

UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ

**LAIS MANSANO ALEXANDRE PEREIRA
LARISSA MANSANO ALEXANDRE PEREIRA**

**SISTEMA DE CONTROLE E MONITORAMENTO APLICADO AO CULTIVO DE
MICROALGAS**

CAMPO MOURÃO

2023

LAIS MANSANO ALEXANDRE PEREIRA
LARISSA MANSANO ALEXANDRE PEREIRA

**SISTEMA DE CONTROLE E MONITORAMENTO APLICADO AO CULTIVO DE
MICROALGAS**

Control and monitoring system applied to microalgae cultivation

Trabalho de conclusão de curso de graduação
apresentado como requisito para obtenção do título de
Bacharel em Engenharia Eletrônica da Universidade
Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR).
Orientador(a): Marcio Rodrigues da Cunha.
Coorientador(a): Marcelo Real Prado.

CAMPO MOURÃO

2023



[4.0 Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Esta licença permite remixe, adaptação e criação a partir do trabalho, para fins não comerciais, desde que sejam atribuídos créditos ao(s) autor(es) e que licenciem as novas criações sob termos idênticos. Conteúdos elaborados por terceiros, citados e referenciados nesta obra não são cobertos pela licença.

LAIS MANSANO ALEXANDRE PEREIRA
LARISSA MANSANO ALEXANDRE PEREIRA

**SISTEMA DE CONTROLE E MONITORAMENTO APLICADO AO CULTIVO DE
MICROALGAS**

Trabalho de Conclusão de Curso de Graduação
apresentado como requisito para obtenção do título de
Bacharel em Engenharia Eletrônica da Universidade
Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR).

Data de aprovação: 28/novembro/2023

Marcio Rodrigues da Cunha
Doutorado em Engenharia Elétrica
Universidade Tecnológica Federal do Paraná

Leandro Castilho Brolin
Doutorado em Engenharia Elétrica
Universidade Tecnológica Federal do Paraná

Eduardo Giometti Bertogna
Doutorado em Engenharia Elétrica
Universidade Tecnológica Federal do Paraná

CAMPO MOURÃO

2023

AGRADECIMENTOS

Gostaríamos de agradecer primeiramente a Deus por ter nos sustentado até aqui, dado força para continuar, sabedoria para lidar com os desafios e acalmado nossos corações nos momentos de saudade daqueles que estão em casa.

Gostaríamos de agradecer toda a nossa família, principalmente os nossos pais Vanda e José Carlos e nossa irmã Letícia, por todo apoio, incentivo, amor e por tornarem real o nosso sonho. Os abraços de despedida eram difíceis, mas o abraço e a alegria da chegada, compensaram todo esforço e sacrifício por estar longe. Agradecemos também aqueles que não estão mais presentes no meio de nós, mas participaram de todas as batalhas para chegarmos até aqui e hoje intercedem por nós lá de cima, Vó Dita, Vô Alcides e Vô Vardinho.

Não podemos deixar de mencionar o João Gabriel (namorado da Laís) e o Eberton (namorado da Larissa) que foram pilares fundamentais ao longo desta jornada. A força, incentivo, apoio e paciência foram essenciais para que cada um de nós chegasse até aqui.

Nossos queridos amigos, Bruna (juntamente de sua família, tia Marcia, Bianca e tio Vanderlei) e Leonardo, que compartilharam conosco todos os anos da graduação, dividindo conosco os momentos de angústia, colaborando em projetos conjuntos, estudando juntos e celebrando muitas alegrias e conquistas. Sem vocês, o caminho teria sido mais difícil.

Agradecemos também a Adriele Rodrigues, Maria Eduarda Ikeda e a Emilli Oliveira, por toda ajuda na parte de análise de dados e suporte nos laboratórios, todo conhecimento compartilhado foi de grande valia para nós.

Por fim, e não menos importante, agradecemos a todos os professores que compartilharam essa jornada conosco, principalmente o professor Marcio Rodrigues da Cunha, por toda orientação necessária e por nos auxiliar durante o fim da graduação e o professor Marcelo Real Prado, que compartilhou muito do seu conhecimento conosco. Aprendemos valiosas lições com cada um de vocês, não apenas o conhecimento transmitido em sala de aula, mas também as inspiradoras histórias de vida que nos ensinaram.

RESUMO

A pesquisa e a aplicação de microalgas têm sido objetos de extensa investigação científica e desenvolvimento tecnológico, sobretudo em setores como a indústria alimentícia, farmacêutica e de bioprocessos. As microalgas têm sido reconhecidas por sua notável capacidade biotecnológica e pela diversidade de suas aplicações. Com base nesse contexto de aplicabilidade das microalgas, o presente trabalho tem como principal objetivo a concepção de um ambiente de cultivo controlado, implementado em um sistema fechado, empregando técnicas de controle fazendo o uso de sensores e atuadores. A finalidade foi fazer uma comparação entre um sistema controlado e um sistema não controlado, obtendo valores ideais dos parâmetros de cultivo das microalgas, com o intuito de otimizar e averiguar o crescimento desses microorganismos. No desenvolvimento do sistema controlado, foram utilizadas ferramentas específicas, incluindo o software EasyEda para a elaboração do esquemático do circuito e a produção da placa de circuito impresso, para a programação dos sensores e do microcontrolador, recorreu-se à IDE do Arduino, quanto ao monitoramento e ao processamento de dados coletados, foi empregado uma planilha com a ferramenta Google Sheets, que possibilitou a geração de gráficos em tempo real da leitura dos parâmetros, bem como a supervisão contínua do experimento. As variáveis analisadas durante o cultivo das microalgas incluem luminosidade, temperatura e pH da água. A abordagem de cultivo em ambiente controlado foi bem sucedida em comparação com o cultivo em ambiente não controlado, pois o crescimento do ambiente controlado foi 10,9 % maior que o ambiente não controlado, sendo assim, o estudo das condições de cultivo e o sistema controlado projetado, são de extrema relevância por possibilitar um aumento significativo no crescimento celular das microalgas.

Palavras-chave: absorvância; sistema de controle fechado; ambiente controlado; chlorella vulgaris.

ABSTRACT

The research and application of microalgae have been the subject of extensive scientific research and technological development, especially in sectors such as the food, pharmaceutical and bioprocess industries. Microalgae have been recognized for their remarkable biotechnological capacity and the diversity of their applications. Based on this context of applicability of microalgae, the main objective of this work is to design a controlled cultivation environment, implemented in a closed system, employing control techniques using sensors and actuators. The purpose was to make a comparison between a controlled system and an uncontrolled system, obtaining ideal values for the microalgae cultivation parameters, with the aim of optimizing and investigating the growth of these microorganisms. In the development of the controlled system, specific tools were used, including the EasyEda software for the elaboration of the circuit schematic and the production of the printed circuit board, for programming the sensors and the microcontroller, the Arduino IDE was used, as for the monitoring and processing of collected data, a spreadsheet with the Google Sheets tool was used, which enabled the generation of real-time graphs of parameter readings, as well as continuous supervision of the experiment. The variables analyzed during the cultivation of microalgae include light, temperature and pH of the water. The controlled environment cultivation approach was successful compared to cultivation in an uncontrolled environment, as the growth in the controlled environment was 10.9% greater than the uncontrolled environment, thus, the study of cultivation conditions and the system controlled designed, are extremely relevant as they enable a significant increase in the cellular growth of microalgae.

Keywords: absorbance; closed control system; controlled environment; *Chlorella vulgaris*.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 - Potenciais produtos obtidos a partir da biorrefinaria de microalgas.....	18
Figura 2 - Tipos de sensores fotoelétricos.....	24
Figura 3 - (a) arranjo básico; (b) eletrodo de combinação - A = bulbo de vidro; B = tubo estreito; C = eletrodo de prata-cloreto de prata; D = tubo largo; E = eletrodo de prata-cloreto de prata.....	25
Figura 4 - Diagrama de blocos de sistemas de controle, sistema em malha aberta.....	27
Figura 5 - Diagrama de blocos de sistemas de controle, sistema em malha fechada.....	27
Figura 6 - Processos do sistema de cultivo de microalgas.....	30
Figura 7 - Número de espécies de algas, ordenado por ambiente e classe taxonômica.....	31
Figura 8 - Esquema básico da organização celular das organelas da microalga <i>Chlorella vulgaris</i>	32
Figura 9 - Fases da reprodução da <i>C. vulgaris</i> : (a) Crescimento celular precoce; (b) Crescimento celular com atraso; (c) Divisão do cloroplasto; (d) Início da divisão do protoplasto; (e) Final da divisão do protoplasto, (f) Maturação das células filhas; (g) Fase de incubação.....	32
Figura 10 - Esquemático da ligação das lâmpadas e o sensor TSL261.....	39
Figura 11 - Planta de controle - Controlador ON/OFF.....	39
Figura 12 - Circuito de potência para controle da resistência elétrica.....	40
Figura 13 - Planta de controle - Controlador Proporcional.....	40
Figura 14 - Diagrama do processo de controle proporcional atuando sob a carga.....	41
Figura 15 - Placa de Circuito Impresso desenvolvida no software EasyEda.....	42
Figura 16 - Placa de Circuito Impresso com sensores e atuadores.....	43
Figura 17 - Sistema de refrigeração com coolers.....	43
Figura 18 - Junção do circuito com o recipiente de cultivo.....	44
Figura 19 - Diagrama do software.....	47
Figura 20 - Diagrama do sistema controlado.....	52
Figura 21 - Membranas com a amostra da cepa concentrada e suas diluições.....	53
Figura 22 - Curva de crescimento da <i>Chlorella Vulgaris</i> no meio de cultura CHU.....	53
Figura 23 - 1 Cultivo teste de 500ml de meio de cultura para 5ml de cepa. Após os 10 dias, comparação entre o ambiente controlado (esquerda) e o ambiente não controlado (direita).....	54
Figura 24 - Amostras retiradas dos cultivos sendo as mesmas do 2º, 4º, 6º e 8º dia de cultivo. Comparação entre o ambiente controlado e o ambiente não controlado.....	55
Figura 25 - 3 Cultivo com proporção de 1000ml de meio de cultura para 10ml de cepa. Comparação entre o ambiente controlado e o ambiente não controlado após os 8 dias de cultivo.....	55

Figura 26 - Registro dos dados coletados de temperatura e luminosidade durante os 8 dias de cultivo no ambiente controlado.....	61
Gráfico 1 - Valores de biomassa de acordo com os dias de cultivo.....	59
Gráfico 2 - Valores de absorvância de acordo com os dias de cultivo.....	59
Quadro 1 - Comparativo entre sistemas fechados e abertos para o cultivo de microalgas.....	20
Quadro 2 - Características das diferentes formas de metabolismo das microalgas.....	21
Quadro 3 - Configuração generalizada das condições para o cultivo de microalgas (variam de acordo com a espécie, volume e densidade).....	23
Quadro 4 - Ensaio realizados e duas condições de contorno.....	51

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Composição dos alimentos em % de matéria seca.....	14
Tabela 2 - Composição meio CHU.....	48
Tabela 3 - Leitura do pH através das amostras coletadas dos ambientes de cultivo.....	56
Tabela 4 - Leitura das amostras coletadas para obtenção da absorvância através do equipamento Espectrofotômetro.....	58

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	11
1.1	Objetivos	12
1.2	Justificativa	13
2	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	16
2.1	Microalgas	16
2.2	Potencial econômico e biotecnológico das microalgas	17
2.3	Cultivo de microalgas	18
2.3.1	Aspectos físicos para um bom crescimento das microalgas	22
2.4	Métodos de medição dos parâmetros de cultivo	23
2.4.1	Luminosidade	23
2.4.2	pH.....	24
2.4.3	Temperatura	26
2.5	Sistema de controle	26
3	METODOLOGIA	30
3.1	Escolha da espécie a ser cultivada	30
3.2	Levantamento das condições de cultivo da espécie	33
3.3	Escolha do Sistema de controle	34
3.4	Definição do hardware e do controlador	34
3.5	Desenvolvimento do software	44
3.6	Implementação do ambiente de cultura	47
3.7	Testes e monitoramento	50
4	RESULTADOS E DISCUSSÕES	54
5	CONCLUSÕES	62
	REFERÊNCIAS	64

1 INTRODUÇÃO

No Brasil, a transformação da indústria ocorrida a partir da segunda metade da década de 70 tem causado diversos impactos socioeconômicos e ambientais. De acordo com (BARCELLOS *et al.*, 2009), as mudanças industriais ocorridas resultaram em um aumento tanto do consumo interno quanto externo, relacionado ao processo de importação e exportação de matérias-primas. Essas mudanças levaram a um maior consumo de recursos naturais e energia, tendo como consequência indústrias mais poluentes e prejudiciais ao meio ambiente, interferindo na qualidade do solo, ar e água (FREIRE *et al.*, 2000).

As implicações decorrentes desses cenários têm motivado os pesquisadores a explorar abordagens inovadoras e ferramentas mais avançadas, com o propósito de promover melhorias no meio ambiente, fazendo o uso de metabolismo microbiano no combate à poluição e degradação ambiental, através de micro-organismos ativos, como bactérias, fungos, algas e microalgas (AKAR e TUNALI, 2006; ANDRADE e COSTA, 2008; BRITO *et al.*, 2004; CHEN *et al.*, 2009; PEREIRA E FREITAS, 2012; SARAVANAN *et al.*, 2009).

Microalgas são organismos unicelulares presentes em ambientes de água doce ou salgada em todo o globo terrestre, exibindo uma diversidade de formas que engloba desde células isoladas, grupos celulares agregados, colônias, e filamentos simples ou ramificados (LEE, 2008; MATA *et al.*, 2010; SOUTH & WHITTICK, 1987).

O crescente estudo sobre o cultivo de microalgas e seus benefícios é devido a sua importância biológica e ecológica. As microalgas são capazes de sobreviver em ambientes adversos, absorvendo gases e nutrientes poluentes, além de serem uma das maiores produtoras de oxigênio da atmosfera. Contudo, no quesito econômico as microalgas vem se destacando, pois possuem uma diversidade de aplicações comerciais, seja na área da indústria alimentícia, farmacológica ou de biocombustível (ANTELO, COSTA, KALIL, 2008; CHEN, 2011).

Sua produção é de certa forma considerada simples, já que seu desenvolvimento pode ocorrer em ambientes pequenos como aquários ou também em grandes ambientes como reservatórios e tanques. Por serem de fácil desenvolvimento, as microalgas não precisam de sistemas sofisticados de monitoramento, pois são cultivadas em condições naturais na maioria dos casos

(CAETANO; MARTINS; MATA, 2010; EICHHORN, S. E, EVERT, R. F., RAVEN, P. H, 2007).

Em ambiente natural, o crescimento de uma população microalgal é resultado de um conjunto de fatores biológicos, físicos e químicos (RAVEN, 2001). Os fatores biológicos correspondem às taxas metabólicas da espécie cultivada, variando de espécie para espécie. Quanto aos fatores físico-químicos, os parâmetros que mais influenciam no crescimento são, principalmente, iluminação, temperatura, pH, salinidade e disponibilidade de nutrientes (GUILLARD, 1975).

Considerando a otimização da produtividade desses microrganismos para potenciais aplicações em contextos industriais, diversas pesquisas têm sido conduzidas no sentido de investigar as influências das condições ambientais. Esses estudos buscam corroborar se os parâmetros de cultivo, tais como temperatura, luminosidade, pH, entre outros, exercem interferência na composição química dos microrganismos, impactando concomitantemente o seu processo de crescimento (CONVERTI et al., 2009).

Neste contexto, foi desenvolvido um estudo de caso para comparar a produtividade de microalgas em ambientes controlados e não controlados, utilizando técnicas de controle e automação, verificando o impacto de tal abordagem no crescimento das microalgas.

1.1 Objetivos

O objetivo geral deste trabalho é desenvolver um sistema dedicado de monitoramento e controle do ambiente de cultivo, cuja função é estudar o processo de cultivo das microalgas, efetuando o controle dos parâmetros fundamentais para o crescimento destes microrganismos, pretendendo alcançar o aumento de produtividade e crescimento.

Com o projeto proposto, pretende-se realizar a comparação entre um ambiente controlado e um ambiente não controlado, contendo as mesmas características físicas, a fim de se verificar a intensificação do processo de cultivo microalgal a partir da variação dos parâmetros de interesse pelo sistema dedicado de monitoramento e controle.

Portanto, para a concretização do objetivo geral deste projeto, os seguintes objetivos específicos são necessários:

- Escolher a espécie de microalga a ser estudada;
- Levantar as condições de contorno do cultivo da espécie da microalga escolhida;
- Projetar uma planta de processo em sistema fechado;
- Especificar sensores, atuadores e demais elementos de *hardware*;
- Desenvolver sistema microcontrolado para leitura de sinais de sensores, controle de atuadores, e monitoramento dos dados de cultivo;
- Testar o sistema microcontrolado no ambiente de cultivo das microalgas;
- Cultivar e analisar o crescimento da microalga no ambiente implementado.

1.2 Justificativa

As microalgas desempenham um papel de grande relevância, pois são amplamente reconhecidas como os principais agentes geradores de oxigênio e matéria orgânica, tanto em ecossistemas marinhos quanto em ambientes de água doce. Sua notável diversidade e a capacidade fotossintética que possuem são características distintivas, conferindo-lhes um papel ecologicamente fundamental. Esses organismos são encontrados em uma variedade de habitats que compartilham características como presença de água ou umidade, disponibilidade de ar, incidência de luz solar e presença de sais minerais. São frequentemente observados em diversos ambientes, como mares, lagos, reservatórios e rios, assim como em outros ecossistemas de natureza similar. Vale ressaltar que as microalgas, de maneira geral, excedem as plantas na produção de oxigênio, desempenhando, portanto, um papel vital na geração primária de aproximadamente 60% do oxigênio disponível na Terra (CHISTI, 2007; CHISTI, 2008; SOBCZUK; CHISTI, 2010).

Nesse contexto de importância ecológica, a biomassa produzida pelas microalgas está ganhando destaque crescente no mercado mundial. Isso se deve à grande demanda por produtos de origem algal, que apresentam substâncias com efeitos antioxidantes, proteínas de eficácia imunológica, carboidratos e compostos virostáticos (COHEN, 1999). Essas características tornam as microalgas adequadas para enriquecer o conteúdo nutricional de diversos alimentos convencionais, contribuindo positivamente para a saúde de seres humanos e animais (COSTA; MIRANDA; MORAIS, 2009). A Tabela 1 apresenta algumas informações nutricionais

das microalgas em comparação com outros alimentos. Além do setor alimentício, as microalgas têm aplicações diversificadas, sendo amplamente utilizadas no tratamento de efluentes, biorremediação, produção de rações, fertilizantes, medicamentos, biocombustíveis, entre outros (DE LA NOUE; DE PAUW, 1988).

Segundo FRANCESCHINI *et al.*, 2010, p. 285

A diversidade morfológica de metabolismos, a reprodução, os ciclos biológicos, os habitats e os empregos das algas nas indústrias agroalimentar, farmacêutica, cosmética, petroleira, entre outras, demonstram a necessidade de se desenvolverem cada vez mais estudos na área ficológica (FRANCESCHINI *et al.*, 2010, p. 285).

