



Universidade Estadual Paulista
"Júlio de Mesquita Filho"
Programa Interunidades



Mestrado

Engenharia Civil e Ambiental

GABRIELA SANTOS CARDOZO

**Avaliação do potencial de pós-tratamento de esgoto doméstico
utilizando microalgas nativas em clima tropical**

Bauru
2022



GABRIELA SANTOS CARDOZO

**Avaliação do potencial de pós-tratamento de esgoto doméstico
utilizando microalgas nativas em clima tropical**

Dissertação apresentada como requisito
para a obtenção do título de Mestre em
Engenharia Civil e Ambiental da
Universidade Estadual Paulista "Júlio de
Mesquita Filho", Área de Concentração
Saneamento.

Orientador: Prof. Dr. Gustavo Henrique
Ribeiro da Silva

Coorientador: Prof. Dra. Fabiana Alves
Fiore Pinto

Bauru
2022



C268a	Cardozo, Gabriela Santos Avaliação do potencial de pós-tratamento de esgoto doméstico utilizando microalgas nativas em clima tropical / Gabriela Santos Cardozo. -- Bauru, 2022 162 p. Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Engenharia, Bauru Orientador: Gustavo Henrique Ribeiro da Silva Coorientadora: Fabiana Alves Fiore Pinto 1. Engenharia Ambiental. 2. Microalgas. 3. Pós Tratamento de Esgoto. 4. Remoção de Nutrientes. 5. Clima Tropical. I. Título.
-------	---

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Engenharia, Bauru. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

ATA DA DEFESA PÚBLICA DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO DE GABRIELA SANTOS CARDOZO, DISCENTE DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA CIVIL E AMBIENTAL, DA FACULDADE DE ENGENHARIA - CÂMPUS DE BAURU.

Aos 06 dias do mês de julho do ano de 2022, às 10:15 horas, por meio de Videoconferência, realizou-se a defesa de DISSERTAÇÃO DE MESTRADO de GABRIELA SANTOS CARDOZO, intitulada **Avaliação do potencial de pós-tratamento de esgoto doméstico utilizando microalgas nativas em clima tropical**. A Comissão Examinadora foi constituída pelos seguintes membros: Prof. Dr. GUSTAVO HENRIQUE RIBEIRO DA SILVA (Orientador(a) - Participação Virtual) do(a) Departamento de Engenharia Civil e Ambiental / Faculdade de Engenharia de Bauru UNESP, Prof. Dr. RODRIGO DE FREITAS BUENO (Participação Virtual) do(a) CECS - Centro de Engenharia, Modelagem e Ciências Sociais Aplicadas da UFABC / Universidade Federal do ABC, Profa. Dra. MARIA DE LOURDES FLORENCIO DOS SANTOS (Participação Virtual) do(a) Engenharia Civil e Ambiental / Universidade Federal de Pernambuco. Após a exposição pela mestrande e arguição pelos membros da Comissão Examinadora que participaram do ato, de forma presencial e/ou virtual, a discente recebeu o conceito final: Aprovada _____. Nada mais havendo, foi lavrada a presente ata, que após lida e aprovada, foi assinada pelo(a) Presidente(a) da Comissão Examinadora.

Gustavo
Henrique
Ribeiro da Silva

Assinado de forma digital por
Gustavo Henrique Ribeiro da Silva
DN: cn=Gustavo Henrique Ribeiro da
Silva, o, ou,
email=gustavo.ribeiro@unesp.br,
c=BR
Dados: 2022.07.08 15:19:33 -03'00'

Prof. Dr. GUSTAVO HENRIQUE RIBEIRO DA SILVA

Dedicatória

Dedico este trabalho aos meus pais, Alcides e Dinalva, que com muito amor e dedicação garantiram que desde cedo eu pudesse ser quem quisesse e que nenhuma oportunidade era distante demais dos meus sonhos.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus por ter propiciado tantas conquistas para que aqui eu estivesse hoje representando tantas outras pessoas com o mesmo sonho.

