.

**Figuras 39 a 41:** Resultados da extração.

**Fonte:** Acervo Pessoal (2024.)

Os resultados das extrações foram as ficocianinas se solubilizando no meio salino, enquanto as clorofilas se sedimentaram e precipitaram na ponta do tubo falcon centrifugado, esse que foi recolhido com a adição de água destilada (2 mL) para facilitar o processo. Nota-se, como indicado na imagem 40, a coloração azulada das ficocianinas, e uma pequena faixa sobrenadante de cor avermelhada, que representa as aloficocianina presentes no pigmento.

#### 5.4 Quantificação espectrofotométrica

A espectrofotometria para análise de pigmentos envolveu a preparação das amostras através de filtração ou centrifugação para remover partículas, seguida de diluição com etanol 70% para *Chlorella vulgaris* ou solução de NaCl 0,9% para *Spirulina maxima*. Após calibrar o espectrofotômetro nos comprimentos de onda específicos (665 nm para clorofila e 620 nm para ficocianina), ajustando o branco com o solvente puro, as amostras foram medidas em cubetas.

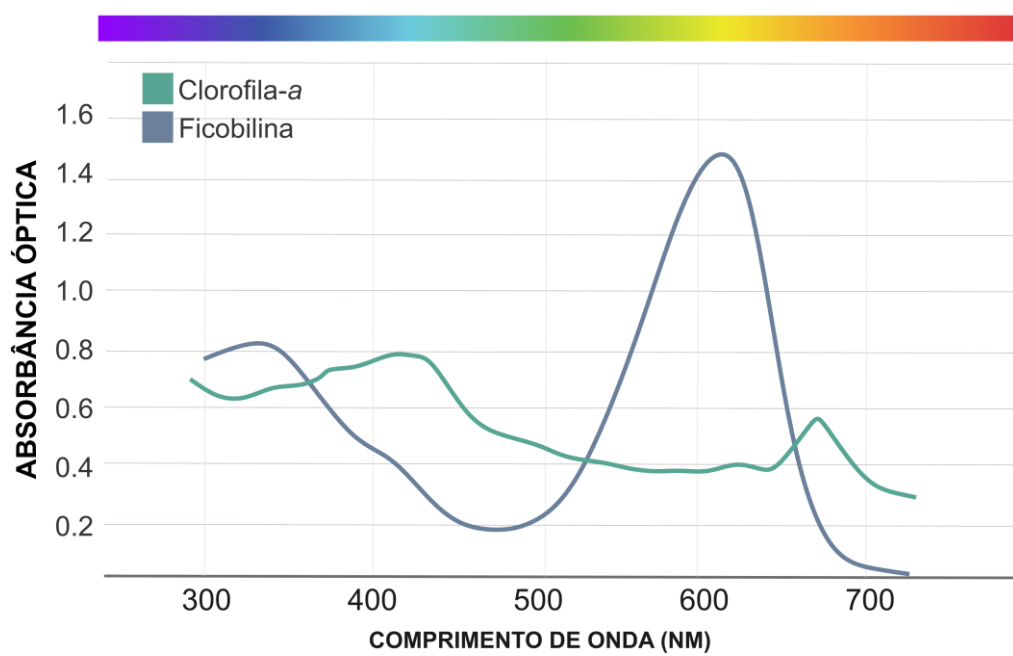
A concentração de ficocianina foi calculada com base na absorbância média em torno de 620 nm, comprimento de onda onde ocorre o pico característico de absorção desse pigmento. Essa faixa é crítica para a determinação de ficobilinas como a ficocianina, visto que nesse espectro de luz o cromóforo que compõe a ficocianina absorve fortemente, revelando a quantidade exata desse pigmento. Ficocianina e outras ficobilinas absorvem tipicamente na faixa entre 620 e 680 nm, onde a estrutura das proteínas associadas aos cromóforos tem maior interação com a luz, tornando esses valores de absorbância altamente específicos e adequados para quantificações. As leituras de absorbância foram apresentada na Tabela 11 e analisada no gráfico presente na figura 42.

**Tabela 11:** Espectrofotometria das clorofilas e ficobilinas.

Absorbância (nm)	Clorofila	Ficobilina
300	0,647	0,966
305	0,625	0,84
310	0,601	0,779
315	0,604	0,758
320	0,597	0,754
325	0,599	0,766
330	0,601	0,774
335	0,601	0,78
340	0,599	0,792
345	0,622	0,775
350	0,63	0,765
355	0,627	0,742
360	0,626	0,72