Tabela 1 - Composição dos alimentos em % de matéria seca

Alimento	Proteínas		Carboidratos	Lipídeos
Carne bovina	43		1	34
Leite	26		38	28
Arroz	8		77	2
Feijão	37		30	20
Anabaena cylindrica	43 - 56		25 - 30	4 - 7
Chlorella vulgaris	51 - 58		12 - 17	14 - 22
Dunaliella salina	57		32	6
Spirulina maxima	60 - 71		13 - 16	6 - 7

Fonte: Adaptado de Becker (2004)

O desenvolvimento do sistema de monitoramento e controle do ambiente de cultivo de microalgas tem uma conexão direta com as informações apresentadas nos parágrafos anteriores, que destacam a importância das microalgas na produção de oxigênio, sua relevância na indústria de alimentos e aplicações em diversas áreas, incluindo biorremediação, produção de biocombustíveis e medicamentos.

O objetivo geral deste trabalho é avançar nesse contexto, visando estudar e otimizar o processo de cultivo de microalgas. A implementação de um sistema dedicado de monitoramento e controle busca aprimorar a produtividade e o crescimento desses microrganismos. O estudo busca avaliar o impacto da variação dos parâmetros de cultivo em um ambiente controlado em comparação com um ambiente não controlado de características semelhantes.

Ao estabelecer essa conexão, o objetivo geral do trabalho se alinha com as informações anteriores sobre a importância das microalgas e suas diversas aplicações. O resultado desse estudo tem o potencial de contribuir para a exploração sustentável das microalgas e suas vantagens em várias indústrias ecológica e economicamente relevantes.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

A elaboração de um sistema para o cultivo de microalgas é um processo com particularidades relacionadas ao contexto biológico, econômico e biotecnológico desses microrganismos. Além disso, características específicas do cultivo precisam ser consideradas para que seja possível projetar e implementar um sistema de controle e monitoramento capaz de intensificar o processo de cultivo. Nesse sentido, este trabalho apresentará uma fundamentação teórica das principais premissas relacionadas a essa proposta, a qual servirá de base para a metodologia a ser empregada.

2.1 Microalgas

As microalgas estão entre os seres vivos mais antigos do planeta e por serem ubíquas, são encontradas no mundo todo, estando distribuídas principalmente em ambientes aquáticos, como oceanos, rios e lagos, e na superfície de alguns tipos de solo (CAETANO; MARTINS; MATA, 2010). Esta ampla distribuição geográfica se reflete na vasta gama de espécies, e a surpreendente tolerância a ambientes extremos e condições adversas que esses microrganismos apresentam (RICHMOND, 1990).

Esses microrganismos são classificados no reino protocista, onde são encontrados diversos filos que são separados em dois grupos: algas procarióticas e algas eucarióticas. Algas eucarióticas são as algas que possuem núcleo verdadeiro separado do citoplasma, são definidas por sua pigmentação e estrutura celular. Já as algas procarióticas não possuem um núcleo delimitado (GUERRA *et al.*, 2011).

Conforme mencionado por Wilson (1992), acredita-se que a diversidade de algas ao redor do mundo seja composta por aproximadamente 40.000 espécies, embora estimativas mais cautelosas de Bicudo e Menezes (2010) reduzam esse número para 26.900 espécies. Apesar da significativa quantidade, no contexto brasileiro, a obtenção de informações precisas sobre essa temática ainda se mostra uma tarefa desafiadora. No entanto, é válido ressaltar que Menezes e Bicudo (2009) conduziram uma análise que resultou na identificação de cerca de 5.614 espécies já documentadas no país, divididas em 3.689 espécies epicontinentais, (lagos, lagoas, rios, pântanos entre outros corpos de água interiores), e 1.925 algas marinhas.

2.2 Potencial econômico e biotecnológico das microalgas

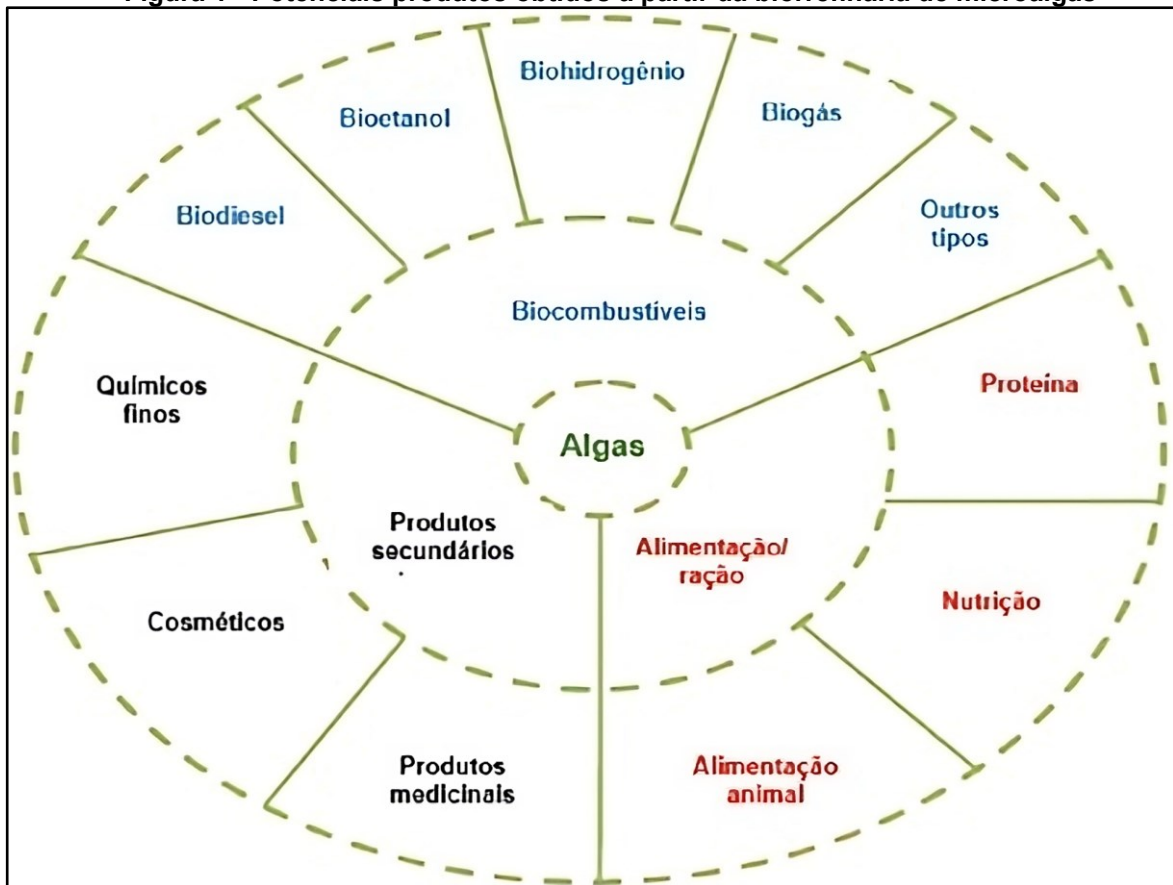
As algas desempenham um papel relevante na economia por suas diversas aplicações. Além de desempenharem um papel fundamental na produção primária de oxigênio em ecossistemas aquáticos, englobando desde ambientes de água doce até marinhos, esses organismos têm despertado considerável interesse no campo das pesquisas biotecnológicas. Essa atenção é justificada devido à sua importância nos aspectos econômicos, nutricionais e ambientais, conforme abordado por Antelo, Costa e Kalil (2008).

O cultivo comercial de microalgas em larga escala começou nos anos 60 no Japão com a cultura de *Chlorella*, seguida nos anos 70-90 pelo cultivo de *Spirulina* no México, Estados Unidos e China, onde estas microalgas eram utilizadas como alimento (BOROWITZKA, 1999).

Possuindo aplicabilidade na produção de diversos compostos de elevado valor agregado, as microalgas apresentam diferentes aplicações na indústria cosmética, alimentícia, química, farmacêutica, entre outras (VIDOTTI, 2015), visto que, mais de 70 espécies de algas marinhas, principalmente pardas e vermelhas são utilizadas na alimentação humana principalmente pelos povos orientais, como fonte de proteínas, vitaminas e sais minerais (GUERRA et al., 2011).

Uma das principais vantagens associadas ao uso de microalgas como fonte de energia reside na elevada capacidade de biofixação do dióxido de carbono na etapa de cultivo dos mesmos. Nos últimos anos, além de instituições de ensino e pesquisa, grandes empresas como a Petrobras, Embrapa-RN e a Empresa Algae, têm feito grandes investimentos em cultivos e pesquisas com microalgas, com interesse voltado principalmente para a produção de biocombustíveis (LOPES, 2014), podendo ser eles: o metano, produzido por digestão anaeróbia da biomassa, o bio-hidrogênio, produzido foto biologicamente, o biodiesel produzido a partir do óleo de microalgas, bioetanol entre outros produtos que também são citados nas literaturas (CHISTI, 2007; DURAN, 2006; ANISHA; JOHN; NAMPOOTHIRI, 2011). Na Figura 1 são apresentados os principais produtos feitos a partir da biorrefinaria das microalgas.

Figura 1 - Potenciais produtos obtidos a partir da biorrefinaria de microalgas



Fonte: Vidotti (2015, p. 191)

2.3 Cultivo de microalgas

As microalgas podem ser cultivadas em diferentes métodos, desde os mais estritamente controlados, como os laboratoriais ou sistemas fechados, até os menos previsíveis, como os sistemas abertos ao ar livre. Em vista disso, o cultivo pode ser realizado em diferentes sistemas, com volumes e inúmeras características diversas. Entretanto, fica claro que, quanto maior o controle, mais eficiente é o processo, no entanto, mais oneroso também, devendo existir um ponto ótimo entre eficiência e custos operacionais (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014).

De acordo com Karam e Soccol (2007), os sistemas abertos são amplamente utilizados em processos de produção em larga escala, devido ao seu baixo custo e facilidade de construção, geralmente utilizando lagoas ou tanques. Esses sistemas são denominados "abertos" porque a superfície fica em contato direto com o ar

atmosférico. Por serem relativamente simples, os cultivos são desenvolvidos em condições naturais, com pouco ou nenhum controle dos parâmetros ambientais.

Já os sistemas fechados consistem em fotobiorreatores, aquários e serpentinas verticais/horizontais que são feitos com tubos de plástico ou vidro, a área superficial não entra em contato com o ar atmosférico, daí a denominação de sistemas fechados. Esses sistemas são eficazes para o crescimento em volume de densidade celular pois podem ser monitorados, possibilitando o controle das condições de cultivo e conseqüentemente prevenindo a redução da vulnerabilidade e da contaminação (DERNER *et al.*, 2006).

Seja em tanques abertos ou em ambientes fechados, uma cultura de microalgas necessita de alguns fatores para poder se desenvolver, tais como: temperatura, intensidade de luz, pH, níveis de CO₂, salinidade e nutrientes. Esse conjunto de fatores não só afetam a taxa de crescimento das microalgas, mas também influenciam na atividade do metabolismo e composição celular das mesmas (MATA; MARTINS; CAETANO, 2010).

Os fatores necessários para avaliar qual sistema deve ser utilizado incluem: as características biológicas da espécie de alga utilizada, o clima, a área de implantação do sistema, a disponibilidade e custo de água, nutrientes e energia, e o produto final desejado (LUCHE *et al.*, 2019). O Quadro 2 apresenta um comparativo dos fatores de crescimento entre os dois meios de cultivo, aberto e fechado.

Quadro 1 - Comparativo entre sistemas fechados e abertos para o cultivo de microalgas

Parâmetro	Sistemas fechados (fotobiorreatores)	Sistemas abertos (tanques)
Crescimento	2 a 4 semanas	6 a 8 semanas
Controle da contaminação	Fácil	Difícil
Risco de contaminação	Reduzido	Alto
Esterilidade	Possível	Nenhuma
Ação de chuvas	Insignificante	Afeta a produção
Controle de processo	Fácil	Difícil
Controle das espécies	Fácil	Difícil
Mistura	Uniforme	Muito baixa
Regime operacional	Batelada ou semi contínuo	Batelada ou semi contínuo
Espaço requerido	Depende da produtividade	Depende da produtividade
Razão área/volume	Alta (20-200 m^{-1})	Baixa (5-10 m^{-1})
Densidade populacional (células microalgais)	Alta	Baixa
Investimento	Alto	Baixo
Custo operacional	3 a 10 vezes mais caro	Tanques < Fotobiorreatores
Produtividade	Fácil	Difícil
Eficiência da utilização da luz	Alta	Baixa
Controle da temperatura	Temperatura mais uniforme	Difícil
Produtividade	3 a 5 vezes mais produtividade	Baixa
Perda de água	Depende da refrigeração	Depende da refrigeração - mas é maior acentuada por evaporação

Fonte: Adaptado de Andrade e Colozzi Filho (2014)

A grande parte das espécies de microalgas são fotoautotróficas, ou seja, retiram energia da luz solar e utilizam o carbono inorgânico (CO₂) necessário para a construção de sua biomassa através da fotossíntese (OSHE et al., 2007).

Sobre a produtividade de biomassa algal pode-se afirmar que:

A produção da biomassa microalgal é resultado direto da foto-conversão, ou seja, respeitando a primeira lei da termodinâmica, há uma transformação química da energia luminosa que incide sobre o organismo em biomassa, fotossíntese. Neste sentido, a produtividade de biomassa pode apresentar grande variabilidade, principalmente em função das diferentes localidades do globo onde se deseja realizar o cultivo da microalga (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014 p.100).

Além do metabolismo fotoautotrófico há também as algas que possuem o metabolismo heterotrófico, onde requer uma fonte externa de composto orgânico, bem como outros nutrientes como fonte de energia. Esse tipo de metabolismo requer que as microalgas cresçam no escuro (GUERRA *et al.*, 2011).

Por fim, as algas, que dispõem do metabolismo mixotrófico, têm a capacidade de crescer usando a combinação de processos metabólicos fotoautotrófico e heterotrófico, realizando, por exemplo, a fotossíntese com aquisição simultânea de nutrientes orgânicos exógenos (BRENNAN; OWENDE, 2010). No Quadro 2 constam as características principais das três formas de metabolismo das microalgas.

É importante ressaltar que o metabolismo mixotrófico, segundo (VIDOTTI et al., 2020), apresenta uma maior produtividade de biomassa, uma vez que reduz significativamente o tempo de geração celular.

Quadro 2 - Características das diferentes formas de metabolismo das microalgas

Metabolismo	Fonte de energia	Fonte de carbono
Fotoautotrófico	Luz	Inorgânico
Heterotrófico	Composto orgânico	Orgânico
Mixotrófico	Luz ou composto orgânico	Inorgânico ou orgânico
Fotoheterotrófico	Luz	Orgânico

Fonte: Adaptado de Andrade e Colozzi Filho (2014)

2.3.1 Aspectos físicos para um bom crescimento das microalgas

Segundo Derner *et al.* (2006), o crescimento de uma população de microalgas é uma combinação entre fatores biológicos e físico-químicos. Os fatores biológicos se relacionam às taxas metabólicas da espécie cultivada, o tamanho das células e a possível influência de outros organismos sobre o desenvolvimento microalgal (OSHE *et al.*, 2007).

No que diz respeito aos elementos físico-químicos, a luz, o pH e a temperatura apresentam vínculos diretos com o desenvolvimento das microalgas. Dado o papel fundamental da luz para a grande maioria desses microrganismos, é crucial manter essa condição com discernimento, buscando estabelecer um nível ideal de intensidade luminosa que resulte na mais alta taxa fotossintética possível (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014).

Sobre a taxa de crescimento e a intensidade luminosa pode-se afirmar que:

Embora a taxa de crescimento das microalgas em condições de luminosidade crescente seja definida em conjunto com outros fatores, existe um ponto máximo de saturação luminosa, para o qual é observado diminuição das taxas de crescimento, seja para condições de luminosidade superiores ou inferiores ao ponto ótimo (VIDOTTI, 2015, p. 34).

Já no que se refere à temperatura, ela exerce seu principal efeito sobre os processos enzimáticos. Embora muitas espécies de microalgas possam sobreviver em uma ampla faixa térmica (26°C a 36°C), o aumento real na síntese orgânica ocorre apenas dentro de um intervalo térmico específico, conhecido como a faixa ótima de crescimento. Essa faixa é única para cada espécie (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014).

No cultivo de microalgas, é desejável manter a temperatura constante durante todo o processo, uma vez que a manutenção da constância térmica contribui para maior estabilidade no experimento (LOURENÇO, 2006).

O pH também desempenha um papel relevante no crescimento desses organismos, influenciando diretamente a disponibilidade de CO₂ e nutrientes essenciais. No Quadro 3, são apresentados parâmetros com faixas gerais para algumas condições no cultivo de microalgas.

Quadro 3 - Configuração generalizada das condições para o cultivo de microalgas (variam de acordo com a espécie, volume e densidade)

Parâmetros	Faixa de alcance	Faixa ótima
Temperatura (°C)	16-27	18-24
Salinidade (g L ⁻¹)	12-40	20-24
Intensidade de luz (LuX)	1.000 - 10.000	2.500-5.000
Fotoperíodo (claro:escuro, horas)	- -	16:8 (mínimo) 24:0 (máximo)
pH	7-9	8,2-8,7

Fonte: Adaptado de Andrade e Colozzi Filho (2014)

2.4 Métodos de medição dos parâmetros de cultivo

Existem várias abordagens disponíveis para a obtenção das medições dos parâmetros de cultivo das microalgas mencionadas anteriormente, sendo possível optar por métodos eletrônicos ou manuais. Após uma análise das técnicas mais prevalentes e eficazes de medição, foi selecionada a alternativa mais apropriada para ser empregada no projeto. A seguir, são detalhadas as diferentes abordagens identificadas e é apresentada a opção escolhida para a aquisição dos dados relativos aos parâmetros de cultivo.

2.4.1. Luminosidade

Para obter a medição da luminosidade, há diversos métodos eletrônicos que convertem um sinal luminoso em um sinal elétrico, tais como Fotocélulas ou Células Fotossensíveis, Fotodiodos, Fototransistores, entre outros.

Sensores fotoelétricos, segundo (ART1181, 2011), possuem dois modos de funcionamento, o modo fotocondutivo e o modo fotovoltaico. O modo fotocondutivo é baseado na variação da resistência elétrica de um material sensível à luz quando exposto a ela. Quando a luz incide no material, os elétrons do material se excitam e se movem para uma camada mais externa, reduzindo a resistência elétrica do material. Isso causa uma variação na corrente elétrica que passa pelo material e pode ser detectada pelo sensor. Alguns exemplos de dispositivos que funcionam no modo fotocondutivo incluem LDRs (Resistores Dependentes de Luz) e fototransistores.

Já no modo fotovoltaico, a luz é convertida diretamente em energia elétrica. O sensor fotoelétrico absorve a luz incidente, o que provoca uma excitação dos elétrons do material, gerando uma diferença de potencial (tensão elétrica) entre duas camadas do material. Essa tensão elétrica é a saída do sensor. Os painéis solares são um exemplo comum de dispositivos que funcionam no modo fotovoltaico.

As duas classificações podem ser melhor compreendidas por meio da Figura 2.

Figura 2 - Tipos de sensores fotoelétricos



Fonte: NEWTON BRAGA (2011)

No contexto dos sensores fotoelétricos, destaca-se o fotodiodo. Os fotodiodos são compostos por uma junção semicondutora, que, ao ser exposta à luz, provoca a liberação de portadores de carga. Essa liberação reduz a resistência no sentido oposto da junção, resultando na geração de uma tensão no dispositivo, sendo possível medir a intensidade da luz em várias faixas espectrais (ART1181, 2011), tendo isso em vista, optou-se por trabalhar com sensores fotodiodos para realizar a medição da luminosidade no presente projeto.