Agradeço ao meu orientador, Prof. Dr. Gustavo Ribeiro pelos ensinamentos e dedicação mesmo quando o assunto era muito novo para mim. Agradeço também a minha coorientadora Prof. Dra. Fabiana Fiore por todo o suporte, por acreditar mais uma vez na minha capacidade e dividir comigo essa jornada.

Ao Departamento de Engenharia Civil e Ambiental da Unesp de Bauru pela infraestrutura. Ao laboratório de Saneamento em especial aos colaboradores do DAE Elieni e Rafael, pela ajuda na realização das análises e todo o apoio na rotina do laboratório. A todos os colegas e amigos do grupo de pesquisa, em especial a Thalita e ao Adriano pelo apoio, por estarem sempre dispostos a me ajudar e principalmente pela amizade que aliviou os momentos de dificuldade e multiplicaram os momentos de alegria que passei ao lado deles. Aos alunos de iniciação científica, Letícia e Gustavo, que dividiram comigo os momentos finais da pesquisa e me ajudaram a finalizar sem preocupações. Ao James que me ajudou por pouco tempo, porém sua companhia e contribuições foram relevantes ao trabalho.

A todos os professores do Programa de Pós-graduação em Engenharia Civil e Ambiental de Bauru que, de alguma forma, colaboraram com meu desenvolvimento profissional e pessoal.

A minha família que me apoiou em todos os momentos me motivando a continuar e entendendo todas as minhas ausências nos momentos em família. Ao meu esposo, Otacilio, que durante todo o desenvolver da pesquisa se preocupou para que eu não perdesse o meu foco, me acalmando em todos os momentos de medo e dividiu comigo tantos outros momentos de alegrias.

À CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior) pela concessão da bolsa CAPES 88887.510025/2020-00. À FAPESP (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo) pelo financiamento do projeto de pesquisa, processo nº 2018/18367-1.

Enfim, agradeço a todos contribuíram de alguma forma para a realização da minha pesquisa, o meu muito obrigada!

Resumo

A utilização de microalgas no tratamento de esgotos possui a capacidade de unir o tratamento com recuperação de recursos como fonte de energia, nutrientes e água de reuso, coadunando com os princípios da economia circular. As microalgas possuem a capacidade de tratamento de esgotos com diversas características, promovendo a remoção de nutrientes além de promover também a remoção de bactérias patogênicas. Este trabalho teve como principal objetivo avaliar em condições de clima tropical o potencial de pós-tratamento de esgoto previamente tratado anaerobiamente com o uso de um consórcio de microalgas nativas. O estudo de caso foi realizado em escala de bancada em três etapas sequenciais. Na primeira etapa, o efluente após tratamento anaeróbio com RCA foi colocado em quatro condições sendo, área externa com e sem aeração e em sala de cultivo com condições controladas com e sem aeração. Na segunda etapa, os efluentes previamente tratados com FAFA (efluente A) e RCA (efluente B) foram submetidos a condição ótima identificada na primeira. Em ambas as etapas foi avaliada a taxa de crescimento das microalgas e a eficiência dessas na remoção de nutrientes e de bactérias patogênicas. Após o cultivo, na Etapa 3, foi realizada a separação do efluente e da biomassa microalgal utilizando o coagulante orgânico Tanfloc SG para avaliar a qualidade do efluente para reuso não potável. Nos resultados da Etapa 1, foi estabelecido como condição ótima aquela cultivada em área externa com aeração, considerando sua alta remoção de nutrientes, 80,9% e 86,3% para NTK e fósforo total, respectivamente, e remoção acima de 99,9% para bactérias patogênicas. Na Etapa 2 identificou-se que a maior eficiência de remoção de fósforo ocorreu para o efluente A cultivado durante o inverno, remoção de 86,3%. Para o nitrogênio a maior remoção de 92,3% ocorreu no efluente B também cultivado durante o inverno. Em relação aos patógenos todas as condições analisadas apresentaram remoção acima de 99%. A partir dos resultados da Etapa 3 identificou-se que a dosagem ideal de coagulante para o efluente A é maior que para o efluente B, porém ambos apresentaram redução acima de 90% para os parâmetros de cor, turbidez, DO₅₄₀, DO₆₈₀ e DO₇₅₀. Dos resultados obtidos, pode ser concluído que o consórcio de microalgas apresentou crescimento independente das condições ambientais em que se encontrava, porém, durante o verão apresentou desenvolvimento mais acelerado do que no inverno. O consórcio demonstrou também eficiência na redução de nutrientes e bactérias coliformes, porém ficou estabelecida a necessidade de uma etapa de desinfecção e remoção de turbidez para garantir o reuso seguro dos efluentes.