<b>Continuação da tabela 11.</b>					
<b>365</b>	0,639	0,698	<b>550</b>	0,374	0,52
<b>370</b>	0,633	0,73	<b>555</b>	0,367	0,586
<b>375</b>	0,64	0,702	<b>560</b>	0,363	0,662
<b>380</b>	0,687	0,597	<b>565</b>	0,365	0,74
<b>385</b>	0,685	0,542	<b>570</b>	0,363	0,825
<b>390</b>	0,684	0,497	<b>575</b>	0,363	0,911
<b>395</b>	0,683	0,464	<b>580</b>	0,368	0,988
<b>400</b>	0,702	0,448	<b>585</b>	0,366	1,08
<b>405</b>	0,712	0,436	<b>590</b>	0,367	1,159
<b>410</b>	0,731	0,427	<b>595</b>	0,367	1,236
<b>415</b>	0,742	0,422	<b>600</b>	0,364	1,289
<b>420</b>	0,757	0,404	<b>605</b>	0,362	1,29
<b>425</b>	0,746	0,375	<b>610</b>	0,365	1,336
<b>430</b>	0,748	0,335	<b>615</b>	0,374	1,38
<b>435</b>	0,747	0,311	<b>620</b>	0,381	1,415
<b>440</b>	0,741	0,28	<b>625</b>	0,384	1,433
<b>445</b>	0,72	0,257	<b>630</b>	0,39	1,413
<b>450</b>	0,664	0,222	<b>635</b>	0,378	1,176
<b>455</b>	0,603	0,206	<b>640</b>	0,369	1,021
<b>460</b>	0,555	0,191	<b>645</b>	0,359	0,89
<b>465</b>	0,53	0,178	<b>650</b>	0,36	0,817
<b>470</b>	0,51	0,172	<b>655</b>	0,371	0,7
<b>475</b>	0,502	0,168	<b>660</b>	0,405	0,539
<b>480</b>	0,495	0,172	<b>665</b>	0,46	0,368
<b>485</b>	0,486	0,171	<b>670</b>	0,512	0,248
<b>490</b>	0,477	0,17	<b>675</b>	0,535	0,181
<b>495</b>	0,473	0,172	<b>680</b>	0,54	0,137
<b>500</b>	0,468	0,183	<b>685</b>	0,505	0,105
<b>505</b>	0,457	0,197	<b>690</b>	0,45	0,078
<b>510</b>	0,444	0,209	<b>695</b>	0,402	0,064
<b>515</b>	0,431	0,23	<b>700</b>	0,363	0,053
<b>520</b>	0,415	0,247	<b>705</b>	0,336	0,048
<b>525</b>	0,405	0,281	<b>710</b>	0,315	0,044
<b>530</b>	0,399	0,316	<b>715</b>	0,303	0,039
<b>535</b>	0,393	0,359	<b>720</b>	0,29	0,038
<b>540</b>	0,386	0,406	<b>725</b>	0,287	0,035
<b>545</b>	0,382	0,462	<b>730</b>	0,277	0,032

**Fonte:** Acervo Pessoal (2024.)

**Figura 42:** Curva de absorbância.

Fonte: Acervo Pessoal (2024).

É importante notar que a amostra foi diluída ao longo do procedimento de quantificação. Para a Ficobilina foi diluído a  $10^{-1}$ , a Clorofil-a, a diluição foi realizada a  $10^{-2}$ . Esse fator de diluição elevado foi aplicado para evitar a saturação do sinal na leitura espectrofotométrica e para garantir a precisão da quantificação.

De acordo com as amostras, a seguinte tabela indica o rendimento de concentração, considerando os fatores de conversão previstos na fórmula descrita no capítulo 4.4.2..

**Tabela 12:** Concentração dos pigmentos.

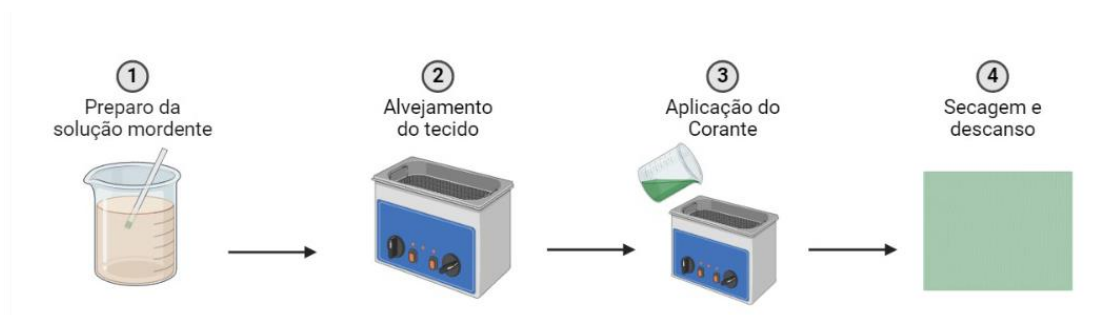
Pigmento	Valor de absorbância (nm-abs)	Concentração Amostra	Concentração Total
Ficobilina	615 – 1,415	0,2384 mg/L	2,384 mg/L
Alofococianina	650 – 0,817	0,0044 mg/L	0,044 mg/L
Clorofila-a	655 – 0,460	0,00522 mg/L	0,522 mg/L

Fonte: Acervo Pessoal (2024).