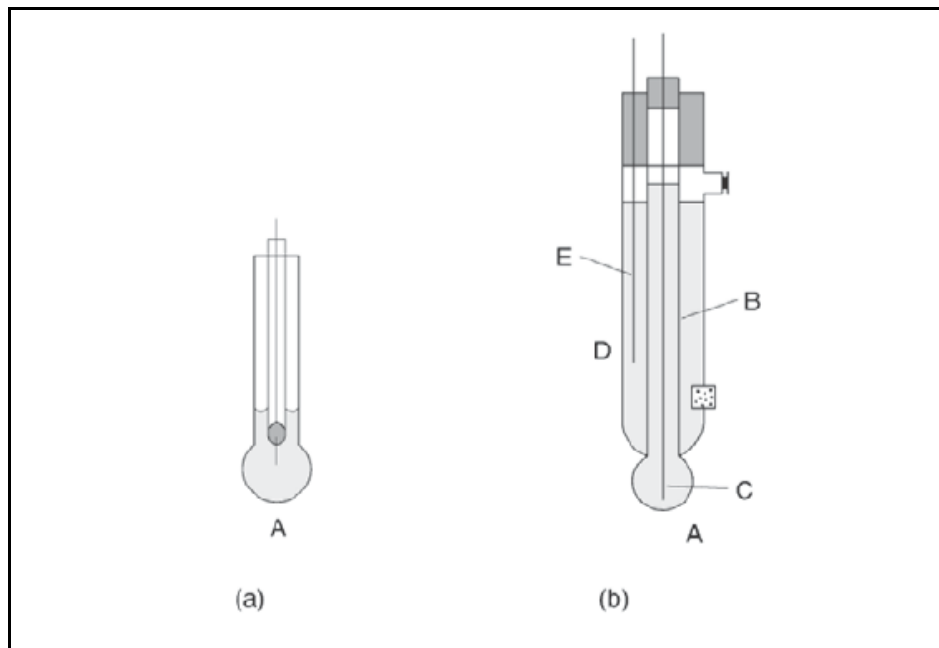
2.4.2. pH

O pH é a concentração de íons de hidrogênio (H^+) em uma solução, contendo três tipos de classificação: base, ácido ou neutro. Quando em uma solução a concentração de íons de hidrogênio e hidróxido são equivalentes, se torna uma solução classificada como neutra, nos casos da concentração dos íons de hidrogênio ser maior que 10^{-7} resulta em uma solução ácida e para concentração de íons de hidrogênio menor que 10^{-7} , a solução é classificada como base ou alcalina (SKOOG et al., 2015). A medição do pH da água pode ser feita utilizando diversos métodos, tais como: eletrodo de vidro, eletrodo combinado, indicador de pH digital ou medidor de

pH em linha. O método escolhido para atuar na medição dos experimentos deste trabalho foi o método eletrodo de vidro, que opera da seguinte maneira:

Seu funcionamento baseia-se no fato de que quando a membrana de vidro está imersa em uma solução, o potencial da membrana é função linear da concentração de íons hidrogênio na solução. A Figura 3 mostra esquematicamente o arranjo de um eletrodo de vidro. O bulbo (A) fica imerso na solução de interesse, enche-se o bulbo com uma solução de ácido clorídrico (usualmente 0,1 M) para completar o circuito elétrico e coloca-se um eletrodo de prata-cloreto de prata na solução. Se a concentração da solução de ácido clorídrico permanece constante, o potencial do eletrodo de prata-cloreto de prata também permanece constante, assim como o potencial entre a solução de ácido clorídrico e a superfície interna do bulbo de vidro. Por isso, o único potencial que pode variar é o potencial entre a superfície externa do bulbo de vidro e a solução-teste, isto é, o potencial do eletrodo depende da concentração de íons hidrogênio na solução-teste. (VOGEL, 2002, p. 282).

Figura 3 - (a) arranjo básico; (b) eletrodo de combinação - A = bulbo de vidro; B = tubo estreito; C = eletrodo de prata-cloreto de prata; D = tubo largo; E = eletrodo de prata-cloreto de prata



Fonte: VOGEL (2002, p. 282)

De forma simplificada, o eletrodo de vidro é composto por uma fina membrana de vidro que é seletiva para íons de hidrogênio (H^+) e se encontra em contato direto com a solução a ser medida.

Quando a membrana de vidro entra em contato com a solução, ocorre uma troca de íons H^+ entre a solução e a camada de gel que está contida no interior do eletrodo. Essa troca de íons gera uma diferença de potencial elétrico entre o interior

do eletrodo e a solução. Essa diferença de potencial é então medida por um circuito eletrônico que gera um valor numérico correspondente ao pH da solução.

A medição do pH é feita comparando a tensão gerada pelo eletrodo de vidro com a tensão gerada por um eletrodo de referência, que é normalmente preenchido com uma solução tampão de pH conhecido. A diferença de potencial entre os dois eletrodos é usada para calcular o valor de pH da solução a ser medida.

2.4.3. Temperatura

Existem múltiplas abordagens para obter a temperatura da água, incluindo dispositivos como termômetros de mercúrio, termômetros infravermelhos, sensores digitais, termopares e termistores, também conhecidos como termômetros de resistência (EVELIN, 2011).

Neste trabalho, o método escolhido para medir a temperatura foi através de um sensor digital. Sensores digitais, segundo (MARTINAZZO; ORLANDO, 2016), comunicam-se através de níveis de tensão definidos, tais níveis são pertinentes aos dois estados *Low* e *High*, sendo *Low* nível baixo e *High* nível alto e podem ser lidos também como “0” e “1” respectivamente. Os sensores digitais utilizam apenas uma via de comunicação (*one-wire bus*) e podem ser ligados vários sensores ao mesmo tempo utilizando uma única linha de comunicação serial.

2.5 Sistema de controle

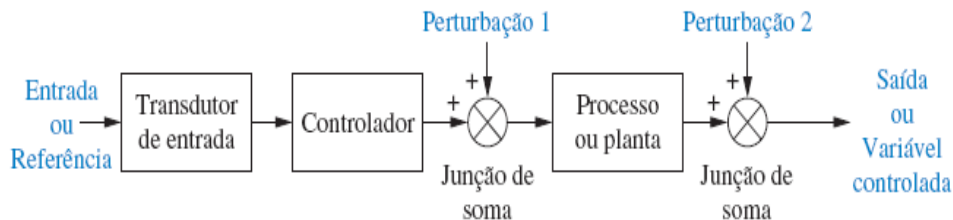
Um Sistema de controle pode ser definido como:

Uma interconexão de componentes formando uma configuração de sistema que proporcionará uma resposta desejada do sistema. A base para a análise de um sistema são os princípios fornecidos pela teoria de sistemas lineares, a qual supõe uma relação de causa e efeito para os componentes de um sistema. (DORF; BISHOP, 2018, p. 1).

Os sistemas de controle podem ser classificados em duas configurações principais: sistemas de controle em malha aberta e sistemas de controle em malha fechada. Um sistema em malha aberta é constituído por uma entrada, frequentemente conhecida como referência, um subsistema denominado transdutor de entrada, um

controlador, uma planta de controle e, por último, uma saída, geralmente conhecida como variável controlada. O transdutor de entrada converte a forma da entrada para uma forma utilizável pelo controlador, enquanto o controlador tem a responsabilidade de iniciar um processo. Em sistemas de malha aberta, não é possível efetuar correções em resposta a perturbações, uma vez que não utilizam o sinal de erro na entrada do controlador. Portanto, o controle do sistema é executado integralmente com base na entrada (NISE, 2017). A representação visual do sistema de malha aberta descrito acima pode ser observada no Figura 4.

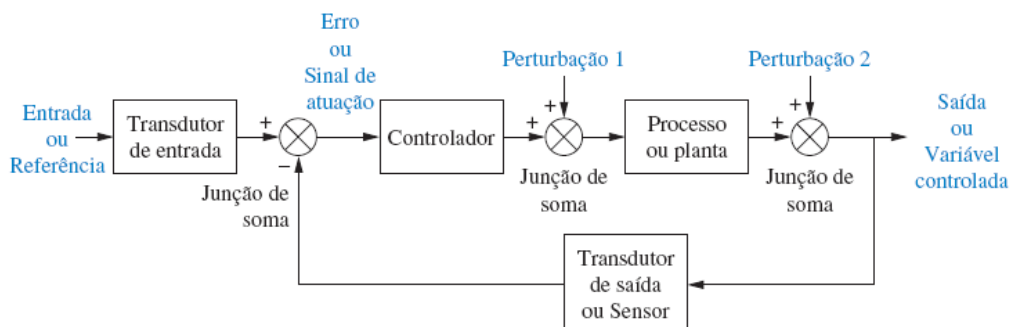
Figura 4 - Diagrama de blocos de sistemas de controle, sistema em malha aberta



Fonte: Nise (2017)

O sistema de malha fechada é semelhante ao sistema de malha aberta, com a exceção de que inclui uma junção de soma (operador de soma) e um transdutor de saída adicional, conhecido como sensor. Neste sistema, assim como no anterior, o transdutor de entrada converte a forma do sinal de entrada para uma forma utilizável pelo controlador. O transdutor de saída, por sua vez, realiza a medição da resposta de saída e converte o sinal para uma forma compatível com o controlador, como explicado por Nise (2017). A representação visual do sistema em malha fechada pode ser observada no Figura 5.

Figura 5 - Diagrama de blocos de sistemas de controle, sistema em malha fechada



Fonte: Nise (2017)

Quando se realiza uma comparação entre o sistema em malha aberta e o sistema em malha fechada, observa-se que ambos possuem suas respectivas vantagens e desvantagens. No entanto, é importante destacar que o sistema em malha fechada demonstra a capacidade de mitigar os efeitos das variações nos parâmetros, resultando na redução da sensibilidade da saída em relação às variáveis paramétricas, conforme discutido por Dorf e Bishop (2018).

No âmbito do controle de sistemas, a incorporação de controladores desempenha um papel fundamental, conforme ilustrado nas Figuras 4 e 5. Conforme mencionado por (Tarrasco e Werneck, 2018), a abordagem de controle em malha fechada tem por objetivo a medição de uma variável do processo, a sua comparação com um valor de referência e, quando necessário, a realização de correções por meio da variável manipulada, através da implementação de ações de controle.

Existem diversos modelos de controladores, incluindo o controlador PID, controlador ON-OFF, controlador PI, controlador PD, controlador Proporcional entre outros. O controlador que se destaca em vista do trabalho a ser realizado no cultivo de microalgas é o controlador proporcional (P) e o controlador ON-OFF.

O controle proporcional emprega exclusivamente a informação referente ao erro no momento presente, isto é, a discrepância entre o valor atual e o valor desejado, para calcular um sinal de controle proporcional à magnitude desse erro.

De maneira mais sucinta, à medida que o erro aumenta, a ação de controle aplicada também cresce proporcionalmente (MADEIRA, 2016). A principal diferença entre os controladores proporcionais e outros tipos de controladores reside no fato de que os controladores proporcionais operam de maneira contínua ao longo de variações na variável de processo.

Por outro lado, quando se trata da luminosidade do sistema, por exemplo, o controlador ON/OFF exerce um ótimo papel, uma vez que sua resposta está restrita aos limites predefinidos para os valores máximos e mínimos da quantidade desejada de Lux, por exemplo. Quando além desses limites, o controlador permanece inativo. Pode-se resumir que o controlador ON/OFF controla o processo, apenas acionando/desacionando o atuador conforme necessário e como mencionado por (OGATA, 2015):

Em um sistema de controle de duas posições, o elemento atuante tem somente duas posições fixas, que são, em muitos casos, simplesmente on e off. O controle de duas posições ou on-off é relativamente simples e barato e, por essa razão, é bastante utilizado em sistemas de controle domésticos e industriais. (OGATA, 2015).

Em suma, o controle proporcional é uma abordagem eficaz quando se busca um ajuste suave e contínuo em resposta às variações na variável de processo, adaptando-se às mudanças no erro de maneira proporcional. Por outro lado, o controlador ON/OFF, com sua abordagem de duas posições, é altamente adequado para situações em que as variações na variável controlada podem ser toleradas dentro de limites específicos e quando uma operação simples de ligar e desligar é suficiente. Ambos os tipos de controladores têm seu lugar na automação industrial e doméstica, sendo escolhidos com base nas necessidades específicas do sistema e nos recursos disponíveis.

3 METODOLOGIA

A metodologia deste trabalho se trata do desenvolvimento de um sistema de controle para o cultivo de microalgas em sistema fechado com metabolismo mixotrófico, sendo analisado se o cultivo de microalgas em um sistema monitorado é capaz de aumentar a produtividade e consequentemente obter os parâmetros ideais para tornar o ambiente favorável, dispondo de um controle das condições de crescimento. As etapas para chegar no resultado final do projeto envolvem pesquisa, experimentação, estudo de caso, coleta de dados e análise. Na Figura 6 abaixo, é apresentado todo o processo relacionado à metodologia deste trabalho.

Figura 6 - Processos do sistema de cultivo de microalgas.



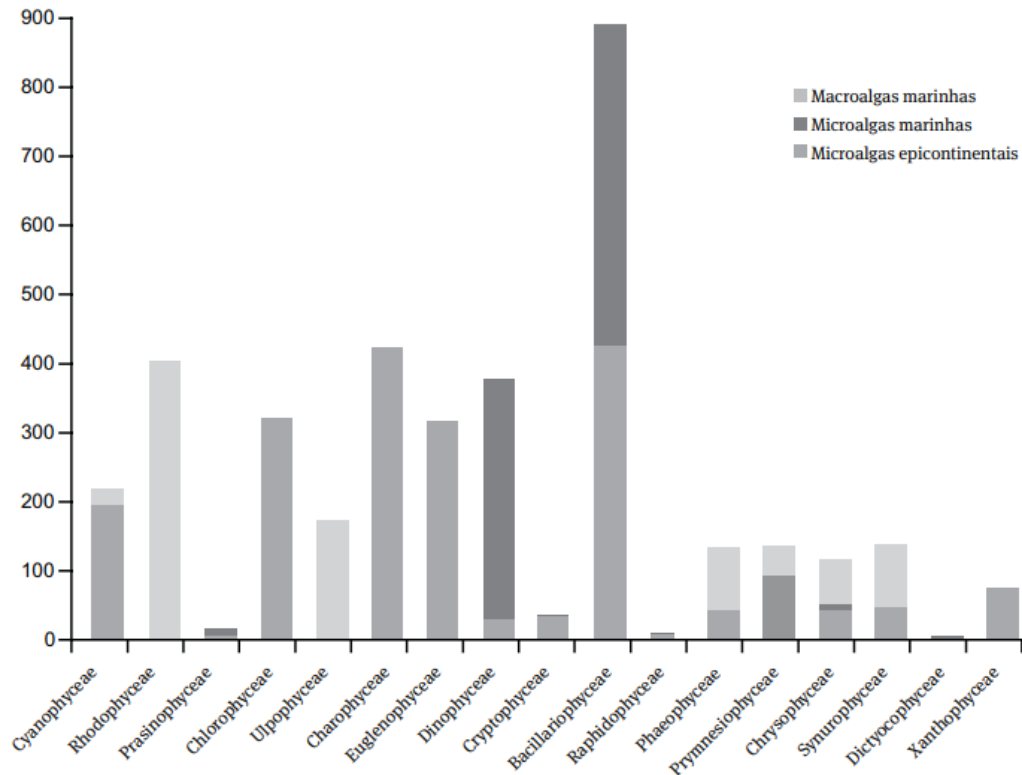
Fonte: Autoria própria (2023)

3.1 Escolha da espécie a ser cultivada

Dentro do conjunto diversificado de classes de microalgas, como *Cyanophyceae*, *Rhodophyceae*, *Prasinophyceae*, *Chlorophyceae*, *Charophyceae*, entre outras, optou-se por direcionar o foco para uma classe encontrada em águas epicontinentais. A escolha se baseou na maior probabilidade de localizar esse tipo específico de microalga em regiões que abrangem lagos, lagoas, rios, pântanos e outros corpos de água interiores. Conforme evidenciado pelo gráfico apresentado na Figura 7, entre as várias categorias existentes, a classe *Chlorophyceae* se distingue como um grupo exclusivamente associado a ambientes epicontinentais. Das 3.689

espécies de algas que se encontram nessas águas interiores, 700 delas são classificadas como pertencentes à classe *Chlorophyceae*, conforme documentado por Menezes e Bicudo (2009).

Figura 7 - Número de espécies de algas, ordenado por ambiente e classe taxonômica



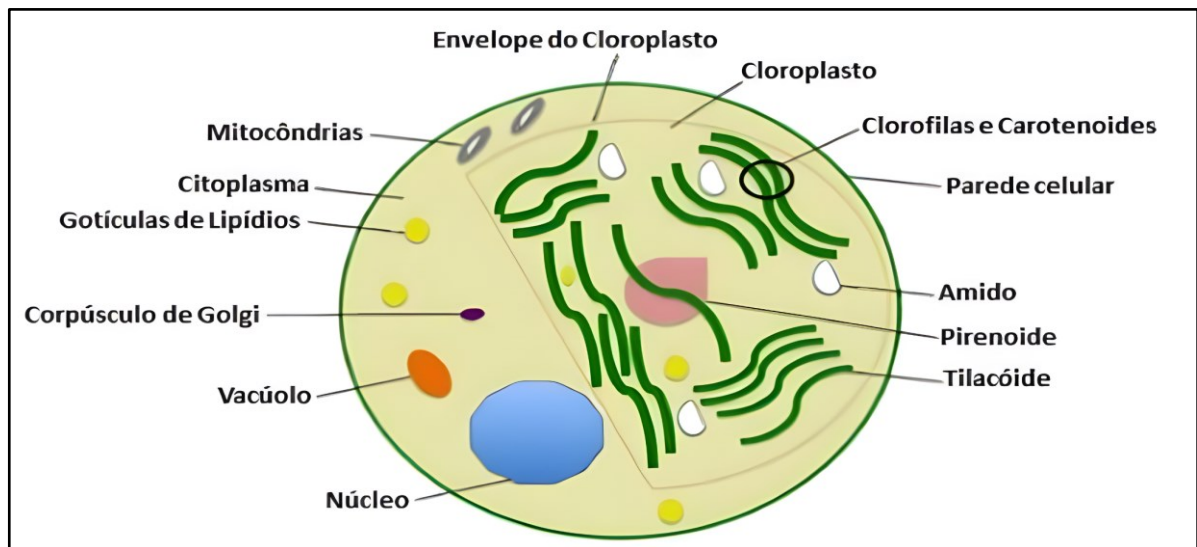
Fonte: Bicudo e Menezes (2010)

A microalga escolhida para o cultivo dentre as diversas espécies é a *Chlorella Vulgaris*, devido a sua ampla variedade de aplicações e também ao seu valor comercial. A mesma pertence à classe *Chlorophyceae*, ordem *Chlorococcales* e família *Oocystaceae* (Hoek, V. D., Mann, D. G. e Jahns, H. M., 1995). Recentemente, 97 espécies de *Chlorella* foram identificadas, contudo, apenas 43 delas receberam reconhecimento e validação taxonômica, conforme mencionado por (GUIRY e GUIRY, 2022). Esta alga unicelular, eucariótica, é encontrada em ambientes de água doce, de fácil acesso, dispõe de uma estrutura semelhante à de plantas, possui um diâmetro esférico variando de 2 a 10 micrômetros, apresentando um teor significativo de proteínas, sais minerais e vitaminas A, B, C e E, onde em sua composição, inclui 53 % de proteínas, 23 % de carboidratos, 9% de lipídios e 5% de minerais (HENRIKSON, 1994; SAFI et al., 2014). A organização celular da *Chlorella*

pode ser observada na Figura 8.