Palavras-chave: pós-tratamento, microalgas, remoção de nutrientes, clima tropical.

Abstract

The use of microalgae in sewage treatment has the capacity of unit the treatment with recovery of resources as a source of energy, nutrients and reuse water, coordinating with the principles of circular economy. Microalgae have the capacity of treatment sewage with several characteristics, promoting the removal of nutrients in addition to promoting the removal of pathogenic bacteria. The main objective of this work was to evaluate under tropical climate conditions the potential of post-treatment sewage previously treated in anaerobic using a consortium of native microalgae. The case study carried out on a bench scale in three sequential steps. In the first stage, the effluent after anaerobic treatment with RCA was placed in four conditions, being, external area with and without aeration and in a culture room with controlled conditions with and without aeration. In the second, the effluents previously treated with FAFA (effluent A) and RCA (effluent B) were cultivated under the best condition identified in the first step. In both stages were analyzed the growth rates of microalgae and the efficiency of removal nutrient and pathogenic bacterias. After the cultivation, in stage 3, the effluent and microalgal biomass were separated using the organic coagulant Tanfloc SG to evaluate the quality of the effluent for non-potable reuse. In the results of stage 1, it was established as an optimal condition that cultivated in an outdoor area with aeration, considering its high nutrient removal, 80.9% and 86.3% for NTK and total phosphorus, respectively, and removal above 99.9 % for pathogenic bacteria. In step 2, it was identified that the highest phosphorus removal efficiency occurred for effluent A cultivated during the winter, removal of 86.3%. For nitrogen, the highest removal of 92.3% occurred in effluent B, also cultivated during the winter. Regarding the pathogens, all conditions analyzed showed removal above 99%. From the results of step 3, it was identified that the ideal dosage of coagulant for effluent A is higher than for effluent B, but both showed a reduction above 90% for the parameters of color, turbidity, OD540, OD680 and OD750. From the results obtained, it can be concluded that the microalgae consortium presented growth independent of the environmental conditions in which it was found, however, during the summer it presented a faster development than in the winter. The consortium also demonstrated efficiency in the reduction of nutrients and coliform bacteria, but the need for a disinfection and turbidity removal step was established to ensure the safe reuse of effluents.

Key words: post-treatment, microalgae, reduction of nutrients, tropical climate.