## 5.5 Tingimento dos Tecidos

O tingimento dos tecidos foi realizado de acordo com a metodologia descrita no capítulo 4.5, onde foram tingidos tecidos de linho, algodão 0.1, elastano branco e poliéster branco. O beneficiamento e tingimento foi realizado em geral de acordo com o fluxograma abaixo (Figura 43).

**Figura 43:** Metodologia de Tingimento.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

Foram realizados quatro tipos de tingimentos: No primeiro, sem nenhum tipo de beneficiamento, no segundo, com a aplicação apenas do mordente, o terceiro apenas com o alvejante para beneficiamento e, por fim, o quarto com alvejamento e mordente prévio. Após todos os tingimentos, houve uma pós lavagem com sabão neutro e os tecidos foram secados longe da luz solar para que as fibras secassem sem danificar a cloração por 30 mim, após o tempo, foi colocado no sol para garantir sua secagem completa por 1h. As formulações testadas estão apresentadas nas Tabelas 12 a 15, e o resultado dos três tingimentos está analisado nas Figuras 44 a 51.

**Tabela 13:** Formulação dos corantes com Ficobilina.

<b>Metérias-primas</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>
Extrato de pigmento	05 mL	05 mL	05 mL	10 mL
Pigmentos Totais	$1,58 \times 10^{-5}$ mg/mL	$1,58 \times 10^{-5}$ mg/mL	$1,58 \times 10^{-5}$ mg/mL	$3,15 \times 10^{-5}$ mg/mL
Alúmen de potássio	---	15 mg/mL	---	15mg/ml
Alvejante Cloro	---	0,0357 mg/mL	0,0357 mg/mL	0,0357 mg/mL
Água	q.s.p. 700 mL	q.s.p. 700 mL	q.s.p. 700 mL	q.s.p. 700 mL

**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).



**Figura 44:** Resultado dos tingimentos em algodão, respectivamente, utilizando ficocianinas.



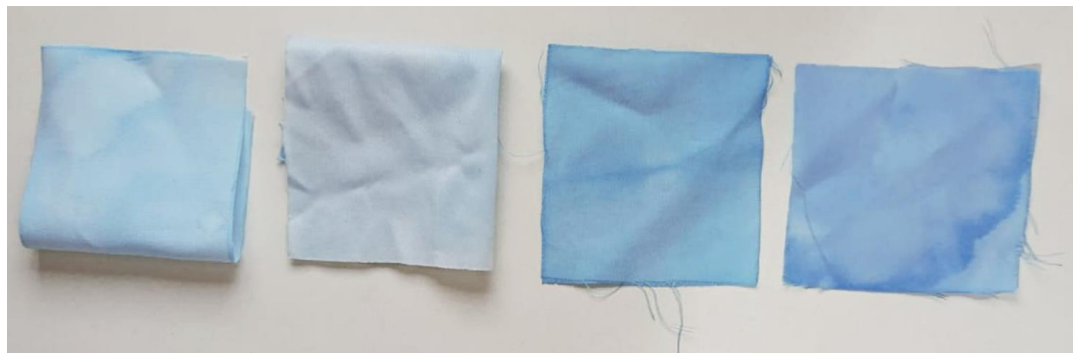
**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 45:** Resultado dos tingimentos em linho, respectivamente, utilizando ficocianinas.



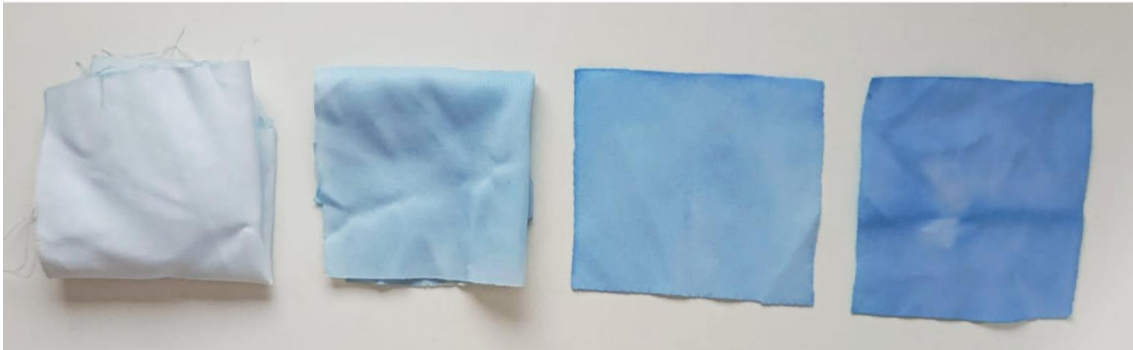
**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 46:** Resultado dos tingimentos em poliéster, respectivamente, utilizando ficocianinas.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 47:** Resultado dos tingimentos em elastano, respectivamente, utilizando ficocianinas.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Tabela 14:** Formulação dos corantes com clorofila.