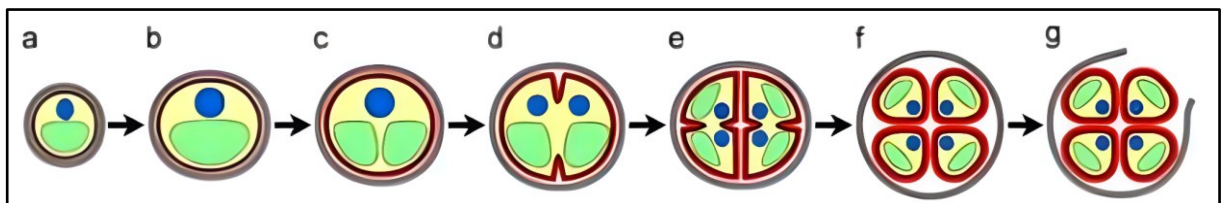
A parede celular da espécie escolhida é rígida devido à presença de glucosamina em sua composição. Além disso, a *Chlorella* tem a notável capacidade de acumular pigmentos, como clorofila do tipo a e b, β -caroteno, entre outros. Quanto à sua reprodução, ela ocorre de forma assexuada, ou seja, sem a intervenção de células sexuais, por meio da formação de esporos. De acordo com (SAFI *et al.*, 2014; YAMAMOTO *et al.*, 2004; 2005), essa microalga apresenta um ritmo reprodutivo acelerado, sendo capaz de gerar quatro células filhas a partir de uma única célula mãe em um período de 24 horas, desde que esteja cultivada em condições ideais. Durante esse processo, as células filhas permanecem envolvidas pela parede celular da célula mãe até o momento de sua liberação. A sequência desse processo e seu desenvolvimento de reprodução pode ser visualizada nas Figuras 8 e 9.

Figura 8 - Esquema básico da organização celular das organelas da microalga *Chlorella vulgaris*



Fonte: SAFI *et al* (2014)

Figura 9 - Fases da reprodução da *C. vulgaris*: (a) Crescimento celular precoce; (b) Crescimento celular com atraso; (c) Divisão do cloroplasto; (d) Início da divisão do protoplasto; (e) Final da divisão do protoplasto, (f) Maturação das células filhas; (g) Fase de incubação



Fonte: SAFI *et al* (2014)

A produção global anual de *Chlorella* ultrapassa as 2.000 toneladas, marcando seu papel relevante no cenário mundial. Uma conquista notável foi o pioneirismo dessa espécie como a primeira microalga comercializada em formato de comprimidos prensados para consumo humano, fato que teve início no Japão em 1964 (LOURENÇO, 2006). Não apenas isso, a *Chlorella* possui o cobiçado certificado GRAS (*Generally Recognized As Safe*) concedido pelo FDA (*Food and Drug Administration*), o que a habilita como alimento seguro para o consumo humano, sem apresentar riscos à saúde. Suas aplicações se estendem ao tratamento de úlceras e à sua ação antioxidante na neutralização de radicais livres, além do seu uso em escala laboratorial e industrial. Essa variedade de aplicações se dá graças a sua capacidade de se desenvolver em diversas condições ambientais (GUERRA *et al.*, 2011; Henrard, 2009; RAVEN, EVERT, EICHHORN, 2007; SAFI *et al.*, 2014).

3.2 Levantamento das condições de cultivo da espécie

Para conduzir o cultivo da espécie de microalga selecionada, é imprescindível que as condições de cultivo específicas para essa espécie sejam minuciosamente consideradas. No que se refere à temperatura, é notório que a *Chlorella* demonstra uma faixa de temperatura ótima para seu crescimento entre 20 °C e 25 °C, conforme destacado por Cunha (2020) e Gonçalves, Pires e Simões (2016). Ressalta-se que a máxima produtividade foi alcançada na temperatura de 25 °C.

O pH é um elemento crítico no controle do meio de cultura e no crescimento das microalgas, pois o mesmo influencia na quantidade de compostos carbonatados no meio de cultura, influenciando diretamente o CO₂ dissolvido no meio, bem como a solubilidade de alguns nutrientes. O estudo conduzido por MARINHO, Yllana Ferreira *et al.* (2009) intitulado "Avaliação do crescimento da *Chlorella Vulgaris* em diferentes pH objetivando sua inserção na matéria-prima do biodiesel" demonstra que a espécie *Chlorella Vulgaris* apresenta um desempenho de crescimento superior em condições de pH ácido, sendo que a faixa ótima foi identificada entre pH 5,5 e 8,0.

Uma maneira de regular o pH e fornecer o CO₂ necessário para o crescimento da espécie é por meio da incorporação de uma bomba de oxigênio. A injeção de CO₂ possibilita o ajuste e controle suave e equilibrado dos níveis de alcalinidade no meio, além de ajudar no processo de fotossíntese. Devido o CO₂ ser fundamental no processo de fotossíntese, não é necessário injetá-lo durante a noite, uma vez que as

microalgas não estão realizando esse processo nesse período. Assim, a bomba de oxigênio deve ser ativada em ciclos de 12 horas ligada e 12 horas desligada, para otimizar o fornecimento de CO₂, não desregular o pH do meio e garantir um crescimento saudável das microalgas.

Quanto à luminosidade, é importante salientar que a *Chlorella Vulgaris* requer um fotoperíodo de 12 horas de luz seguidas por 12 horas de escuridão para o seu desenvolvimento adequado. Quanto à faixa de iluminação, é relevante destacar que a pesquisa foi conduzida utilizando uma faixa de 2.000 a 5.000 lux, que é considerada a faixa ideal para o desenvolvimento das microalgas.

3.3 Escolha do sistema de controle

Entre os sistemas de cultivo de microalgas, existem dois tipos distintos: sistemas abertos e sistemas fechados. Avaliando-se ambos os modelos, constatou-se que o sistema que melhor se adequou às exigências do projeto, considerando o acompanhamento dos parâmetros para o cultivo das microalgas, foi o sistema fechado. Isso se deve às seguintes vantagens fundamentais do sistema fechado: prevenção de contaminação atmosférica, mitigação ou eliminação da perda de água por evaporação, redução da diluição excessiva da cultura ocasionada por chuvas e ocupação de menor espaço.

Dessa forma, o sistema fechado foi implementado em um recipiente de vidro com capacidade para 3 litros, apresentando dimensões de 15 cm x 15 cm x 25 cm, o qual está equipado com uma tampa. É nesse recipiente que o cultivo da microalga foi realizado. Para assegurar um monitoramento preciso do sistema, sem interferências do ambiente externo, optou-se por colocar o recipiente de vidro dentro de uma caixa organizadora *container* com rodas, tampa com trava e um volume de 30 litros. Neste *contêiner*, foram acomodados tanto o recipiente de cultivo quanto todo o circuito eletrônico responsável pelo controle do sistema.

3.4 Definição do *hardware* e do controlador

Uma vez que o sistema foi devidamente identificado, procedeu-se ao desenvolvimento do sistema de controle do processo. A escolha do sistema de controle se deu uma vez que, é necessário monitorar continuamente a saída do

processo, ou seja, fazer o controle dos parâmetros de cultivo, por isso, optou-se por desenvolver um sistema de controle em malha fechada, o mesmo fará o ajuste do sistema, a fim de manter a saída próxima ao valor de referência indicado para cada parâmetro de cultivo a ser controlado.

Esse sistema é composto pela especificação de um microcontrolador, de sensores e atuadores que se alinhem de maneira precisa ao problema em questão.

O microcontrolador desempenha o papel central no funcionamento do sistema, assumindo a responsabilidade de receber os dados provenientes dos sensores e contrastá-los com valores pré-definidos. Após essa comparação, o microcontrolador emite um sinal para os atuadores, que entram em ação, permitindo assim, que o sistema de controle alcance a resposta mais adequada, conduzindo o controle dos dados.

Neste projeto, foi escolhido o microcontrolador ESP32-WROOM-32U da Espressif® (Espressif Systems, 2020) na plataforma embarcada DevKitC. O mesmo apresenta uma série de vantagens como sua compatibilidade com módulos externos e periféricos, por exemplo, simplifica consideravelmente a expansão das funcionalidades do sistema. Além disso, sua conectividade integrada Wi-Fi e Bluetooth viabiliza uma comunicação sem fio eficiente com outros dispositivos e sistemas.

A disponibilidade de uma ampla gama de recursos, juntamente com tutoriais e bibliotecas, desempenha um papel crucial na facilitação do desenvolvimento do trabalho, acelerando o processo de implementação do *software* e do *hardware*. Em comparação com outros microcontroladores que oferecem funcionalidades semelhantes, o ESP32 se destaca por sua relação custo-benefício favorável, proporcionando um investimento vantajoso.

Para monitorar os parâmetros de cultivo, utilizou-se uma série de sensores e dispositivos que vão atuar sobre o sistema de controle. O sensor de temperatura utilizado foi o DS18B20, se trata de um sensor de temperatura digital, que possui um encapsulamento à prova d'água empregado ao sensor para medir a temperatura de meios líquidos. Dentre diversos sensores no mercado, o DS18B20 se destaca por sua precisão, interface digital *1-Wire*, ampla faixa de temperatura podendo medir de -55 °C a +125 °C, encapsulamento TO02 e um baixo consumo de energia, o que torna excelente seu uso no projeto.

O sensor de luminosidade utilizado foi o TSL2561 que opera com base em princípios fotossensíveis para transformar a luminosidade em um sinal elétrico que

pode ser facilmente medido e interpretado. Ele é um sensor analógico e utiliza dois tipos de fotodiodos: um para luz visível e outro para infravermelho próximo (NIR), permitindo a medição precisa da intensidade da luz em duas faixas espectrais distintas. Além disso, o TSL2561 é caracterizado por sua versatilidade, oferecendo uma resolução ajustável, detecção de luz visível e infravermelho, uma interface I2C conveniente para comunicação, tudo isso acompanhado de um baixo consumo de energia. Para a medição do pH, foi escolhido o sensor PH4502C equipado com uma sonda de eletrodo, a qual realiza a medição do pH do meio. Este sensor é analógico e possui uma calibração simples, o que permite ajustar com precisão o instrumento. Adicionalmente, destaca-se por sua facilidade de integração com o microcontrolador (ESP32), proporcionando uma comunicação fluida e eficiente. Além disso, sua programação é acessível e descomplicada, o que simplifica a sua adaptação ao contexto do projeto. Vale ressaltar que, em comparação com outras alternativas disponíveis no mercado para a medição de pH, o sensor PH4502C oferece uma relação custo-benefício vantajosa. Isso torna o dispositivo especialmente adequado para atender às demandas e requisitos específicos do projeto em questão, proporcionando um equilíbrio entre desempenho e custo.

Com a finalidade de avaliar a exatidão das medições realizadas pelo sensor e realizar o processo de calibração, foram utilizadas três soluções tampão com valores de pH de 4.0, 7.0 e 10.0. A sonda foi imersa nessas soluções, e a leitura do pH foi verificada, apresentando boa aferição com os valores predefinidos das soluções. Para realizar a medição do pH do meio de cultura sem que haja contaminação do mesmo, foi empregado uma mangueira de silicone com uma ponta alocada dentro do cultivo e a outra alocada para fora do recipiente de 3 L, as amostras do meio para medição do pH foram coletadas através dessa mangueira, com o auxílio de uma seringa de 5 ml, foram feitas leituras a cada dois dias para fins de comparação.

Para garantir a oxigenação adequada da água, foi escolhida uma bomba de oxigênio modelo Boyu U-2800, com potência de 1,2 W, equipada com uma pedra porosa que servirá como dispositivo de aeração. Ela atuará no sistema de forma contínua em um período de 12/12, sendo 12 h ligada e 12 h desligada.

Para desempenhar a função de atuador no controle de temperatura, foi selecionada uma resistência como parte integrante do sistema de aquecimento. Inicialmente, optou-se pela resistência modelo Ebulidor de Água Rabo Quente, que possui uma potência de 680 W e é amplamente utilizada para o aquecimento de água.

Entretanto, durante a realização de testes práticos, constatou-se que o meio de cultivo interagia com os componentes elétricos da resistência após um determinado período, provocando um curto-circuito e elevando a corrente elétrica, resultando assim, em um aquecimento inesperado e danos a outros elementos do circuito. Diante desse cenário, substitui-se o modelo de resistência pelo modelo Aquecedor para aquário da marca Delfin de 100 W. Esta última resistência é caracterizada por incorporar materiais resistentes à corrosão em sua construção e apresenta um revestimento de vidro que assegura sua capacidade de submersão, evitando, assim, os problemas anteriormente mencionados.

No contexto da iluminação, inicialmente, três módulos WS2812 LED RGB Endereçável 24 Bits, cada um com uma potência de 0,2 W/peça, foram empregados. Esses anéis de LED foram selecionados inicialmente devido às suas características atrativas, como controle de intensidade luminosa, capacidade de proporcionar uma iluminação versátil e personalizada, bem como a eficiência energética, característica por consumirem menos energia em comparação com outras fontes de iluminação.

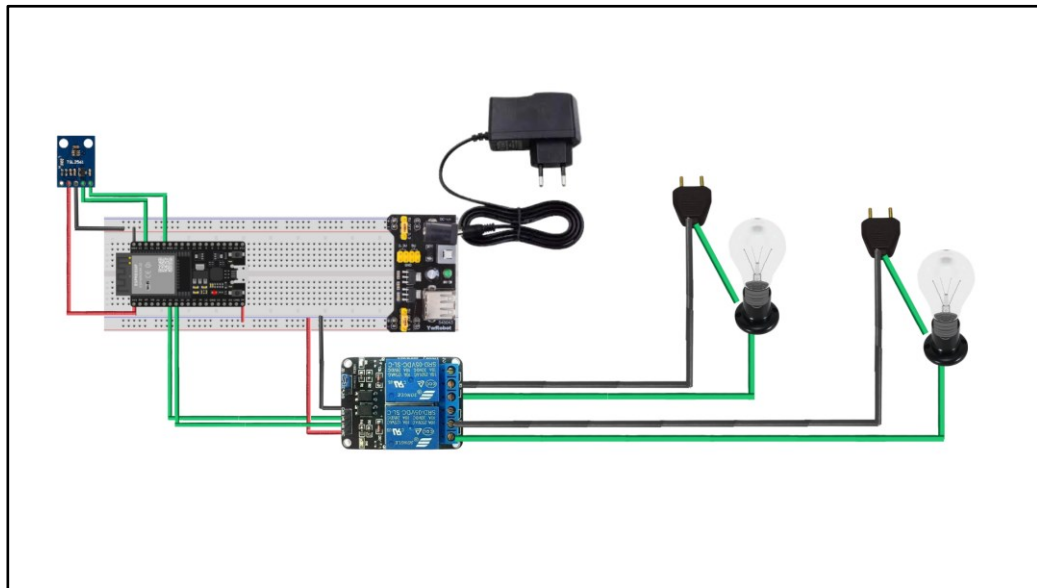
A princípio, a ideia era realizar alguns testes com diferentes comprimentos de onda para verificar se havia interferência desses comprimentos de onda no crescimento das microalgas ou não. No entanto, as microalgas precisam de uma intensidade luminosa em lux entre 2.000 a 5.000 para efetuarem o processo de fotossíntese, como já mencionado na fundamentação teórica. Após realizar os testes com os anéis de LED, mesmo em um ambiente fechado, com a utilização de papel alumínio para auxiliar na reflexão da luz, constatou-se que os anéis de LED forneciam apenas uma intensidade luminosa de 1.000 lux, um valor insuficiente para sustentar o crescimento adequado das microalgas. Além disso, em comparação com outras fontes de iluminação, seu custo no mercado é consideravelmente superior, se tornando pelos motivos citados acima, inviável no projeto. Para contornar esta situação, os anéis de LED foram substituídos por duas lâmpadas de LED, uma com 9 W de potência e outra com 15 W. As lâmpadas de LED se destacam por sua eficiência energética, transformando a maior parte da energia elétrica em luz visível, minimizando assim a dissipação de energia na forma de calor. Além disso, essas lâmpadas possuem uma vida útil consideravelmente mais longa quando comparadas às fontes de luz tradicionais, como lâmpadas fluorescentes e incandescentes. Isso resulta em menos necessidade de substituições frequentes e, conseqüentemente, em menor demanda por manutenção.

Em relação a intensidade luminosa, as duas lâmpadas LEDs juntas conseguem atingir uma faixa de 2.100 a 3.100 lux, valor este constatado através da leitura do sensor de luminosidade TSL2561. Essa faixa de luminosidade é o suficiente para as microalgas conseguirem realizar o processo de fotossíntese. Além disso, o custo das lâmpadas pela entrega da intensidade luminosa se torna muito menor quando comparado aos anéis de LED, pois, para alcançar a mesma intensidade luminosa proporcionada por duas lâmpadas, seriam necessários de 6 a 8 anéis de LED, o que resultaria em um aumento do custo do sistema.

Após a seleção dos sensores e atuadores do sistema, procedeu-se à escolha do controle de alguns dos parâmetros de cultivo. No que diz respeito à luminosidade, optou-se por implementar um sistema de controle de malha fechada ON/OFF através de relé, o qual liga ou desliga o sistema de luminosidade de acordo com o valor de referência previamente determinado no sistema microcontrolado, em um período de 12 horas ligado e 12 horas desligado. Para leitura da luminosidade o sistema conta com o sensor TSL261, conforme mencionado anteriormente nesta seção, a integração do sensor, lâmpadas, relés e microcontrolador pode ser observada na Figura 10 e a planta de controle ON/OFF pode ser vista na Figura 11.

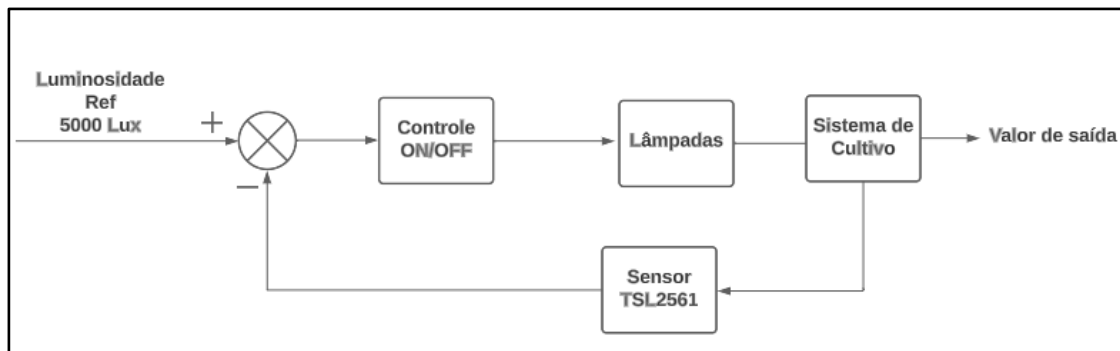
Vale ressaltar que, embora o ambiente de cultivo esteja contido em um container fechado, a presença de luz infravermelha proveniente do ambiente externo pode potencialmente interferir no sistema de controle de luminosidade. Para mitigar esse efeito indesejado, o controle atua desligando uma lâmpada quando a luminosidade está acima do valor de referência, fazendo com que a luminosidade permaneça entre a faixa determinada para a espécie de microalga a ser cultivada.