Índice de Figuras

Figura 1 – a) Cobertura global do saneamento (2000-2017). b) Cobertura global de água potável (2000-2017).	6
Figura 2 – Tipos de tratamento aplicados no Brasil.	9
Figura 3 – Fluxograma da metodologia experimental.	32
Figura 4 – Esquema representativo da ETE Tibiriçá.	33
Figura 5 – Fluxograma esquemático da Etapa 1.	35
Figura 6 – Fotobiorreatores na sala de cultivo no último dia de cultivo.	36
Figura 7 – Fotobiorreatores na área externa do laboratório.	36
Figura 8 – Inóculos do FAFA e do RCA sendo cultivados na área externa do laboratório no dia 2 de cultivo.	38
Figura 9 – Fluxograma esquemático da Etapa 2.	39
Figura 10 – Fotobiorreatores da Etapa 2 por semana estudada.	40
Figura 11 – Fluxograma esquemático da Etapa 3.	42
Figura 12 – Efluente A antes da separação com Tanfloc SG em cada semana.	43
Figura 13 – Efluente B antes da separação com 100 mg.L ⁻¹ de Tanfloc SG em cada semana.	44
Figura 14 – Variação nos valores de pH nos FBRs (EA=Externo Aerado, ENA=Externo não Aerado, IA=Interno Aerado e INA=Interno não Aerado) em função do tempo. As barras significam desvio padrão média (n-3).	50
Figura 15 – Variação da alcalinidade nos FBRs em função do tempo experimental.	52
Figura 16 – Variação média diária da Intensidade Luminosa e Temperatura na área externa durante os dias da Etapa 1.	52
Figura 17 – Coloração do FBR no início e fim do tempo experimental, sendo a) FBR externos no dia 0; b) FBR externos no dia 6; c) FBR internos no dia 0; d) FBR internos no dia 6... ..	54
Figura 18 – Correlação entre clorofila <i>a</i> e DO ₆₈₀ para as condições da Etapa 1.	55
Figura 19 – Variação da DO ₆₈₀ nos fotobiorreatores em função do tempo.	56
Figura 20 – Variação da DO ₇₅₀ nos fotobiorreatores em função do tempo.	57
Figura 21 – Variação dos sólidos em suspensão totais presentes nos FBRs em função do tempo.	58
Figura 22 – Variação de NTK presente nos FBRs em função do tempo.	59
Figura 23 – Variação de P _{total} presente nos FBRs em função do tempo.	60

Figura 24 – Concentração em log de <i>E. coli</i> e coliformes totais por tempo experimental..	62
Figura 25 – Remoção de coliformes totais e <i>E. coli</i> do início ao fim do tempo experimental para os tratamentos aplicados.	63
Figura 26 – a) Variação nos valores de pH nos FBRs na semana 1. b) Variação nos valores de pH nos FBRs na semana 2. c) Variação nos valores de pH nos FBRs na semana 3.	66
Figura 27 – a) Variação nos valores de alcalinidade nos FBRs na semana 1. b) Variação nos valores de alcalinidade nos FBRs na semana 2. c) Variação nos valores de alcalinidade nos FBRs na semana 3.	67
Figura 28 – Variação média diária da Intensidade Luminosa e Temperatura na área externa durante a semana 1.	68
Figura 29 – Variação média diária da Intensidade Luminosa e Temperatura na área externa durante a semana 2.	69
Figura 30 – Variação média diária da Intensidade Luminosa e Temperatura na área externa durante a semana 3.	70
Figura 31 – Coloração do FBR no início e fim da semana 1, sendo a) Efluente A no dia 1; b) Efluente A no dia 6; c) Efluente B no dia 1; d) Efluente B no dia 6.	75
Figura 32 – a) Variação da DO ₆₈₀ para os FBRs em função do tempo da semana 1. b) Variação da DO ₇₅₀ para os FBRs em função do tempo da semana 1.	76
Figura 33 – Coloração do FBR no início e fim da semana 2, sendo a) Efluente A no dia 1; b) Efluente A no dia 7; c) Efluente B no dia 1; d) Efluente B no dia 7.	77
Figura 34 – a) Variação da DO ₆₈₀ para os FBRs em função do tempo da semana 2. b) Variação da DO ₇₅₀ para os FBRs em função do tempo da semana 2.	78
Figura 35 – Coloração do FBR no início e fim da semana 3, sendo a) Efluente A no dia 1; b) Efluente A no dia 7; c) Efluente B no dia 1; d) Efluente B no dia 7.	79
Figura 36 – a) Variação da DO ₆₈₀ para os FBRs em função do tempo da semana 3. b) Variação da DO ₇₅₀ para os FBRs em função do tempo da semana 3.	80
Figura 37 – a) Variação da densidade celular para os FBRs na semana 1. b) Variação da densidade celular para os FBRs na semana 2. c) Variação da densidade celular para os FBRs na semana 3.	82
Figura 38 – a) Variação dos sólidos em suspensão totais nos FBRs na semana 1. b) Variação dos sólidos em suspensão totais nos FBRs na semana 2. c) Variação dos sólidos em suspensão totais nos FBRs na semana 3.	85
Figura 39 – Variação de NTK (a), de Nitrato (b), Nitrito (c) e N _{total} (d) presente nos FBRs na semana 1.	88