<b>Metérias-primas</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>
Extrato de pigmento	05 mL	05 mL	05 mL	10 mL
Pigmentos Totais	$3,92 \times 10^{-6}$ mg/mL	$3,92 \times 10^{-6}$ mg/mL	$3,92 \times 10^{-6}$ mg/mL	$7,77 \times 10^{-6}$ mg/mL
Alúmen de potássio	---	15 mg/mL	---	15mg/ml
Alvejante Cloro	---	0,0357 mg/mL	0,0357 mg/mL	0,0357 mg/mL
Água	q.s.p. 700 mL	q.s.p. 700 mL	q.s.p. 700 mL	q.s.p. 700 mL

**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 48:** Resultado dos tingimentos em algodão, respectivamente, utilizando clorofila.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 49:** Resultado dos tingimentos em linho, respectivamente, utilizando clorofila.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 50:** Resultado dos tingimentos em poliéster, respectivamente, utilizando clorofila.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 51:** Resultado dos tingimentos em elastano, respectivamente, utilizando clorofila.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

A análise demonstra maior aderência nas formulações 3 e 4, especialmente quando não se usa o mordente alúmen de potássio. Isso pode ser devido que o alúmen é um agente precipitador, amplamente utilizado no tratamento de piscinas para decantar substâncias indesejadas. Por esse motivo, para melhores resultados de aderência, seria

necessário a utilização de outro mordente, tanto natural, como o Tanino, ou então outros mordentes industriais.

Além disso, comparando os resultados das técnicas apresentadas, é interessante a alta capacidade de aderência nos tecidos sintéticos (poliéster e elastano), que eram tecidos não esperados de serem tingidos, uma vez que suas fibras já possuem produtos mais pigmentados do que o corante em questão.

### 5.5 Testes de Aderência

A primeira análise conduzida foi a fixação do corante e sua tendência de transferência quando submetido a um detergente líquido para roupas, de formulação própria, contendo ácido sulfônico 5%, soda caustica 1%, trietanolamina 1%, lauril éter sulfato de sódio 4%, renex 2%, tripolifosfato de sódio 0,5%, formol 1%, brancol 2%, essência de côco 2% e água q.s.p 100%. Os tecidos foram lavados em uma diluição de 1:10 (detergente/água) e mergulhados na solução sob agitação por 10 min. Após isso, enxaguados e expostos a secagem. O resultado da análise se encontra nas figuras 52 a 59.

A segunda análise realizada garante a qualidade do tecido em meio a altas temperaturas, verificando sua transferência por sublimação. Sendo assim, os tecidos foram prensados em uma prensa térmica sublimática a 130°C por 30 segundos, duas vezes cada.

**Figura 52:** Resultado do teste de aderência do algodão, tingido com Ficobilina.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).



**Figura 53:** Resultado do teste de aderência do linho, tingido com Ficobilina.



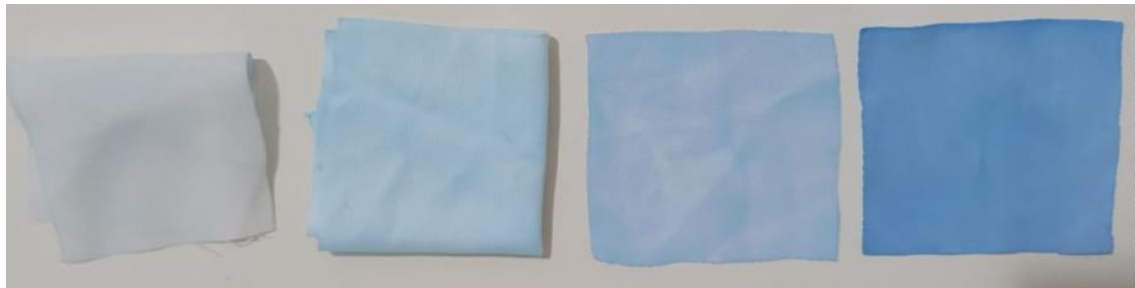
**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 54:** Resultado do teste de aderência do poliéster, tingido com Ficobilina.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 55:** Resultado do teste de aderência do elastano, tingido com Ficobilina.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 56:** Resultado do teste de aderência do algodão, tingido com Clorofila.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 57:** Resultado do teste de aderência do linho, tingido com Clorofila.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 58:** Resultado do teste de aderência do poliéster, tingido com Clorofila.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

**Figura 59:** Resultado do teste de aderência do elastano, tingido com Clorofila.



**Fonte:** Acervo Pessoal (2024).

Os resultados notáveis são a mímica perda dos pigmentos em relação ao terceiro e quarto método de tingimento, ou seja, onde foi utilizado um pré-beneficiamento com cloro. Isso comprova não só o método de prepare do tecido, mas também a abertura da fibra e aderência do pigmento a trama do tecido, proporcionado pelo alvejante.