Figura 10 - Esquemático da ligação das lâmpadas e o sensor TSL261



Fonte: Autoria própria (2023)

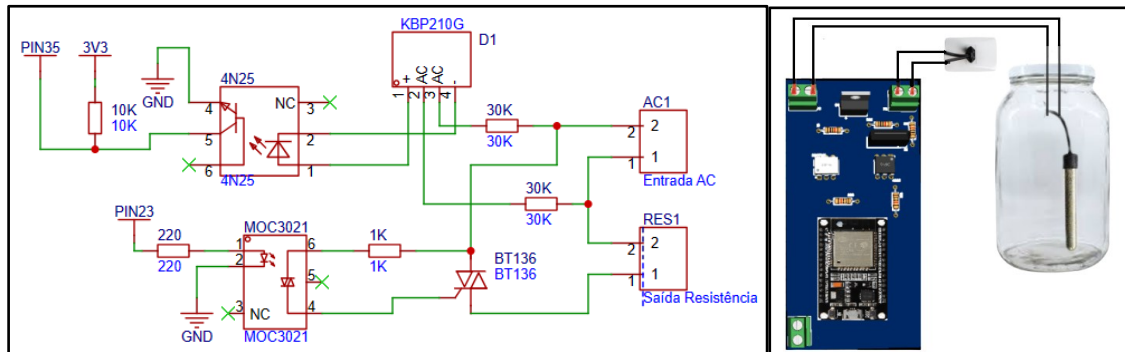
Figura 11 - Planta de controle - Controlador ON/OFF



Fonte: Autoria própria (2023)

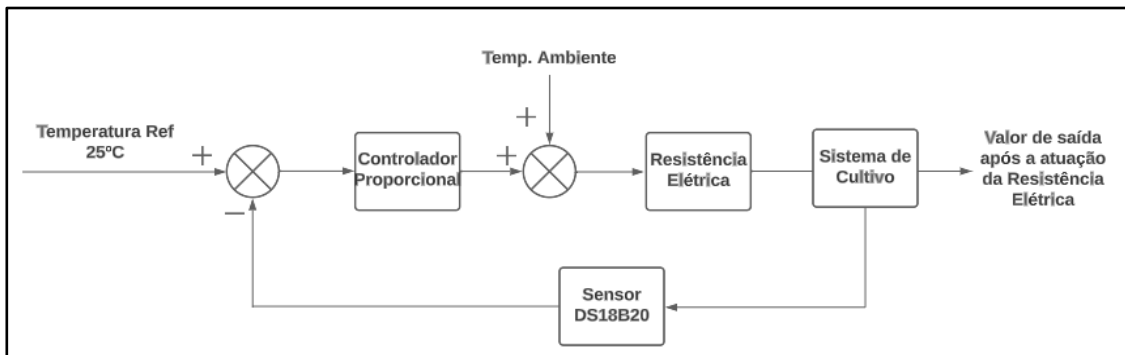
Em relação ao parâmetro temperatura, o controle aplicado foi o proporcional. O valor de referência para temperatura estipulado no sistema microcontrolado foi de 25 °C, o sensor DS18B20 realiza a leitura da temperatura do meio e o controle atua de forma proporcional a compensar o erro entre a diferença de temperatura ideal e a temperatura atual, quando a mesma está abaixo da temperatura ideal. Dessa forma, garante-se que a parte de aquecimento da água, realizada pela resistência de 100 W, efetue a correção do sistema. Para implementar o controle proporcional sobre a resistência, um circuito dimmer com um TRIAC foi dimensionado, conforme ilustrado na Figura 12, o TRIAC foi controlado pelo ângulo de fase, e a planta de controle projetada pode ser vista na Figura 13.

Figura 12 - Circuito de potência para controle da resistência elétrica



Fonte: Autoria própria (2023)

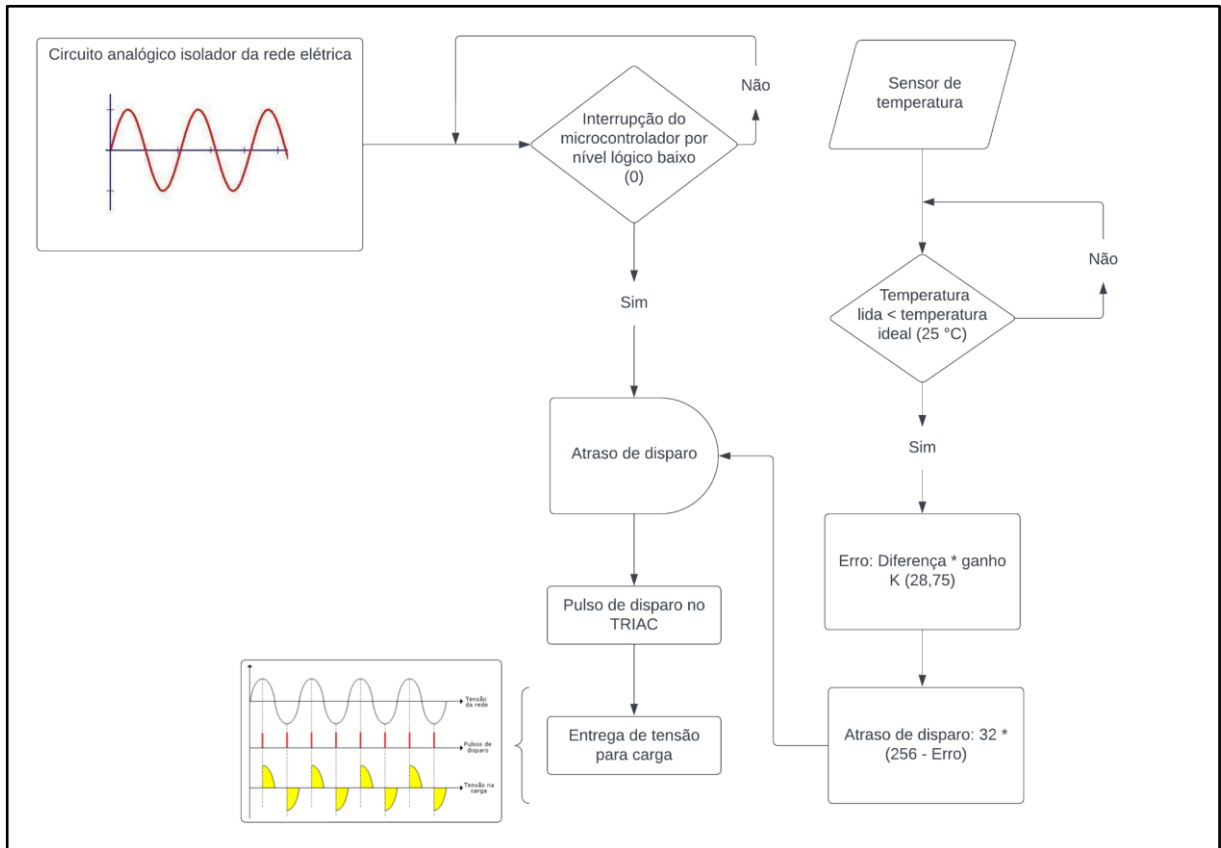
Figura 13 - Planta de controle - Controlador Proporcional



Fonte: Autoria própria (2023)

O sistema de controle proporcional foi concebido com base na discrepância entre a temperatura desejada (25°C) e a temperatura ambiente do ambiente de cultivo, na Figura 14 se encontra o diagrama de todo o processo do controle proporcional atuando sobre a carga, que no nosso caso, é a resistência.

Figura 14 - Diagrama do processo de controle proporcional atuando sob a carga



Fonte: Autoria própria (2023)

Para calcular o atraso de disparo, a senoide foi discretizada em 256 amostras uniformemente distribuídas ao longo de cada semiciclo. Essa subdivisão foi escolhida de maneira arbitrária, sendo o tempo para completar um semiciclo da onda 8,33 milisegundos. Visto isso, o tempo de ativação do TRIAC se dá pela divisão entre o tempo para completar um semiciclo dividido pelas amostras definidas, ou seja, 8,33 milisegundos por 256, resultando em 32 microssegundos, aproximadamente. A multiplicação de 32 microssegundos por 256 proporciona a duração completa do semiciclo, o objetivo do controle proporcional é ajustar a potência de saída proporcionalmente ao erro, que é a diferença entre a temperatura de referência e a temperatura atual, multiplicada pelo ganho previamente definido como 28,75. Portanto, é crucial incorporar esse erro no cálculo do atraso de tempo. Em termos práticos, à medida que o erro aumenta, o tempo de disparo diminui, resultando em uma entrega de tensão mais substancial à carga.

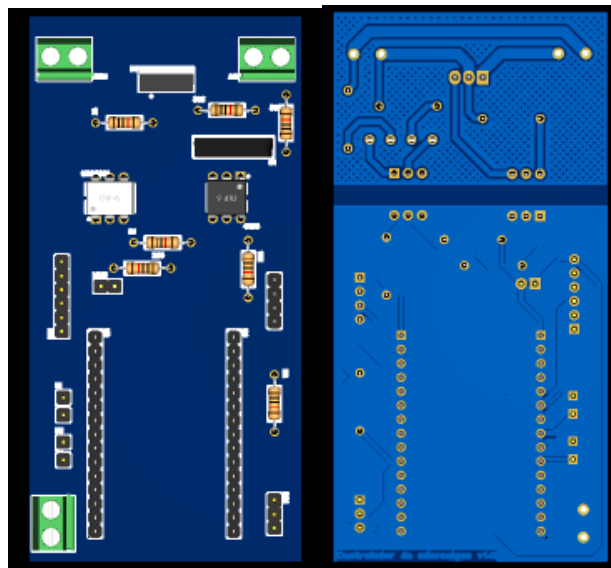
Com o propósito de preservar a temperatura interna e facilitar a transferência de calor no interior do container, foi projetado um sistema de circulação de ar. Este sistema incorpora dois coolers, um de 4 W e outro de 8,4 W, que foram instalados na

tampa do *container*. O primeiro tem como função promover a circulação de ar dentro do container, enquanto o segundo atua na exaustão do ar no interior do recipiente para o meio exterior, podendo reduzir a temperatura do ambiente em até 4 °C quando as lâmpadas estão ligadas, igualando a temperatura de dentro do cultivo com a temperatura externa do cultivo.

Para integração do ambiente, todos os sensores foram alimentados com a tensão 3,3 Vdc fornecida pelo próprio microcontrolador ESP32. Para alimentação do módulo relé e do microcontrolador foi utilizado uma única fonte de alimentação de 5 V e 2 A de corrente. Já para o sistema de refrigeração foi utilizada uma fonte de alimentação de 12 V modelo colméia. Cabe ressaltar que a bomba responsável pela oxigenação do sistema foi acionada de maneira individual, uma vez que não haverá controle automatizado sobre ela. Sua ativação ocorrerá mediante intervenção manual. O circuito de controle DIMMER com TRIAC e as duas lâmpadas de LED foram alimentados diretamente com 127 V.

Para a concepção da placa de circuito impresso (PCI), que integrará todos os componentes de hardware, foi utilizado o software EasyEda. Nele foi feita a ligação de todos os componentes e a modelagem da placa em 3D como pode ser visto na Figura 15.

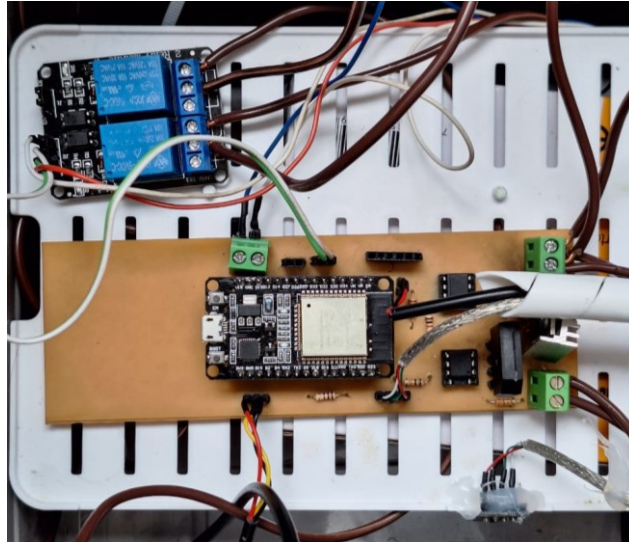
Figura 15 - Placa de Circuito Impresso desenvolvida no software EasyEda



Fonte: Autoria própria (2023)

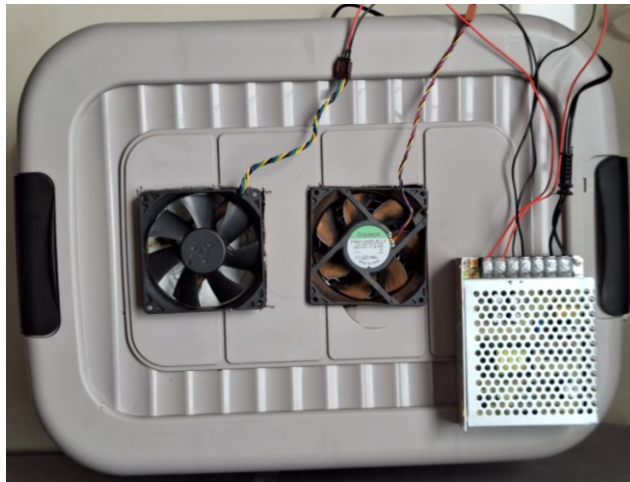
A montagem da placa de circuito impresso (PCI), com os sensores, microcontrolador e afins, combinada com o sistema de refrigeração e o recipiente de cultivo, podem ser observados nas Figuras 16, 17 e 18.

Figura 16 - Placa de Circuito Impresso com sensores e atuadores



Fonte: Autoria própria (2023)

Figura 17 - Sistema de refrigeração com coolers



Fonte: Autoria própria (2023)

Figura 18 - Junção do circuito com o recipiente de cultivo



Fonte: Autoria própria (2023)

3.5 Desenvolvimento do software

O *software*, para implementação do sistema microcontrolado proposto, foi desenvolvido em linguagem C. Esta linguagem foi concebida a partir de outras duas linguagens de programação, o BCPL e o B. O BCPL foi concebido por Martin Richards em meados de 1967, com o propósito de possibilitar a criação de *software* para sistemas operacionais e a implementação de compiladores destinados a esses sistemas. Por outro lado, a linguagem B foi elaborada por Ken Thompson, com base nas premissas do BCPL, para o desenvolvimento de versões anteriores do sistema operacional UNIX. A linguagem C, criada por Dennis Ritchie na Bell Laboratories, por ter sido baseada na linguagem BCPL e B, herdou muitos conceitos de ambas as linguagens, e a princípio, se tornou amplamente conhecida como a linguagem de desenvolvimento do sistema operacional UNIX (Deitel, 2006).

A linguagem C é comumente categorizada como uma linguagem estrutural de natureza simplificada, destacando-se por sua alta portabilidade. Além disso, o compilador associado a esta linguagem demonstra a capacidade de gerar código eficiente e conciso em comparação com compiladores utilizados em outras linguagens. Sendo uma linguagem de programação procedural, a linguagem C proporciona a habilidade de dividir um problema complexo em problemas menores, o

que facilita significativamente a resolução abrangente do mesmo. Esta linguagem também é reconhecida por seu acesso de baixo nível à memória, possibilitando, portanto, a programação e o controle direto de microcontroladores (BACKES, 2023).

A metodologia empregada para o desenvolvimento de *software* é a de modelo cascata, criada em meados dos anos 70, funcionando por meio de uma hierarquia rígida de etapas sequenciais, com controle fixo das funções. Optou-se por essa metodologia pois é possível ter uma visão clara e estruturada de todo o escopo do projeto.

Para realizar a leitura do sensor de temperatura DS18B20, empregou-se duas bibliotecas (MILES BURTON, 2020) responsáveis pela comunicação entre o sensor e o microcontrolador, *OneWire.h* e *DallasTemperature.h*. Dessa maneira, as configurações das leituras e dos parâmetros necessários para obter as informações foram realizadas por meio de funções de chamadas simples. O uso dessas bibliotecas simplificam e automatizam muitas das tarefas envolvidas na leitura e configuração dos dados do sensor, gerenciando também a conversão de temperatura a partir dos dados brutos lidos do DS18B20.

No que se refere ao sensor de luminosidade TSL2561, foi empregado a biblioteca *TSL2561.h* (EVAHERRADA, 2023). Ela permite que o ESP32 se comunique com o sensor TSL2561 e obtenha leituras de intensidade luminosa com facilidade. Suas funções envolvem a inicialização do sensor e a definição de parâmetros, como a taxa de ganho (ganho de amplificação) e a taxa de integração (tempo de integração), além da leitura da luminosidade total incluindo a luz visível e infravermelha. Devido à sensibilidade deste sensor, até mesmo pequenas sombras ou movimentos podem causar flutuações significativas nos valores de leitura. Para mitigar esse efeito, adotou-se uma abordagem no código, realizando cinco leituras consecutivas e, em seguida, calculando-se a média desses cinco valores. Isso proporcionou uma medida mais precisa e estável da luminosidade do ambiente de estudo.

A fim de realizar a leitura do pH do meio, não houve necessidade de empregar bibliotecas, uma vez que a obtenção dos dados ocorreu através da leitura do pino do sensor de pH conectado ao ESP32 por meio do ADC. Ao efetuar essa leitura, foi realizada a média de 20 amostras, dividiu-se o valor resultante por 1000 para obter o valor de milivolts em volts e, em seguida, determinou-se a equação linear resultante da calibração do sensor. Isso possibilitou calcular o valor de pH correspondente com base na tensão obtida. Para a calibração, foram empregadas soluções tampão com

pH de 4, 7 e 10. Após obter as tensões associadas a cada solução, esses valores foram trabalhados no Excel para obter a equação que relaciona a tensão ao pH desejado, dessa forma conseguiu-se realizar a leitura do pH do meio.

Para o monitoramento dos dados obtidos através dos sensores, utilizou-se a combinação do microcontrolador ESP32 com a ferramenta do Google, Google Sheets. O ESP32 se comunica com o Google Sheets através do protocolo de transferência de hipertexto - HTTP, envolvendo a criação de um script no Google Apps Script, que atua como uma API (interface de Programação de Aplicativos) da web para receber e processar os dados do ESP32. No código elaborado, a função *setup()* é responsável pela configuração inicial do ESP32, incluindo a inicialização de *hardware*, configuração de *Wi-Fi*, configuração de sensores e dispositivos, criação da tarefa (*Task*), e definição de interrupções. Esta função é executada uma vez quando o dispositivo é inicializado.

O *void loop()* é uma função principal que é executada continuamente após o *setup()*. Ela contém um *loop* infinito onde várias medições de sensores são feitas repetidamente e a lógica de controle é implementada com base nessas medições. No entanto, este *loop* não executa tarefas longas ou bloqueantes, como comunicação com a internet ou espera, para garantir que o programa seja responsivo.