Figura 40 – Variação de P_{total} presente nos FBRs na semana 1.....	89
Figura 41 – Variação de NTK (a), de Nitrato (b), Nitrito (c) e N_{total} (d) presente nos FBRs na semana 2.	90
Figura 42 – Variação de P_{total} presente nos FBRs na semana 2.....	91
Figura 43 – Variação de NTK (a), de Nitrato (b), Nitrito (c) e N_{total} (d) presente nos FBRs na semana 3.	93
Figura 44 – Variação de P_{total} presente nos FBRs na semana 3.....	94
Figura 45 – a) Variação de DBO_5 presente nos FBRs da semana 1. b) Variação de DBO_5 presente nos FBRs da semana 2. c) Variação de DBO_5 presente nos FBRs da semana 3...	98
Figura 46 – a) Variação de DQO presente nos FBRs na semana 1. b) Variação de DQO presente nos FBRs na semana 2. c) Variação de DQO presente nos FBRs na semana 3....	99
Figura 47 – Concentração de log UFC/100ml de <i>E. coli</i> e coliformes totais por FBR.....	100
Figura 48 – a) Remoção em $\log_{10}$ de <i>E. coli</i> e coliformes totais para o efluente A. b) Remoção em $\log_{10}$ de <i>E. coli</i> e coliformes totais para o efluente B.	101
Figura 49 – Pós separação do Efluente A para cada semana estudada.....	105
Figura 50 – Pós separação do Efluente B para cada semana estudada.....	106
Figura 51 – Teste de jarros para o Efluente A por semana.....	135
Figura 52 – Teste de jarros do Efluente B por semana.....	136
Figura 53 – Eficiências de remoção (%) em função do tempo de sedimentação, sendo: a) para efluente A na semana 1; b) para efluente A na semana 2; para efluente A na semana 3.	137
Figura 54 - Eficiências de remoção (%) em função do tempo de sedimentação, sendo: a) para efluente B na semana 1; b) para efluente B na semana 2; c) para efluente B na semana 3.	138
Figura 55 – Eficiências de remoção (%) em função do tempo de sedimentação, sendo: a) para efluente A na semana 1; b) para efluente B na semana 1; c) para efluente A na semana 2; d) para efluente B na semana 2; e) para efluente A na semana 3; f) para efluente B na semana 3.	139
Figura 56 – Série temporal da temperatura média, máxima e mínima durante a Etapa1..	143
Figura 57 – Série temporal de temperatura média, máxima e mínima durante a semana 1 da Etapa 2.	143
Figura 58 – Série temporal de temperatura média, máxima e mínima durante a semana 2 da Etapa 2.	144

Figura 59 – Série temporal de temperatura média, máxima e mínima durante a semana 3 da Etapa 2.	144
---	-----