Em contrapartida, o primeiro tingimento, que já não apresentava tanta coloração, foi quase completamente removido pelo detergente. Isso indica a importância dos

alvejantes utilizados, em especial aqueles com maior potencial para abrir as fibras do tecido.

## 6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A indústria têxtil está entre as mais lucrativas do mundo e é responsável por grande parte da economia do Brasil. Contudo, suas práticas de tingimento de tecidos a tornou uma das mais poluidoras de água do mundo, uma vez que sua produção carrega grandes quantidades de efluentes gerados anualmente, esses que impedem a penetração de luz nas camadas aquáticas, podendo portanto causar a eutrofização dos corpos d'água, ainda que potencialmente tóxicos à saúde animal e humana, pois podem causar a quebra de cromossomos, dando origem a células carcinogênicas.

A proposta desse trabalho de desenvolver um corante têxtil a partir de fontes naturais com pigmentos fotossintetizantes provenientes de microalgas e cianobactérias que, vem de encontro a problemática e da ascensão dos produtos microalgais no mercado tecnológico. Assim, além de diminuir a toxicidade dos efluentes gerados, alavanca o desenvolvimento tecnológico industrial a partir da economia circular e a sustentabilidade na indústria têxtil.

A aplicação de metodologias específicas no projeto indica o bom condicionamento do produto até o desenvolvimento. Além disso, o rendimento do pigmento e a coloração do tecido define o potencial de engajamento da ideia, uma vez que se abre a oportunidade para o tingimento de outras fibras têxteis, como sintéticas, abrangendo toda a indústria do setor.

Nessas condições, quando comparado com outros estudos, o projeto tem se desenvolvido de forma equivalente, além do rápido crescimento da cianobactéria, mesmo pela formação de grande quantidade de cristais de sacarídeos, que podem indicar uma nova aplicação para a biomassa quando extraído seu pigmento.

A partir do projeto pode-se oferecer um produto completamente novo que garanta valor industrial e comercial, de forma a produzir um biocorante têxtil com boa aderência em diferentes tecidos e cores atrativas, além da redução da toxicidade quando comparado com corantes convencionais, a fim de priorizar a saúde pública através do tratamento e cuidado das águas ambientais. Procura-se, durante todo o período de realização do projeto, atender a legislação ambiental vigente e criar uma inovação de acordo com os controles de parâmetros físico-químicos, a fim de acarretar as vantagens em termos de sustentabilidade e impacto ambiental reduzido.



Futuras pesquisas relacionadas podem se basear no presente trabalho para biorremediação dos corpos d'água, como forma de cultivo das microalgas. Ademais, também pode ser estudada a separação de substâncias de interesse, como pigmentos e proteínas, além de novos estudos relacionados a análise do crescimento da biomassa em relação a formação de sacarídeos excretados pela cianobactéria e, por fim, o tingimento têxtil com mordentes menos nocivos à saúde e ambiente.

## REFERÊNCIAS

ABNT - Associação Brasileira de Normas Técnicas. NBR 9800. **Critérios para Lançamento de efluentes líquidos industriais no sistema coletor público de esgoto sanitário**, 1987.

ALCÂNTARA, M. R.; DALCIN; DECIO. A Química do Processamento Têxtil. **Química Nova**, 1996.

ALEGRÍA, Leidy Abigail Riera et al. **Biorremediación de aguas residuales agroindustriales mediante el cultivo de Spirulina SP y biomasa utilizada como suplemento alimenticio para animales: Biorremediação de águas residuais agroindustriais através do cultivo de Espirulina SP e biomassa usada como suplemento alimentar animal**. *Studies in Environmental and Animal Sciences*, v. 3, n. 3, p. 596-615, 2022.

ALMEIDA, F. A. C. et al. Desenvolvimento e avaliação de descaroçador para o beneficiamento do algodão. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 15, n. 83, p. 607–614, 2011.

ANDRIETTI FILHO, Ivo Marcelo; IBSCH, Raquel Bonati Moraes. TINGIMENTO NATURAL EM ARTIGOS TÊXTEIS: UMA MEDIDA SUSTENTÁVEL. **Revista da UNIFEBE**, v. 1, n. 27, 2022.