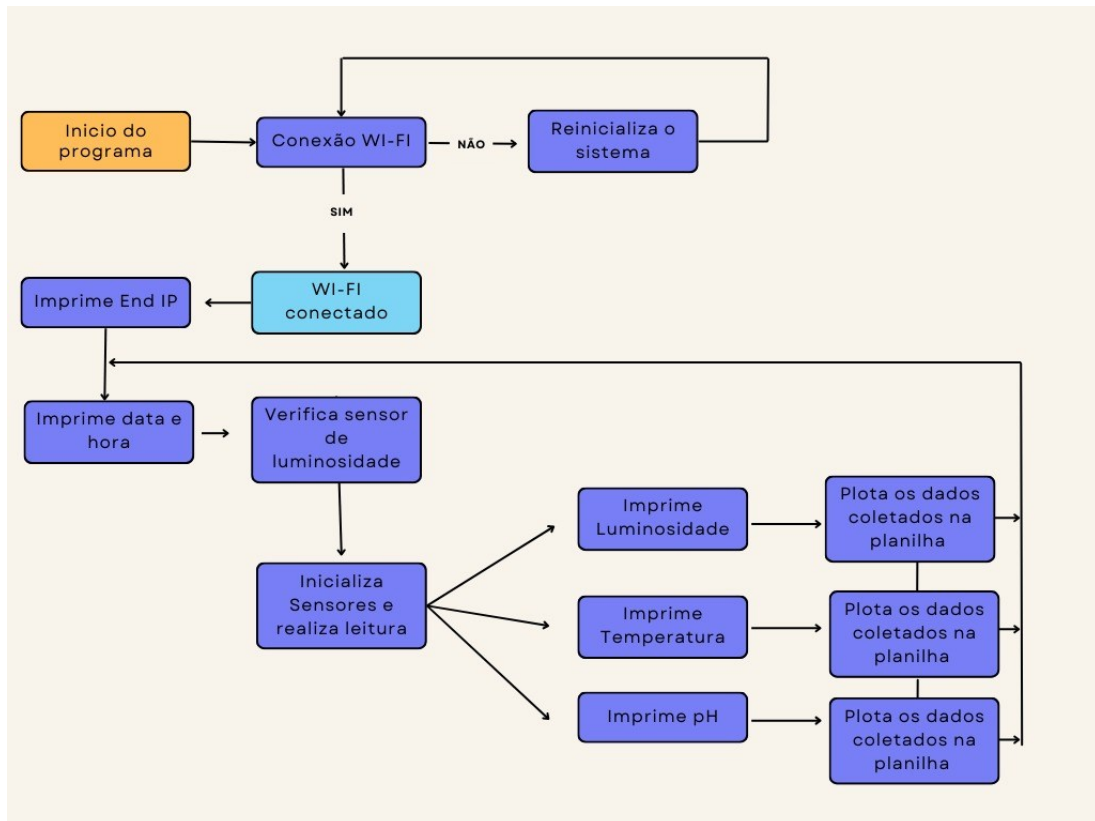
A *Task1code()* é uma função que é executada como uma tarefa (*Task*). Tarefas são unidades independentes de código que podem ser executadas em paralelo em núcleos separados do ESP32. Nesse caso, a *Task1code()* é executada em um núcleo específico e, em um loop, ela verifica se é hora de enviar dados para o Google Sheets. Se for hora, ela chama a função *enviarMedicao()* que faz o envio dos dados.

Portanto, no código fornecido a função *setup()* configura o ambiente e o *hardware*, o *void loop()* lida com a lógica principal, como coletar dados de sensores e controlar dispositivos e a *Task* é uma tarefa que executa em segundo plano e é responsável por enviar os dados para o Google Sheets em intervalos regulares de tempo. Essa estrutura permite que o ESP32 realize várias tarefas concorrentes, como coleta de dados de sensores, controle de dispositivos e comunicação com a internet, sem bloquear a execução principal do programa.

O código utilizado para envio dos dados coletados pelo ESP32 para o Google Sheets foi baseado no tutorial disponibilizado por Nazário, C. Z. (2021).

O diagrama resumido do *software* pode ser visto na Figura 19.

Figura 19 - Diagrama do software



Fonte: Autoria própria (2023)

3.6 Implementação do ambiente de cultura

O ambiente selecionado para a condução deste estudo consiste em dois recipientes de vidro com tampas, cada um com capacidade para 3 litros. Ambos os recipientes foram empregados para o cultivo da *Chlorella Vulgaris*, com a distinção de que um deles foi destinado integralmente ao monitoramento e controle, enquanto o outro apenas fará o cultivo sem nenhum sistema de controle.

Quanto ao meio de cultivo escolhido, optou-se pelo meio CHU (Conway, Hoagland, and Umen), que consiste em uma solução nutritiva, composta por uma combinação de sais inorgânicos, vitaminas e oligoelementos, os quais fornecem os elementos nutritivos indispensáveis para o crescimento e o desenvolvimento das algas (TEIXEIRA, 2023). Como mencionado anteriormente na fundamentação teórica, os nutrientes desempenham um papel crucial na busca por uma taxa de crescimento mais elevada das microalgas. Diversas alternativas de meios de cultivo estão disponíveis, cada uma com características específicas e finalidades distintas. A composição do meio selecionado para este estudo pode ser encontrada na tabela 2.

Tabela 2 - Composição meio CHU

SOLUÇÃO	REAGENTE	MASSA. L DE H2O
1	NaNO ₃ (NITRATO DE SÓDIO)	25 g
2	CaCl ₂ .2H ₂ O (CLORETO DE CÁLCIO DI-HIDRATADO)	2,5 g
3	MgSO ₄ .7H ₂ O (SULF. DE MAGNÉSIO HEPTAHIDRATADO)	7,5 g
4	K ₂ HPO ₄ (FOSFATO DE POTÁSSIO BIFÁSICO)	17,5 g
5	KH ₂ PO ₄ (FOSFATO DE POTÁSSIO MONOBÁSICO)	2,5 g
6	NaCl (CLORETO DE SÓDIO)	50 g
7	C ₁₀ H ₁₄ N ₂ NaO ₈ .2H ₂ O (EDTA) (TRITRIPLEX III)	31 g
7	KOH (HIDRÓXIDO DE POTÁSSIO)	4,98 g
8	FeSO ₄ .7H ₂ O (SULFATO FERROSO HEPTA-HIDRATADO)	11,42 g
8	H ₃ BO ₃ (ÁCIDO BÓRICO)	0,00882 g
9	ZnSO ₄ .7H ₂ O (SULFATO DE ZINCO HEPTA-HIDRATADO)	0,00144 g
9	MnCl ₂ .4H ₂ O (CLORETO DE MANGANÊS TETRA-HIDRATADO)	0,00119 g
9	CuSO ₄ .5H ₂ O (SULFATO DE COBRE PENTA-HIDRATADO)	0,00157 g
9	Co(NO ₃) ₂ .6H ₂ O (NITRATO DE COBALTO HEXA-HIDRATADO)	0,00049 g

Fonte: Adaptado de Knie Lopes (2004)

A escolha desse meio de cultura baseou-se nas diversas vantagens que ele oferece em comparação a outros meios disponíveis. Alguns desses benefícios são:

- Composição definida: O meio CHU possui uma composição química definida, o que significa que a concentração e a disponibilidade dos nutrientes essenciais podem ser controladas com precisão.
- Utilizado para várias espécies de microalgas: O meio CHU é compatível com uma ampla gama de espécies de microalgas. Ele foi originalmente desenvolvido para o cultivo de *Chlorella vulgaris*, mas tem sido utilizado com sucesso para muitas outras espécies, incluindo outras cepas de *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Dunaliella* e muitas outras.
- Baixo custo: O meio CHU é relativamente simples e os componentes químicos necessários para prepará-lo são amplamente disponíveis e acessíveis em termos de custo. Isso o torna uma opção econômica para o cultivo em larga escala de microalgas.
- Estabilidade: O meio CHU é conhecido por sua estabilidade ao longo do tempo. Isso significa que a composição química do meio permanece relativamente constante por períodos mais longos, reduzindo a necessidade de ajustes frequentes ou adições de nutrientes durante o cultivo.
- Facilidade de preparação: O meio CHU pode ser preparado de forma relativamente simples e rápida. A maioria dos componentes é solúvel em água, facilitando a dissolução e a esterilização do meio. Isso é especialmente vantajoso quando se lida com grandes volumes de meio de cultura.

Os nutrientes utilizados para compor o meio de cultura e os equipamentos necessários para a produção do mesmo, foram cedidos pela Coordenação de Estação Experimental - COEXP, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR). Entre os componentes listados na Tabela 2, o nutriente Cloreto de manganês tetra hidratado não foi adicionado ao meio de cultura devido à sua falta de disponibilidade. Para a pesagem dos elementos foram utilizadas duas balanças de precisão, correspondente ao modelo AY220 da marca Marte e ao modelo UX620H da marca Shimadzu.

A preparação consistiu em dissolver todos os componentes listados na tabela 2, previamente pesados, a primeira solução se deu dissolvendo os componentes 1,2,3,4,5 e 6 juntos em um litro de água e a segunda solução dissolvendo os

componentes 7, 8 e 9 juntos em outro litro de água. Para ter a solução final, foi usado 10 ml da primeira solução e 1 ml da segunda solução para um litro de água destilada. Subsequentemente, essa solução foi submetida à agitação em um agitador magnético, até que se tornasse completamente homogênea, o que levou aproximadamente 40 minutos. Por fim, a solução foi submetida a um processo de esterilização, através de uma Autoclave vertical do modelo AV 18 da marca Phoenix. O ambiente final consiste em uma proporção de 420 ml de meio de cultura para cada 4,2 ml de inóculo, alocado no recipiente de vidro de 3 litros.

Como dito anteriormente na seção 3.3 - Escolha do Sistema de Controle, todo o sistema foi alocado dentro da caixa container.

3.7 Testes e monitoramento

Para verificar a eficácia do sistema com os atuadores e o controle dos parâmetros, foi realizado um teste estendido de 48 horas com todo o sistema operando continuamente. Durante esse período, foram coletados dados de temperatura e luminosidade por meio dos sensores, que foram transmitidos em tempo real para uma planilha do Google Sheets. Por meio desta ferramenta, as informações foram armazenadas e processadas, possibilitando a geração de gráficos em tempo real e a supervisão contínua do experimento. Esse procedimento nos permitiu confirmar a funcionalidade do sistema de controle das lâmpadas durante ciclos de 12 horas ligadas e 12 horas desligadas, além de verificar se a resistência estava atuando adequadamente quando a temperatura caía abaixo do nível desejado, sendo validado também o controle proporcional do sistema.

Foram conduzidos três ensaios, nos quais dois foram utilizados 500 ml de meio de cultura para cada 5 ml do inóculo de microalga, e um cultivo com 1000 ml do meio de cultura para 10 ml do inóculo de microalgas, onde cada ensaio contou com o cultivo tanto no ambiente controlado como no ambiente não controlado. No último ensaio, foram retiradas todos os dias, amostras de 5 ml do cultivo para análise de crescimento, tanto no ambiente controlado quanto no ambiente não controlado. Os dois primeiros ensaios foram mantidos em cultivo por um período de 10 dias e o último ensaio no período de 8 dias. O Quadro 4 lista os ensaios realizados e suas respectivas condições de contorno.

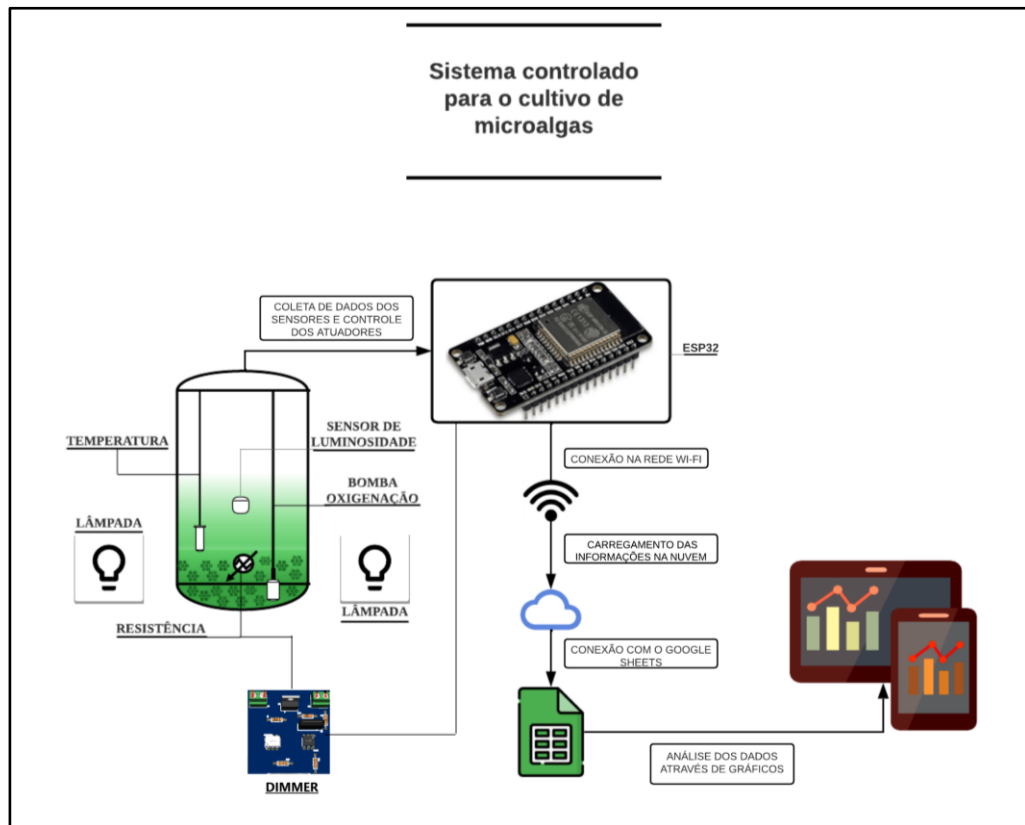
Quadro 4 - Ensaios realizados e duas condições de contorno

Ensaio	1	1	2	2	3	3
Duração	10 dias	10 dias	10 dias	10 dias	8 dias	8 dias
Composição	500 ml de meio de cultura + 5 ml de inóculo de microalga	500 ml de meio de cultura + 5 ml de inóculo de microalga	500 ml de meio de cultura + 5 ml de inóculo de microalga	500 ml de meio de cultura + 5 ml de inóculo de microalga	1000 ml de meio de cultura + 10 ml de inóculo de microalga	1000 ml de meio de cultura + 10 ml de inóculo de microalga
Ambiente	Controlado	Não controlado	Controlado	Não controlado	Controlado	Não controlado
Amostragem	-	-	-	-	1 amostra de 5 ml por di	1 amostra de 5 ml por di
Iluminação	12 h ON / 12 h OFF	-	12 h ON / 12 h OFF	-	12 h ON / 12 h OFF	-
Bomba de oxigenio	12 h ON / 12 h OFF	-	12 h ON / 12 h OFF	-	12 h ON / 12 h OFF	-
Refrigeração	12 h ON / 12 h OFF	-	12 h ON / 12 h OFF	-	12 h ON / 12 h OFF	-

Fonte: Autoria própria (2023)

O sistema monitorado permaneceu ativo 24 horas por dia, registrando os parâmetros ao longo dos dias de cultivo, sendo que as lâmpadas, o sistema de refrigeração e a bomba de oxigênio foram operados em ciclos de 12 horas ligados e 12 horas desligados, como já mencionado anteriormente. Na Figura 20 pode-se ter uma visão geral de como funciona o cultivo bem como a obtenção de dados.

Figura 20 - Diagrama do sistema controlado



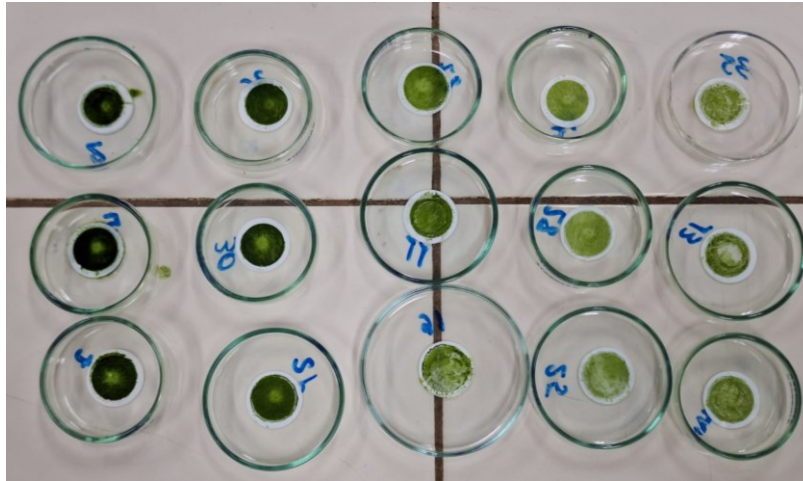
Fonte: Autoria própria (2023)

Como mencionado anteriormente, foram coletadas amostras diárias dos cultivos do último ensaio para análise do crescimento, totalizando 8 amostras de cada cultivo, o controlado e o não controlado. O método escolhido para averiguar o crescimento das microalgas foi o método da absorbância. Antes do meio de cultura ser misturado com o inóculo e formar o primeiro cultivo, foi retirado uma amostra para ser usada como referência, essa amostra foi passada no equipamento Espectrofotômetro modelo Espectrofotômetro UV-Visível para leitura da absorbância. Também retirou-se uma amostra após a mistura do meio de cultura com o inóculo para realizar a leitura. O Espectrofotômetro é utilizado para medir a absorção de luz por uma substância em uma faixa de comprimentos de onda ultravioleta (UV) e visível (Vis). A resposta da leitura desse tipo de espectrofotômetro é geralmente dada em unidades de absorbância (também conhecida como absortividade) ou transmitância. O comprimento de onda definido no aparelho foi de 680 nm.

Para fazer a análise do crescimento no quesito biomassa, foi feito uma curva de crescimento baseada no peso seco da cepa utilizada no cultivo. A curva através do peso seco é uma representação gráfica do crescimento de um organismo ao longo

do tempo, essa curva é feita usando o peso seco da biomassa (peso da matéria sólida após a remoção da água) pelo valor da absorbância já analisado no espectrofotômetro, a Figura 21 mostra as membranas com a amostra da biomassa seca concentrada e suas diluições.

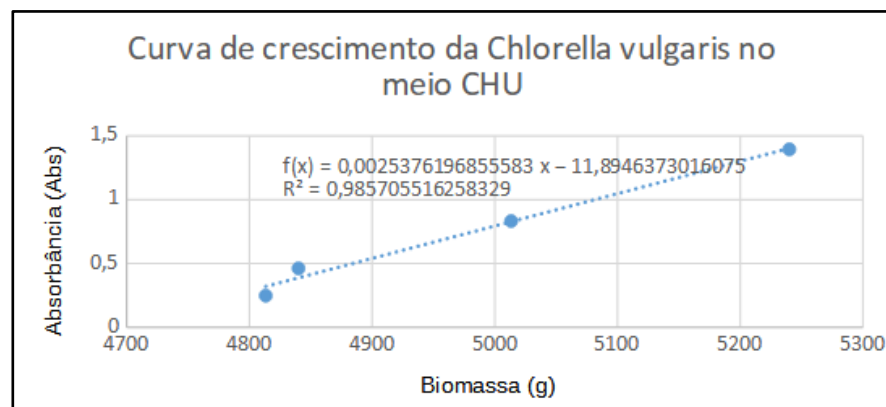
Figura 21 - Membranas com a amostra da cepa concentrada e suas diluições



Fonte: Autoria própria (2023)

Os dados do peso seco da cepa resultaram no gráfico visto na Figura 22 com a Equação 1 da reta, onde o eixo y do gráfico se refere a absorbância e o eixo x se refere a biomassa em gramas.

Figura 22 - Curva de crescimento da Chlorella Vulgaris no meio de cultura CHU



Fonte: Autoria própria (2023)

$$y = 0,0025 x - 11,895$$

(1)

4 RESULTADOS E DISCUSSÕES

Para o ambiente desenvolvido, foram realizados três testes de cultivo, dois sendo com 10 dias de duração e um sendo com 8 dias, os dois primeiros testes foram preparados com a proporção de 5 ml de cepa para 500 ml de meio de cultura, e o último teste foi preparado com 10 ml de cepa para 1000 ml de meio de cultura. Todos os testes foram realizados em dois ambientes, um controlado e outro não controlado. Os dois primeiros testes foram conduzidos a fim de se analisar o comportamento dos microrganismos, como primeiro contato, e fazer os ajustes dos parâmetros de controle do ambiente controlado.