Índice de Tabelas

Tabela 1 – Níveis de abastecimento de água, coleta de esgoto e tratamento de esgoto coletado por macrorregião no Brasil.	7
Tabela 2 – Composição do esgoto sanitário bruto e tratado em reator anaeróbico.	10
Tabela 3 – Padrões e condições para lançamento direto de efluente oriundo de sistemas de tratamento de esgotos sanitários.	10
Tabela 4 – Composição química das microalgas.	12
Tabela 5 – Performance das microalgas no tratamento de diferentes efluentes.	21
Tabela 6 – Diretrizes da OMS para irrigação agrícola utilizando esgoto sanitário.	27
Tabela 7 – Classificação e aplicação do reuso do efluente de acordo com parâmetros de qualidade e tratamentos necessários.	28
Tabela 8 – Padrões de qualidade de água de reuso.	29
Tabela 9 – Vantagens e desvantagens dos principais processos de separação de microalgas.	30
Tabela 10 – Características das câmaras do reator compartimentado anaeróbico.	34
Tabela 11 – Características do filtro anaeróbico de fluxo ascendente.	34
Tabela 12 – Métodos e equipamentos utilizados para o estudo.	45
Tabela 13 – Caracterização inicial dos efluentes utilizados em cada semana do experimento.	48
Tabela 14 – Fotoperíodo, intensidade luminosa e temperatura na área externa.	53
Tabela 15 - Concentrações de clorofila <i>a</i> por tempo experimental.	53
Tabela 16 – Taxa de crescimento pela variação de DO ₆₈₀ por tempo experimental.	57
Tabela 17 – Porcentagem (%) de redução da concentração dos nutrientes presentes nos fotobiorreatores em relação com a concentração inicial.	60
Tabela 18 – Fotoperíodo, intensidade luminosa e temperatura na área externa durante a semana 1.	68
Tabela 19 – Fotoperíodo, intensidade luminosa e temperatura na área externa durante a semana 2.	69
Tabela 20 – Fotoperíodo, intensidade luminosa e temperatura na área externa durante a semana 3.	71
Tabela 21 – Amplitude térmica para cada semana da Etapa 2.	71
Tabela 22 – Concentrações de clorofila <i>a</i> por semana de experimento.	73
Tabela 23 – Produtividade diária de microalgas para os FBRs.	83

Tabela 24 – Taxa de crescimento diária de microalgas para os FBRs.	84
Tabela 25 – Correlação de Pearson entre os parâmetros de clorofila <i>a</i> , densidade celular e DO ₆₈₀ com os valores de SST para o efluente A e efluente B.....	86
Tabela 26 – Porcentagem (%) de redução da concentração dos nutrientes nos Efluentes A e B em relação a concentração inicial.	94
Tabela 27 – Porcentagem (%) de redução da concentração de nutrientes para a semana 1 do dia 1 ao dia 4.....	95
Tabela 28 – Taxa de remoção diária de N _{total} e P _{total} para cada semana da Etapa 2.....	96
Tabela 29 – Comparação das características dos efluentes estudados.	107
Tabela 30 – Valores pré e pós separação de <i>E. coli</i> (UFC/100ml) para os efluentes A e B por semana.	108
Tabela 31 – Valores pré e pós separação de coliformes totais (UFC/100ml) para os efluentes A e B por semana.....	109
Tabela 32 – Remoção de <i>E. coli</i> e seu respectivo uso segundo a OMS.	109
Tabela 33 – Comparação dos resultados com os padrões estabelecidos pela Resolução SES/SMA/SSRH 01/2017.	111
Tabela 34 - Comparação dos efluentes com os padrões estabelecidos pela NBR 13.969 (ABNT, 1997).....	111