ANJANEYULU, Y.; CHARY, N. S.; RAJ, D.; Samuel S. **Decolourization of industrial effluents– available methods and emerging technologies – a review**. *Review in Environmental Science and Bio/Technology*, v. 4, p. 245-273, 2005.

ARAD, S. Polysaccharides of red microalgae. In: *Chemicals from Microalgae* (ed. Z. Cohen), pp. 282–91. **Taylor & Francis**, London, 1999.

ARAUJO, A. H. C. **Avaliação do potencial da aplicação das microalgas na biorremediação de águas residuárias**. In: *Anais do Congresso Brasileiro de Gestão Ambiental e Sustentabilidade - Vol. 6: Congestas*, 2018.

BARBOSA, M. J. G. V. Microalgal photobioreactors: scale-up and optimization. 2003, 166 f.. Tese (Doutorado em Ciências), **Wageningen University**, Wageningen, 2003.

BECHTOLD, T.; TURCANU, A.; SCHRORR, W. Electrochemical decolourization of dispersed indigo on boron-doped diamond anodes. **Diamond Relat. Mater.**, v. 15, p. 1513-1519, 2006.

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

BHAT, V.B. *et al.* **C-phycoyanin: a potent peroxy radical scavenger in vivo and in vitro.** *Biochem. Biophys. Res. Commun.*, (2000). Acesso em 18 mar. 2024.

BRASIL. **CONAMA – Conselho Nacional do Meio Ambiente. Resolução nº20, de 12 de junho** de 1986. Dispõe dos limites e condições para os corpos d'água, bem como as classes destinadas.

BRASIL. Constituição (1988). Constituição da República Federativa do Brasil: promulgada em 5 de outubro de 1988. **Diário Oficial da União**, Poder Legislativo, Brasília, DF, 5 out. 1988.

*Brazilian Journal of Microbiology*, v. 47, p. 39-46, 2016.

BURKINSHAW, S.; SALIHU, G. The wash-off of dyeing using interstitial (Direct Blue 151 and Direct Red 31) by moderately alkaliphilic bacterial consortium.

. **Uso de Ozônio para o Tratamento de Águas Contaminadas com Corantes.** 2. *Journal of Phycology* v.8 p.10-14. 2008.

CARR, N.G. and WHITTON, B.A. *The Biology of Cyanobacteria*, Bot. Monogr. 19, **Oxford: Blackwell Scientific**, 1982.

CETESB – **Companhia Ambiental do estado de São Paulo. Lei nº 997, de 31 de maio de 1976.** Dispõe sobre o Controle da Poluição do Meio Ambiente.

CORONADO-REYES, J. A.; SALAZAR-TORRES, J. A.; JUÁREZ-CAMPOS, B.; GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, J. C. *Chlorella vulgaris*, a microalgae important to be used in Biotechnology: a review. *Food Sci. Technol*, Campinas, **Ahead of Print**, 2020.

CLÉMENT, G. **Production et constituants caractéristiques des algues Spirulina platensis et maxima**, *Ann. Nutr. Alim.*, v.29, p.477, 1975.

GRESSLER, P. D. **Avaliação da eficiência de Desmodesmus Subspicatus (R.Chodat) E.Hegewald & A.Schmidt (chlorophyceae) cultivada em Fotobiorreator tubular com efluente da ETE-unisc, visando biorremediação e obtenção de energia.** Universidade de Santa Cruz do Sul, Santa Cruz do Sul-Rio grande do Sul - [S.I.]. 2011.

DALLAGO, R. M.; SMANIOTTO, A.; OLIVEIRA, L. C. A. Resíduos sólidos de curtumes como absorventes para remoção de corantes em meio aquoso. **Química Nova**, 2005.

FAZAL, T. *et al.* Bioremediation of textile wastewater and successive biodiesel production using microalgae. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 82, p. 3107-3126, 2018.

FENG, W.; NANSHENG, D.; HELIN, H. **Degradation mechanism of azo dye C.I. reactive red 2 by iron powder reduction and photooxidation in aqueous solutions.**

Chemosphere, 2020

FERREIRA, G.; PINTO, L.; MACIEL FILHO, R.; FREGOLENTE, L. A review on lipid production from microalgae: Association between cultivation using waste streams 67 and fatty acid profiles. **Renewable and Sustainable Energy Reviews** v.109, p.448–466, 2019

FERREIRA, L.; NOGUEIRA, N.; GRACIANI, F. **Corantes Naturais e Sustentabilidade no Setor Têxtil**. Periódico Eletrônico Fórum Ambiental da Alta Paulista, v. 9, 2013.

FERREIRA, P. G. *et al.* Aqui tem Química: Supermercado Parte II: Corantes Naturais e Sintéticos. **Revista Virtual de Química**, v. 14, n. 2, 2022.