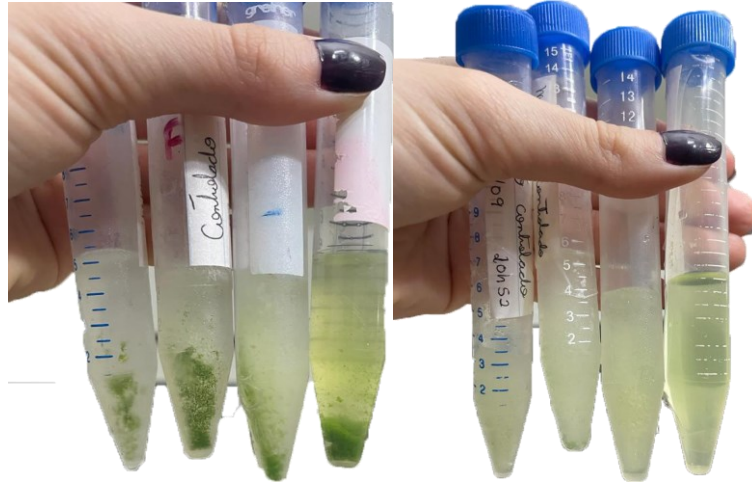
Ambos os testes, mesmo com a variação do ambiente controlado devido aos ajustes, tiveram um crescimento considerável das microalgas quando comparados com o cultivo do ambiente não controlado. Como esses cultivos foram feitos somente para testes e ajustes do ambiente controlado, o aumento na produtividade das microalgas foi observado através da clorofila e da biomassa produzida, sendo feita a comparação entre um ambiente e outro, não sendo contabilizado o peso em gramas da biomassa resultante. A comparação entre os dois ambientes pode ser vista nas Figuras 23 e 24, onde é possível observar que a imagem da esquerda de ambas as figuras possuem uma quantidade maior de biomassa algal quando comparadas com as imagens da direita, retratando o aumento no crescimento do cultivo quando submetido a um ambiente controlado.

Figura 23 - 1 Cultivo teste de 500ml de meio de cultura para 5ml de cepa. Após os 10 dias, comparação entre o ambiente controlado (esquerda) e o ambiente não controlado (direita)



Fonte: Autoria própria (2023)

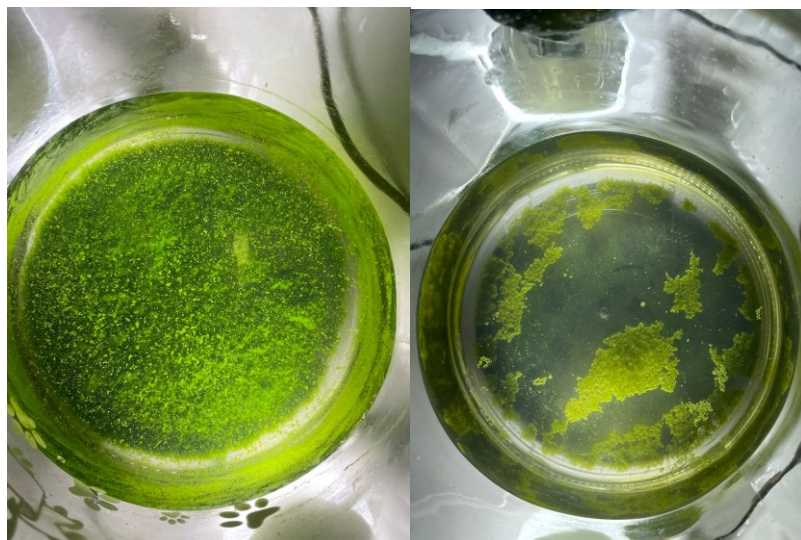
Figura 24 - Amostras retiradas dos cultivos sendo as mesmas do 2º, 4º, 6º e 8º dia de cultivo. Comparação entre o ambiente controlado e o ambiente não controlado



Fonte: Autoria própria (2023)

Já no último ensaio, realizado com 8 dias de duração, houve uma diferença significativa de um ambiente para o outro como visto na Figura 25. Percebeu-se essa diferença não somente pela clorofila, mas também pela diferença de biomassa e de pH do meio.

Figura 25 - 3º Cultivo com proporção de 1000 ml de meio de cultura para 10 ml de cepa. Comparação entre o ambiente controlado e o ambiente não controlado após os 8 dias de cultivo



Fonte: Autoria própria (2023)

No decorrer deste último ensaio, observou-se um fenômeno interessante em relação ao pH do meio de cultura das microalgas *Chlorella*. O pH do meio foi medido através das amostras coletadas durante os 8 dias de cultivo, analisando uma a uma separadamente de ambos os cultivos, controlado e não controlado. Por se tratar de uma sonda de pH, notou-se que a variação do resultado era sensível ao movimento, por esse motivo, as leituras foram realizadas com as amostras, uma vez que o ambiente de cultivo em si apresentava alguma agitação devido à aeração proporcionada pela bomba de oxigênio com a pedra porosa.

Conforme o crescimento das microalgas avançava, notou-se um aumento gradual no pH do meio, isso para o ambiente controlado, já o ambiente não controlado houve um pequeno crescimento, e isso se comprova através dos valores de pH vistos na Tabela 3. Essa elevação do pH pode ser atribuída ao processo de fotossíntese das microalgas, onde a absorção de dióxido de carbono e a liberação de oxigênio acabam alcalinizando o meio. Esse ajuste natural no pH do ambiente de cultivo demonstra a importância de monitorar não apenas a biomassa e a clorofila, mas também as condições químicas do meio, a fim de otimizar o desenvolvimento das microalgas *Chlorella* e, conseqüentemente, a produtividade do cultivo.

Tabela 3 - Leitura do pH através das amostras coletadas dos ambientes de cultivo.

pH		
	Ambiente controlado	Ambiente não controlado
1º dia de cultivo	7,03	7,09
2º dia de cultivo	7,30	7,19
3º dia de cultivo	7,58	6,90
4º dia de cultivo	8,35	7,03
5º dia de cultivo	8,40	7,45
6º dia de cultivo	8,42	7,23
7º dia de cultivo	8,51	7,17
8º dia de cultivo	8,33	7,11

Fonte: Autoria própria (2023)

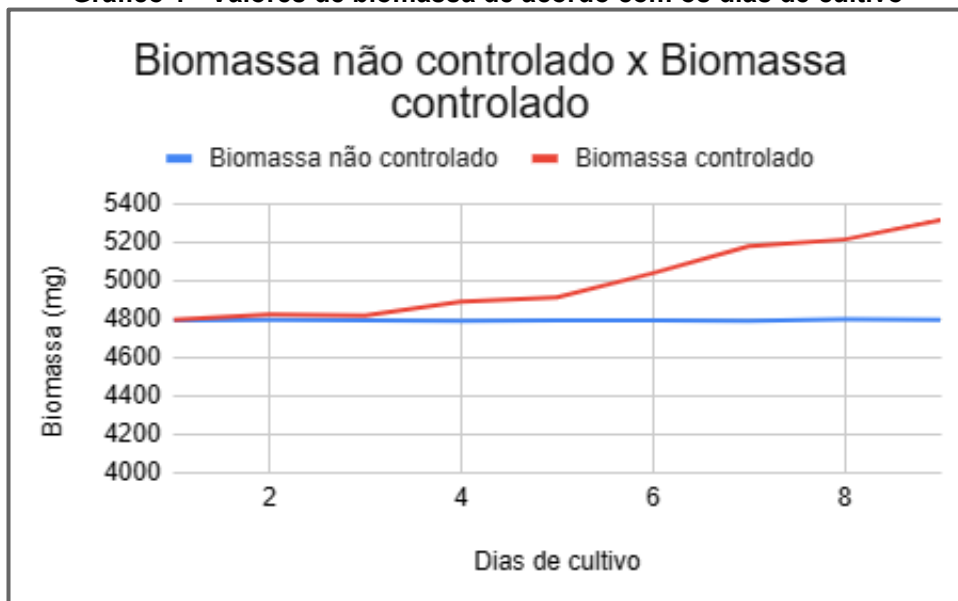
Além do crescimento ser observado pelo pH e pela clorofila, o crescimento foi comprovado também através do crescimento da biomassa em gramas utilizando a Equação 1 mencionada na seção 3.7. A Tabela 4 abaixo, mostra os valores de absorvância lidos no espectrofotômetro e o crescimento em gramas da biomassa de cada amostra retirada do cultivo não controlado e do cultivo controlado durante os 8 dias e nos gráficos 1 e 2 pode-se visualizar melhor os valores de biomassa e absorvância de cada cultivo.

Tabela 4 - Leitura das amostras coletadas para obtenção da absorbância através do equipamento Espectrofotômetro

Sistema não controlado			Sistema controlado		
Amostra	Absorbância	Biomassa	Amostra	Absorbância	Biomassa
Amostra meio de cultura CHU puro	0.000 Abs	-	Amostra meio de cultura CHU puro	0.000 Abs	-
Amostra inicial da cepa com o meio de cultura	0.087 Abs	4.792,8 g	Amostra inicial da cepa com o meio de cultura	0.090 Abs	4.794,0 g
1º amostra - 1º dia de cultivo	0,095 Abs	4.796,0 g	1º amostra - 1º dia de cultivo	0,162 Abs	4.822,8 g
2º amostra - 2º dia de cultivo	0,082 Abs	4.790,8 g	2º amostra - 2º dia de cultivo	0,150 Abs	4.818,0 g
3º amostra - 3º dia de cultivo	0,078 Abs	4.789,2 g	3º amostra - 3º dia de cultivo	0,329 Abs	4.889,6 g
4º amostra - 4º dia de cultivo	0,085 Abs	4.792,0 g	4º amostra - 4º dia de cultivo	0,384 Abs	4.911,6 g
5º amostra - 5º e último dia de cultivo	0,083 Abs	4.791,2 g	5º amostra - 5º dia de cultivo	0,701 Abs	5.038,4 g
6º amostra - 6º dia de cultivo	0,077 Abs	4.788,8g	6º amostra - 6º dia de cultivo	1,054 Abs	5.179,6 g
7º amostra - 7º dia de cultivo	0,101 Abs	4.798,4 g	7º amostra - 7º dia de cultivo	1,140 Abs	5.214,0 g
8º amostra - 8º dia de cultivo	0,091 Abs	4.794,4 g	8º amostra - 8º = dia de cultivo	1,393 Abs	5.315,2 g

Fonte: Autoria própria (2023)

Gráfico 1 - Valores de biomassa de acordo com os dias de cultivo



Fonte: Aatoria própria (2023)

Gráfico 2 - Valores de absorvância de acordo com os dias de cultivo



Fonte: Aatoria própria (2023)

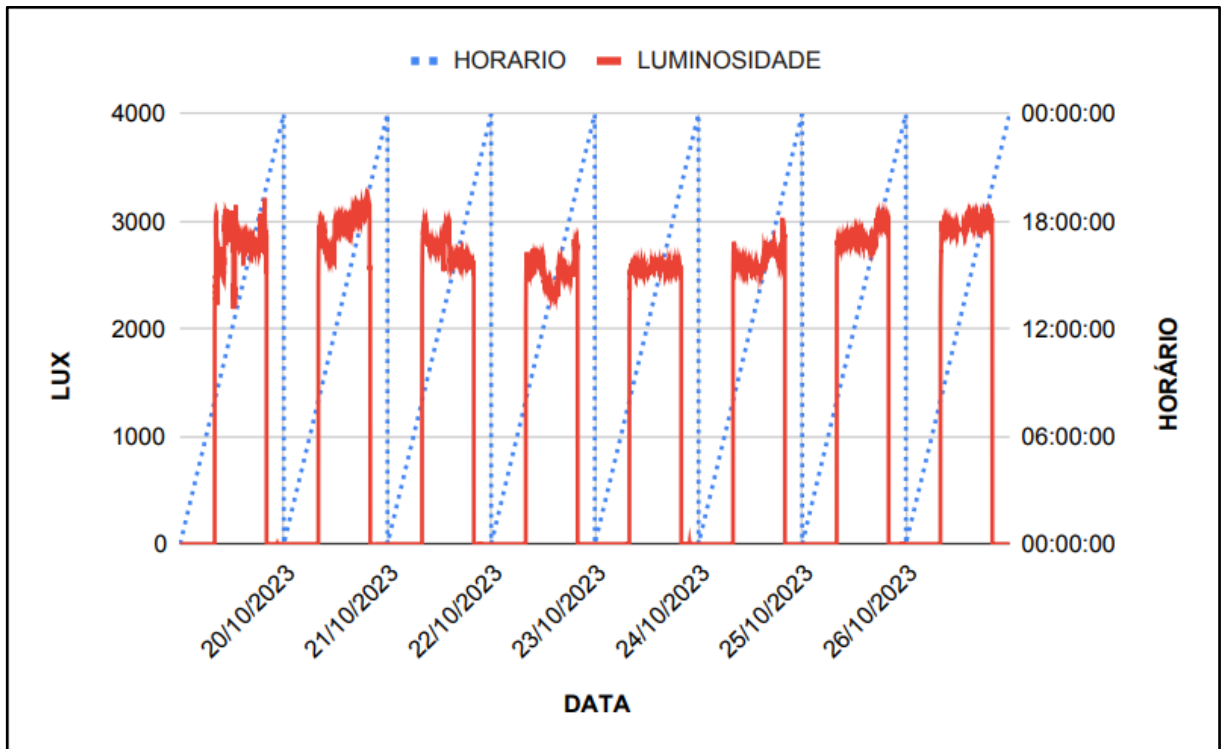
A respeito da intensidade luminosa observou-se que a intensidade escolhida para o projeto se mostrou apropriada para sustentar o crescimento contínuo das microalgas, mantendo-se, em média, na faixa de 2300 a 3100 lux, dentro desse intervalo de iluminação, não houve evidência de fotoinibição. O valor da intensidade luminosa variou de um dia para o outro, em resposta às mudanças na concentração de clorofila, mas sempre se manteve dentro da faixa mencionada.

A respeito do desempenho do controlador Proporcional utilizado no projeto para controlar a resistência elétrica, ele atuou conforme o esperado em todos os cultivos, mantendo a resistência desligada quando a temperatura ultrapassava 25°C e a ligava de forma proporcional quando a temperatura caía abaixo desse limite. Vale ressaltar que os cultivos foram inicializados no inverno mas devido às mudanças climáticas e as altas temperaturas na região, mesmo no fim do inverno, a temperatura dos cultivos raramente ficou abaixo dos 25°C, sendo a resistência pouco utilizada nesses casos, entretanto, acredita-se que, seu uso será válido em dias mais frios do ano ou em regiões onde as temperaturas são amenas.

Devido à alta temperatura ambiente em conjunto com o calor dissipado pelas lâmpadas de LED, a temperatura média nos cultivos se manteve próxima aos 30°C, o que foge da temperatura citada como ideal no item 3.2 da sessão 3. O sistema de refrigeração elaborado no projeto, ajudou a reduzir a temperatura do ambiente controlado, diminuindo a temperatura na faixa de 2°C a 4°C. Contudo, devido às temperaturas excessivamente elevadas, que em alguns dias excederam o limiar de 30°C, constatou-se que o sistema de refrigeração não atingiu o grau de eficácia desejado na redução da temperatura, sendo necessário em trabalhos futuros, a execução de um sistema de refrigeração capaz de manter o sistema na temperatura de 25°C. Apesar da temperatura ter superado o valor ideal, não se observou impacto adverso no desenvolvimento dos microrganismos, todavia, é um fator importante a ser monitorado e controlado dependendo do objetivo do cultivo, pois a temperatura pode influenciar de forma direta na concentração de lipídios e proteínas.

Na Figura 26, apresentam-se os registros dos dados coletados pelos sensores de luminosidade e temperatura ao longo do período de 8 dias de cultivo em condições controladas. Pelo gráfico é possível observar através da quantidade de lux o período em que as lâmpadas no cultivo ficam acesas, sendo as mesmas ligadas às 8 horas da manhã, e o período em que as lâmpadas ficam apagadas, sendo desligadas às 8 horas da noite. É notável que, em alguns, desses dias, a quantidade de amostras de dados tenha sido reduzida devido a interrupções na conexão Wi-Fi, resultando na impossibilidade de registrar certos conjuntos de dados na planilha. Cabe ressaltar que os dados foram registrados na planilha com intervalos de 50 segundos entre cada leitura.

Figura 26 - Registro dos dados coletados de luminosidade durante os 8 dias de cultivo no ambiente controlado



Fonte: Autoria própria (2023)

Em síntese, ao analisar o desempenho dos cultivos ao longo dos 8 dias de experimento, observamos que o cultivo controlado apresentou um notável aumento de 10,9% na biomassa em comparação ao cultivo não controlado. Os controladores implementados (ON-OFF e Proporcional) foram funcionais, apesar de precisarem de refinamentos futuros. O monitoramento dos dados do sistema de cultivo foi implementado, sendo possível acompanhar remotamente as condições de processo. Esse resultado destaca a eficácia do sistema de controle implementado, evidenciando a importância da gestão precisa de parâmetros no cultivo.

5 CONCLUSÕES

Com os elementos de *hardware*, sensores e atuadores, foi possível monitorar e controlar os parâmetros de forma eficaz das condições de cultivo do ambiente. A estrutura utilizada no *software* foi capaz de executar várias operações ao mesmo tempo, o que desempenha um papel fundamental na criação de um ambiente ideal, dispondo do monitoramento e do controle de várias variáveis ao mesmo tempo.

O controle proporcional projetado foi essencial no projeto para que a resistência aquecesse a água gradativamente quando a temperatura estivesse abaixo de 25° C. Esse controle da resistência faz com que as microalgas que estão sendo cultivadas não sofram nenhuma degradação, pois quando a temperatura aumenta abruptamente, as microalgas são submetidas a um estresse térmico significativo, o que pode ter efeitos adversos sobre seu crescimento e desenvolvimento. Esse estresse térmico pode levar à desaceleração do crescimento, perda de viabilidade celular e, em casos mais graves, à morte das microalgas. Portanto, o controle proporcional cuidadosamente projetado permite que a resistência aqueça a água de forma gradual, evitando mudanças abruptas de temperatura que possam ameaçar a saúde das microalgas.

Em relação ao controle ON/OFF utilizado para acionar e desacionar o funcionamento das lâmpadas no sistema, ele desempenhou um papel crucial. Esse controle permitiu que as lâmpadas operassem em um fotoperíodo de 12 horas, o que se revelou de extrema importância para evitar a fotoinibição no cultivo das microalgas, garantindo assim um desenvolvimento saudável e um crescimento ótimo.

A fotoinibição ocorre quando as microalgas são expostas a níveis excessivos de luz, o que pode resultar na redução da taxa de fotossíntese e danos às células. Ao estabelecer um fotoperíodo bem equilibrado, no caso de 12 horas de luz e 12 horas de escuridão, o controle de luminosidade garante que as microalgas recebam a quantidade adequada de luz para a fotossíntese, sem exceder os limites que poderiam causar danos. Isso otimiza a produção de biomassa e a qualidade do cultivo, contribuindo para um rendimento mais consistente e eficiente no cultivo de microalgas.