**Fibras têxteis**. Florisa Tintularia. Disponível em: <https://florisa.ind.br/fibras-texteis.php>. Acesso em: 16 de junho de 2024.

GARRIDO-CARDENAS, J. A.; MANZANO-AGUGLIARO, F.; ACIENFERNANDEZ, F. G.; MOLINA-GRIMA, E. Microalgae research worldwide. **Algal Research** v-35, p.50–60, 2018.

GOMEZ-ZAVAGLIA, A.; PRIETO LAGE, M. A.; JIMENEZ-LOPEZ, C.; MEJUTO, J. C.; SIMAL-GANDARA, J. The Potential of Seaweeds as a Source of Functional **Ingredients of Prebiotic and Antioxidant Value**. *Antioxidants*. V-8, p.406, 2019.

GIUSTI, I. M. **Propriedades físico-químicas dos pigmentos aplicados na indústria têxtil**. 2013.

GUARATINI, C. C. I.; ZANONI, M. V. B. Corantes têxteis. *Química Nova*, v. 41, p. 1233-1238, 2000.

**Guia técnico ambiental da indústria têxtil** / Elaboração Elza Y. Onishi Bastian, Jorge Luiz Silva Rocco ; colaboração Eduardo San Martin ... [et al.]. - - São Paulo : CETESB : SINDITÊXTIL, 2009.

GUILLARD R. R, LORENZEN C.J. Yellow-green algae with chlorophyllide C1, 2. **Journal of Phycology** v.8: p.10-14, 1992.

HARRIS, E. H. Chlamydomonas as a model organism. **Plant Biol.**, v. 52, p. 363–406, 2001.

HELD, P.; RAYMOND, K. **Determination of Algal Cell Lipids Using Nile Red Using Microplates to Monitor Neutral Lipids in Chlorella vulgaris**. Applications Department, BioTek Instruments, 2011

KATAOKA, N.; MISAKI, A. **Glycolipids isolated from *Spirulina maxima*: structure and fatty acid composition.** *Agricultural and Biological Chemistry*, v. 47, n. 10, p. 2349–2355, 1983.

KOYANI, R. D.; RAJPUT, K. S. Involvement of extracellular fungal enzymes in bioremediation of textile effluent. ***Journal of Microbiology, Biotechnology & Food Sciences***, v. 5, n. 5, 2016.

KUMAR GUPTA, V. *Fundamentals of natural dyes and its application on textile substrates.* IntechOpen, 2020.

SAMANTA, A. K.; AWWAD, N. S.; ALGARNI, H. M. (Eds.). ***Chemistry and Technology of Natural and Synthetic Dyes and Pigments.*** Londres, England: IntechOpen, 2020.

LADCHUMANANANDASIVAM, R. PROCESSOS QUÍMICOS TÊXTEIS. In: *Acabamento Têxtil – Volume V.* v. V, p. 117, 2011.

LODISH, H., BERK, A., ZIPURSKY, S. L., MATSUDAIRA, P., BALTIMORE, D., AND DARNELL, J. ***Molecular analysis of photosystems.*** In ***Molecular cell biology*** 4.ed. v.16 New York, NY: W. H. Freeman. 2000.

LUND, H. F. ***Manual para el control de la contaminacion industrial.*** Madri: Malvar S. A., 1974. 1043 p.

MANIRAFASHA, E. *et al.* Phycobiliprotein: Potential microalgae derived pharmaceutical and biological reagent. ***Biochemical Engineering Journal***, 109: 282-296, 2016. Acesso em 18 mar. 2024.

MORAES *et al.* ***Extração de ficocianina a partir de diferentes biomassas de *Spirulina sp.**** R. Bras. Agrobiência. Pelotas, v.13, n.4, p.529-532, out-dez, 2007.

MORAES, S. G., FREIRE, R. S., DURÁN, N. ***Degradation and toxicity reduction of textile effluent by combined photocatalytic and ozonation processes.*** *Chemosphere*, v. 40, p. 369-373, 2000.

National Research Council (NRC). *Health Effects of Permethrin-Impregnated Army Battle-Dress Uniforms.* The National Academy Press, Washington DC, 1994. ***Nova***, v. 28, n. 3, p. 433-437, 2005.

OH-HAMA, T.; MIYACHI, S. *Chlorella.* In: BOROWITZKA, M.A.; BOROWITZKA, L.J. ***Microalgae biotechnology.*** Cambridge: University, 1988. p.3-26.

PARSONS, Timothy Richard; MAITA, Yoshiaki; LALLI, Carol M. *A manual of chemical and biological methods for seawater analysis.* **Oxford: Pergamon Press**, 1984.