Quanto ao monitoramento de dados realizado por meio da planilha do Google Sheets, inicialmente, revelou-se um método eficaz devido à capacidade de registrar os dados em tempo real e disponibilizá-los para acesso em qualquer local. Além disso, a função de plotagem automática de gráficos com as informações coletadas

proporcionou uma análise mais detalhada, permitindo uma constante supervisão dos parâmetros e a detecção de eventuais problemas no sistema. Contudo, é importante ressaltar que esse método de armazenamento de dados possui uma limitação significativa, que é a sua dependência de uma conexão à internet estável, uma vez que, em casos de instabilidade na rede, os dados não são carregados na planilha, o que compromete a análise completa das informações.

É importante notar que o projeto ainda apresenta diversas áreas passíveis de aprimoramento, que são identificadas como oportunidades para futuros desenvolvimentos. Sugere-se que seja implementado um sistema de refrigeração com pastilha peltier a fim de proporcionar um resfriamento mais eficaz do meio de cultura em dias mais quentes, onde a temperatura ambiente exceda os 28 °C.

Além disso, como perspectiva para trabalhos futuros, propõe-se a instalação de um eixo central com pás dedicadas à agitação do meio, uma vez que a agitação realizada pela bomba de oxigênio é limitada, pois sua função principal é a oxigenação do meio e não a agitação do mesmo. No entanto, mesmo com as limitações referentes a variação da temperatura externa, conexão com a internet via *wi-fi* instável, entre outras, o sistema agiu como esperado, pois a eficácia do sistema de controle projetado, alcançou o objetivo geral do trabalho que é o aumento da produção das microalgas controlando-se e monitorando alguns dos principais parâmetros de cultivo do sistema. Isso demonstra a importância da aplicação de tecnologias avançadas e uma abordagem cuidadosa para otimizar as condições de cultivo, resultando em um aumento produtivo. Este projeto representa um passo significativo no desenvolvimento de sistemas de cultivo controlado e oferece perspectivas promissoras para aplicações futuras na produção de microalgas e outros organismos similares.

REFERÊNCIAS

- AKAR, T.; TUNALI, S. **Biosorption characteristics of *Aspergillus flavus* biomass for removal of Pb(II) and Cu(II) ions from an aqueous solution.** *Bioresource Technology*, v. 97, n. 15, p. 1780-1787, 2006.
- ANDRADE, Diva Souza; COLOZZI FILHO, Arnaldo (editores). **Microalgas de Águas Continentais, Volume 2: Produção de Biomassa e Coprodutos.** Londrina: LAPAR Instituto Agrônômico do Paraná, 2014.
- ANDRADE, Michele da Rosa; COSTA, Jorge Alberto Vieira. **Cultivo da microalga *Spirulina platensis* em fontes alternativas de nutrientes.** 2008.
- ANTELO, Francine S.; COSTA, Jorge A.V.; KALIL, Susana J. **Thermal degradation kinetics of the phycocyanin from *Spirulina platensis*.** *Biochemical Engineering Journal*, [S. l.], ano 2008, v. 41, n. 1, p. 43-47, 1 ago. 2008. DOI <https://doi.org/10.1016/j.bej.2008.03.012>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1369703X08000867>. Acesso em: 19 nov. 2021.
- BACKES, André. **Linguagem C: Completa e Descomplicada.** Grupo GEN, 2023. *E-book*. ISBN 9788595152090. Disponível em: <https://integrada.minhabiblioteca.com.br/#/books/9788595152090/>. Acesso em: 21 set. 2023.
- BICUDO, Carlos Eduardo de Mattos; MENEZES, Mariângela. **As algas do Brasil.** Rio de Janeiro, 2010. 49-60 p. v. 1. ISBN 978-85-8874-242-0.
- BOROWITZKA, M. A. **Commercial production of microalgae: ponds, tanks, tubes and fermenters.** *J Biotechnol.* 70, 313-321, 1999.
- BRÁNYIKOVÁ, Irena *et al.* **Microalgae - Novel Highly Efficient Starch Producers.** *Biotechnology and Bioengineering*, República Tcheca, 2011, doi: 10.1002/bit.23016
- BRITO, N. N. *et al.* **Utilização de fungos na remediação de efluentes industriais.** In: FÓRUM DE ESTUDOS CONTÁBEIS, 4., 2004, Rio Claro. Anais... Rio Claro: Faculdades Integradas Claretianas, 2004.
- BRENNAN, L; OWENDE, P. **Biofuels from microalgae—A review of Technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products.** *Renewable and Sustainable Energy Reviews.* 2010.
- CHEN, S., CHEN, X., PENG, Y. and PENG, K. **A mathematical model of the effect of nitrogen and phosphorus on the growth of blue-green algae population.** *Applied Mathematical Modelling*, vol.33, p.1097-1106, 2009.
- CHEN, Y.-H.; T. WALKER. **Biomass and lipid production of heterotrophic microalgae *Chlorella protothecoides* by using biodiesel-derived crude glycerol.** *Biotechnology Letters*, p. 1-11. 2011.

CHISTI, Y. **Biodiesel from microalgae**. v. 25, p. 294–306, 2007.

CHISTI, Y. **Biodiesel from microalgae beats bioethanol**. n. January, 2008.

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

COHEN, Z. **Chemicals from microalgae**. London: Taylor & Francis, 1999.

CONVERTI, Attilio et al. **Effect of temperature and nitrogen concentration on the growth and lipid content of *Nannochloropsis oculata* and *Chlorella vulgaris* for biodiesel production**. Chemical Engineering and Processing: Process Intensification, [s. l.], ano 2009, v. 48, ed. 6, p. 1146-1151, 2009. DOI <https://doi.org/10.1016/j.cep.2009.03.006>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0255270109000415>. Acesso em: 19 nov. 2021.

Cunha, A. E. P. (2020). **Chlorella vulgaris: Influência da intensidade luminosa e exposição ao H₂O₂ sobre o crescimento e acumulação de lípidos e carotenoides**. Dissertação para obtenção do Grau de Mestre em Biotecnologia (2º ciclo de estudos). Setembro de 2020.

DataSheet: ESP32 Series: Specifications of esp32 family of chips. 3.3. ed. [S. l.], 2020. 62 p. Disponível em: https://www.espressif.com/sites/default/files/documentation/esp32_datasheet_en.pdf. Acesso em: 01 set. 2023.

Deitel, H.M. **C++ Como Programar**. 5ª ed. São Paulo: Pearson Education do Brasil, 2006. 6 p.

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

DORF, C. R; BISHOP, H. R. **Sistemas de Controle Modernos**, 13. ed. São Paulo: Grupo GEN, 2018.

EVAHERRADA. **Unified sensor driver for Adafruit's TSL2561 breakouts**. 2023. Disponível em: GitHub - adafruit/Adafruit_TSL2561: Unified sensor driver for Adafruit's TSL2561 breakouts. Acesso em: 10 set. 2023.

EVELIN, Rafael Rennó. **Controle ON/OFF através de periféricos que monitoram as variáveis temperatura e umidade para o melhor conforto térmico**. Orientadora: Maria Marony Sousa Farias. 2011. 78 f. TCC (Graduação) - Curso de Engenharia de Computação, Faculdade de Tecnologia e Ciências Aplicadas - FATECS, Centro Universitário de Brasília, 2011. Disponível em: <https://repositorio.uniceub.br/jspui/handle/123456789/3141>.

FRANCESCHINI, IARA MARIA *et al.* **ALGAS: Uma abordagem filogenética, taxonômica e ecológica**. Porto Alegre: Artmed Editora S.A, 2010. 323 p. ISBN 978853632156-1.

- FREIRE, R. S. *et al.* **Novas tendências para o tratamento de resíduos industriais contendo espécies organocloradas.** Química Nova, São Paulo, v. 23, n. 4, p. 504-511, 2000.
- GOLDMAN J. C. **Carbon dioxide and pH: Effect on species succession of algae.** Science. 1973.
- GONÇALVES, Ana L.; PIRES, José CM; SIMOES, Manuel. **The effects of light and temperature on microalgal growth and nutrient removal: an experimental and mathematical approach.** RSC advances, v. 6, n. 27, p. 22896-22907, 2016.
- GUERRA, R. A. T. *et al.* C 569 Cadernos Cb Virtual 2. João Pessoa: Ed. Universitária, 2011. 610p.: II. ISBN: 978-85-7745-902-5. Educação a Distância. 2. Biologia. I. UFPB/BC.
- GUILLARD, R. R. L. **Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates.** In: SMITH, W. L., CHANLEY, MH. (Eds.). Culture of marine invertebrate animals. New York: Plenum, 1975.
- GUIRY, Michael D. e GUIRY, Gwendoline M. **AlgaeBase**, National University of Ireland, Galway. Disponível em: <https://www.algaebase.org>. Acesso em: 04/09/2023.
- HENRARD, A. S. A. (2009). **Cultivo semicontínuo das microalgas Cyanobium sp. e Chlorella sp.** (Dissertação de mestrado). Universidade Federal do Rio Grande - FURG, Escola de Química e Alimentos, Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos, Orientador: Prof. Dr. Jorge Alberto Vieira Costa.
- HENRIKSON, R. **Microalga Spirulina: Superalimento del futuro.** Barcelona: Ediciones S.A. Urano, ISBN: 84-7953-047-2, 1994.
- HOEK, V. D.; MANN, D. G.; JAHNS, H. M. 1995. **Algae: an introduction to phycology.** Cambridge University Press, Cambridge, UK, 623pp.
- JOHN R.P., ANISHA G., NAMPOOTHIRI K. M. (2011). **Micro and macroalgal biomass: A renewable source for bioethanol.** Bioresource Technology, 102: 8.
- KARAM, Letícia Machado; SOCCOL, Carlos Ricardo. **Efeito da temperatura e pH no cultivo de Spirulina major.** Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR, v. 10, n. 1, 2007.
- KHOEYI, Zahra Amini; SEYFABADI, Jafar; RAMEZANPOUR, Zohreh. **Effect of light intensity and photoperiod on biomass and fatty acid composition of the microalgae, Chlorella vulgaris.** Aquaculture International, Iran, 2012, doi: 10.1007/s10499-011-9440-1
- KNIE, J.L.W.; LOPES, E.W.B. **Testes ecotoxicológicos: métodos, técnicas e aplicações.** Florianópolis : FATMA/GTZ. 2004. 289p.
- LEITE, João Carlos Segatto. **Econtrole de Temperatura em Tanque Através de Arduino Baseado no Controle On/Off.** In: **IV Simpósio Paranaense de Modelagem, Simulação e Controle de processos**, 2019. Disponível em: <https://www.researchgate.net/profile/Joao-Leite->

43/publication/340697387_ECONTROLE_DE_TEMPERATURA_EM_TANQUE_ATRAVES_DE_ARDUINO_BASEADO_NO_CONTROLE_ONOFF/links/62cf325be2a50139890478bb/ECONTROLE-DE-TEMPERATURA-EM-TANQUE-ATRAVES-DE-ARDUINO-BASEADO-NO-CONTROLE-ON-OFF.pdf. Acesso em: 13 de agosto de 2023.

LEE, R.E. 2008. Phycology. Cambridge: Cambridge University Press.

LOPES, L. P. da C. **Processo produtivo de microalgas para produção de biocombustíveis, um modelo para o Brasil**. 89 p. Dissertação (Mestrado em Engenharia do Curso de Mestrado Profissional em Produção, no Programa de Pós-Graduação em Engenharia Aeronáutica e Mecânica) — Instituto Tecnológico de Aeronáutica (ITA), São José dos Campos - São Paulo, 2014.

LOURENÇO, S. O. **Cultivo de Microalgas Marinhas – Princípios e Aplicações** – São Carlos: RiMa, 2006.

MADEIRA, Daniela. **Controlador Proporcional. Embarcados**. Disponível em: <https://embarcados.com.br/controlador-proporcional/>. Acesso em: (31/08/2023).

MATA, T., MARTINS, A. and CAETANO, N. **Microalgae for biodiesel production and other applications: a review**. Renew. Sust. Energ. Rev., vol.14, p.217–232, 2010.

MARINHO, Yllana Ferreira et al. **Avaliação do crescimento da Chlorella vulgaris em diferentes pH objetivando sua inserção na matéria-prima do biodiesel**. [2009].

MARTINAZZO, Claodomir Antonio; ORLANDO, Tailan. **Comparação entre três tipos de sensores de temperatura em associação com Arduino**. 2016.

MENEZES, M. & Bicudo, C.E.M. 2009. Algas – **Diagnóstico preliminar da biodiversidade no Brasil**. In: Simpósio Metas da Convenção da Biodiversidade para 2010: construindo a Lista de Espécies do Brasil. Pp. 59-64. In: 60o Congresso Nacional de Botânica. Universidade Estadual de Feira de Santana. Feira de Santana: Sociedade Botânica do Brasil.

MILES BURTON. **Arduino Library for Maxim Temperature Integrated Circuits**. 2020. Disponível em: <https://github.com/milesburton/Arduino-Temperature-Control-Library>. Acesso em: 15 set. 2023.

MORAIS, M. G de; MIRANDA, M Z de; COSTA, J. A. V. **Biscoitos de chocolate enriquecidos com Spirulina platensis: características físico-químicas, sensoriais e digestibilidade**. Alimentos e Nutrição Araraquara, v. 17, n. 3, p. 323-328, 2009.

NAZARIO, Cristiano Zanini. **Como publicar dados no Google Sheets usando ESP32**. 2021. Disponível em: <<https://www.crescerengenharia.com/post/aprenda-como-usar-o-esp32-para-publicar-dados-no-google-sheets>>. Acesso em: 30 jul. 2023.

NISE, N. S. **Engenharia de Sistemas de Controle**. 7. ed Grupo GEN, 2017.

Newton C. Braga - Eletrônica, Mecatrônica e Automação. **Como funcionam os fotodiodos (ART1181)**. Disponível em: <https://www.newtoncbraga.com.br/como-funciona/4715-art1181.html>. Acesso em: 15/09/2023.

OGATA, Katsuhiko. **Engenharia de Controle Moderno**. 5ª edição. São Paulo: Pearson, 2010.

OGATA, Katsuhiko. **Engenharia de Controle Moderno**. 5ª Edição São Paulo: Pearson. 2015.

OSHE, S; DERNER, R. B; OZÓRIO, R. Á; CUNHA, P. C. R; LAMARCA, C. P; SANTOS, M. E.; MENDES, L. B. B. **Revisão: Sequestro de carbono realizado por microalgas e florestas e a capacidade de produção de lipídios pelas microalgas**. INSULA, v. 36, p. 39-74, 2007.

PEREIRA, A. R. B., & Freitas, D. A. F. (2012). **Uso de micro-organismos para a biorremediação de ambientes impactados**. Revista Eletrônica em Gestão, Educação <http://cascavel.ufsm.br/revistas/ojs-2.2.2/index.php/reget>.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. *Biologia Vegetal*. 7. ed. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan, 2007. 906p.

RAVEN, J.A. Limits to growth. In: BOROWITZKA, M.A.: BOROWITZKA, L.J. (*Ee Tecnologia Ambiental*, 6(6), 975-1006. Recuperado de ds). **Micro-algal biotechnology**. Cambridge: Cambridge University, 1988. p.331-356.

RAHMAN, Md. Saifur; SON, Min Ho; VAN ANDEL, Willemijn M.; VAN HOUTEN, Fred J. A.; WINKLER, Stefan R.; VAN BOXTAL, Antonius L. R.; JANSSEN, Marcel. **Modeling of the effects of pH and temperature on algae growth**. *Algal Research*, v. 7, p. 59-70, 2015.

RATOMSKI, Patryk; HAWROT-PAW, Malgorzata. **Production of Chlorella vulgaris Biomass in Tubular Photobioreactors during Different Culture Conditions**. *Applied Sciences*, Polônia, 2021, doi: 10.3390/app11073106

Safi, C., Zebid, B., Merah, O., Pontalier, P., & Vaca-García, C. (2014). **Morphology, composition, production, processing and applications of Chlorella vulgaris: A review**. *Renewable & Sustainable Energy Reviews*, 35, 265-278. <http://dx.doi.org/10.1016/j.rser.2014.04.007>

SAKAI, N., SAKAMOTO, Y., KISHIMOTO, N., CHIHARA, M., KARUBE, I. **Chlorella strains from hot springs tolerant to high temperature and high CO2**. *Energy Convers Manage*. 16, 693-696, 1995.

SALES, E. A. *et al.* **Fungos em ambientes marinhos e salobros do Brasil**. *Publicações Avulsas do Instituto Pau Brasil de História Natural*, n. 5, p. 1-85, 2015.

SEDRA, A. S., & Smith, K. C. (2004). *Microeletrônica*. São Paulo: **Pearson Prentice Hall**.

SKOOG, Douglas A.; WEST, Donald M.; HOLLER, F J.; CROUCH, Stanley R. **Fundamentos de Química Analítica: Tradução da 9ª edição norte-americana.** Cengage Learning Brasil, 2015. *E-book*. ISBN 9788522121373. Disponível em: <https://integrada.minhabiblioteca.com.br/#/books/9788522121373/>. Acesso em: 13 ago. 2023.

SOBCZUK, T. M.; CHISTI Y. **Potential fuel oils from the microalga *Choricystis minor*.** J Chem Technol Biotechnol. v. 85, p. 100-108. 2010.

TARRASCO, Maite do Amaral; WERNECK, Marcelo Pinheiro. **Controle On-Off de uma Planta de Controle de Temperatura.** São José dos Campos, outubro de 2018.

TEIXEIRA, Fernanda Gabriela do Nascimento. **Cultivo de Microalgas em Meios de Cultura,** outubro de 2023.

VIDOTTI, ANNAMARIA DÓRIA SOUZA. **ANÁLISE PROTEÔMICA, CRESCIMENTO E COMPOSIÇÃO CELULAR DA MICROALGA *Chlorella vulgaris* SOB AUTOTROFIA, MIXOTROFIA E HETEROTROFIA.** 191 p. Tese doutorado (Engenharia química) - Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2015.

VIDOTTI, Annamaria D.S. et al. **Analysis of autotrophic, mixotrophic and heterotrophic phenotypes in the microalgae *Chlorella vulgaris* using time- 57 resolved proteomics and transcriptomics approaches.** Algal Research, São Paulo, 2020, doi: 10.1016/j.algal.2020.102060.

VOOGT, P. A.; VAN DONGEN, J. T.; DE VRIES, S.; HARTEMINK, A. E. **Temperature and Light Responses of Photosynthesis in *Nannochloropsis oculata* (Eustigmatophyceae).** Journal of Phycology, v. 42, n. 4, p. 849-853, 2006.

VOOGT, P. A.; VAN DONGEN, J. T.; HARTEMINK, A. E.; VREUGDENHIL, D. **Light and temperature dependence of photosynthetic rates and RuBisCO activity during the cold acclimation of two winter rye cultivars.** Plant Physiology and Biochemistry, v. 44, n. 5-6, p. 439-448, 2006.

WILSON, E.O. 1992. **The Diversity of Life.** Cambridge: Belknap Press.

YAMAMOTO, M.; FUJISHITA, M.; HIRATA, A.; KAWANO, S. **Regeneration and maturation of daughter cell wall sinthe autospore-forming green alga *Chlorella vulgaris* (Chlorophyta, Trebouxiophyceae).** JPlant, v.117, p.257–64. 2004.

YAMAMOTO, M.; KURIHARA, I.; KAWANO, S.; **Late type of daughter cell wall synthesis in one of the Chlorellaceae, *Parachlorella kessleri* (Chlorophyta, Trebouxiophyceae).** Planta; 221:766–75.2005.

YUNA, M. S. H. L. *et al.* **Carbon dioxide fixation by *Chlorella* sp. (Chlorophyceae) using an innovative photobioreactor.** Algal Research, v. 15, p. 86-96, 2016.