REDDY, M.C. *et al.* ***C-Phycocyanin, a selective cyclooxygenase-2 inhibitor,***

**induces apoptosis in lipopolysaccharide-stimulated RAW 264.7 macrophages.** Biochem. Biophys. Res. Commun., (2003). Acesso em 14 mar. 2024.

RICHMOND, A. **Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology.** Blackwell Science Ltd a Blackwell Publishing company, 2004.

RIBEIRO, N. H. S. *et al.* **Descoloração de corantes industriais por fungos degradadores de madeira isolados no campus da UFAM.** Embrapa Amazônia Ocidental-Artigo em periódico indexado (ALICE), 2018.

ROMERO, S., BLANQUEZ, P., CAMINAL, G., FONT, X., SARRA, M., GABARRELL, X., VICENT, T. **Different approaches to improving the textile dye degradation capacity of *Trametes versicolour*.** Biochemical Engineering Journal, v. 31, p. 42-47, 2006.  
ROSENBERG, E. Anal Bioanal Chem 2008, 391, p. 33-57.

SALEM, V. Tingimento têxtil: fibras, conceitos e tecnologias. São Paulo: **Blucher**, 2010.

SAMMLUNG VON ALGENKULTUREN DER UNIVERSITÄT GÖTTINGEN (SAG). Medium Recipe, Vers. 10. 2008. Disponível em: <[http://sagdb.uni-goettingen.de/culture\\_media/02%20Spirulina%20Medium.pdf](http://sagdb.uni-goettingen.de/culture_media/02%20Spirulina%20Medium.pdf)> Acesso em: 27 jul. 2024.

SOEDER, C. A. Historical outline of applied phycology. **Handbook of Microalgal Mass Culture.** Florida: CRC Press. 1986.

SCIENCE CLARIFIED. Dyes and pigments. 2011. Disponível em: <<http://www.scienceclarified.com/Di-EI/Dyes-and-Pigments.html>> Acesso em: 12 mar. 2024.

SILVA, J. A. da C.; ROSA, L. G.; ALVES, L. T.;

SOMMERVILLE, C. R., BONETTA, D. Plants as factories for technical materials. 23, n. 01, p. 71-78, 2000.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. (Eds). **Plant Physiology.** 3. ed. Sunderland, MA: Sinauer Associates Inc.,. 690 p. 2002.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal.** 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 719 p. 2004.

TANAKA, K.; YAMADA, A.; NODA, K.; SHOYAMA, Y.; KUBO, C.; NOMOTO, K. Oral administration of a unicellular green algae, *Chlorella vulgaris*, prevents stress-induced ulcer. Planta Med, v. 63, p. 465-466, 1997.

TEXBRASIL, 2023. **Dados da indústria têxtil e de confecção referentes a 2022.** Disponível em: <<https://texbrasil.com.br/pt/imprensa/dados-da-industria-textil-e-de-confeccao/>>. Acesso em: 2 mar. 2024.

TOLEDO, R. A. S. Visão do mercado têxtil. **Química têxtil**, n. 72, p. 8-10, 2003.

UEHARA, K.; YANO, Y. Magnetized Nanobubble Water Formed Under Pulsed-Magnetic Field. Vol. 47. Uehara Research Institute of Advance Science and Technology, Sakai 593-8315, Nano.Technology Inc., Tokyo, Japan, 2011

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE SÃO PAULO. **Pesquisa na FCFRP demonstra riscos de corantes à saúde humana.** USP, 2012. Disponível em: <<https://www5.usp.br/noticias/saude-2/pesquisa-na-fcfrp-demonstra-riscos-de-corantes-a-saude-humana/>>. Acesso em: 2 abr. 2024.  
v. 99, p. 548-560, 2013.

VEGA P., PAULINA I. *et al.*. **Extraccion de Pigmentos Naturales Y Teñido Textil Sustentable.** 2023.

VOLLEBAK. Homepage da empresa Vollebak. Plant and Algae T Shirt: Grown in forests and bioreactors, you can bury it in your garden at the end of its life. 2021. Disponível em: <https://www.vollebak.com/product/plant-and-algae-t-shirt/>. Acesso em: 10 mar. 2024.

WANG, S. K.; STILES, A. R.; GUO, C.; LIU, C. Z. Microalgae cultivation in photobioreactors: An overview of light characteristics. **Engineering in Life Sciences**, v. 14, n. 6, p. 550–559. 2014.

WESENBERG, D.; KYRIAKIDES, I.; AGATHOS, S. N. **White rot fungi and their enzymes for the treatment of industrial dye effluents.** Applied and Environmental Microbiology, v. 65, p. 1029-1035, 1999.

ZHU Y.; CHEN X.B.; WANG K.B.; LI Y.X. *et al.* **A simple method for extracting Cphycocyanin from Spirulina platensis using Klebsiella pneumoniae.** Appl. Microbiol.Biotechnol., v. 74, 244–248, 2007.