Lista De Siglas E Abreviaturas

% - Porcentagem

°C – Graus Celsius

ABNT – Associação brasileira de normas técnicas

AT – Alcalinidade Total

CAPES – Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior

Cel.ml⁻¹ – Células por mililitro

CO₂ – Dióxido de carbono

CONAMA – Conselho Nacional do Meio Ambiente

DAE – Departamento de Água e Esgoto de Bauru

DBO₅ – Demanda Bioquímica de Oxigênio em 5 dias

DO – Densidade óptica

DO₅₄₀ – Densidade óptica em 540 nm

DO₆₈₀ – Densidade óptica em 680 nm

DO₇₅₀ – Densidade óptica em 750 nm

DQO – Demanda Química de Oxigênio

E. coli – *Escherichia Coli*

EA – Externo Aerado

ENA – Externo não Aerado

ERN – Eficiência de Remoção de Nitrogênio

ERP – Eficiência de Remoção de Fósforo

ETE – Estação de Tratamento de Esgoto

FAFA – Filtro Anaeróbio de Fluxo Ascendente

FBR – Fotobiorreator

FEB – Faculdade de Engenharia de Bauru

IA – Interno Aerado

INA – Interno não Aerado

mg.L⁻¹ – Miligrama por litro

NaOH – Hidróxido de sódio

NBR – Normas brasileiras regulamentadoras

NTK – Nitrogênio Total Kjeldahl

Ntotal – Nitrogênio Total

ODS – Objetivos de Desenvolvimento Sustentável

OMS – Organização Mundial de Saúde

pH – Potencial Hidrogeniônico

P_{total} – Fósforo Total

RCA – Reator Compartmentado Anaeróbio

SNIS – Sistema Nacional de Informações sobre Saneamento

SSF – Sólidos Suspensos Fixos

SST – Sólido em Suspensão Total

SSV – Sólidos Suspensos Voláteis

TDH – Tempo de detenção hidráulico

UASB – *Upflow Anaerobic Sludge Blanket*

uC – Unidade Cor

UFC/ml – Unidades Formadoras de Colônias por mililitro

UNESP – Universidade Estadual “Júlio Mesquita Filho”

UNT – Unidade nefelométrica

Sumário

RESUMO	I
ABSTRACT	II
ÍNDICE DE FIGURAS	III
ÍNDICE DE TABELAS	VII
LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS	IX
SUMÁRIO	XI
1 INTRODUÇÃO	1
2 OBJETIVOS	4
2.1 OBJETIVO GERAL	4
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	4
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	5
3.1 SANEAMENTO	5
3.1.1 Esgoto doméstico	7
3.1.2 Tratamento de esgoto doméstico	8
3.2 MICROALGAS	11
3.2.1 Fatores que influenciam o crescimento das microalgas	13
3.3 TRATAMENTO DE ESGOTO DOMÉSTICO COM MICROALGAS	19
3.3.1 Reuso não potável	26
3.3.2 Separação de biomassa e efluente	30
4 MATERIAIS E MÉTODOS	32
4.1 PROCEDIMENTO EXPERIMENTAL	32
4.1.1 Efluentes Estudados	33
4.1.2 Etapa 1 – Análise das condições ambientais	34
4.1.3 Etapa 2 – Análise de pós-tratamento com microalgas	37
4.1.4 Etapa 3 – Análise do efluente após separação para reuso não potável	41
4.2 ANÁLISES	45
4.2.1 Análise de resultados	47
5 RESULTADOS	48
5.1 CARACTERIZAÇÃO DO EFLUENTE DA ETE	48
5.2 ETAPA 1 – ANÁLISE DAS CONDIÇÕES AMBIENTAIS	49
5.2.1 pH	49

5.2.2	<i>Alcalinidade</i>	51
5.2.3	<i>Intensidade luminosa e temperatura</i>	52
5.2.4	<i>Clorofila a</i>	53
5.2.5	<i>Densidade Óptica</i>	54
5.2.6	<i>Sólidos em Suspensão Totais</i>	57
5.2.7	<i>Nutrientes</i>	58
5.2.8	<i>Remoção de coliformes totais e E. coli</i>	62
5.2.9	<i>Considerações da Etapa 1</i>	63
5.3	ETAPA 2 – ANÁLISE DE PÓS-TRATAMENTO COM MICROALGAS	64
5.3.1	<i>pH</i>	64
5.3.2	<i>Alcalinidade</i>	66
5.3.3	<i>Intensidade luminosa e temperatura</i>	68
5.3.4	<i>Clorofila a</i>	72
5.3.5	<i>Densidade Óptica</i>	74
5.3.6	<i>Densidade celular</i>	81
5.3.7	<i>Sólidos em Suspensão Total</i>	84
5.3.8	<i>Nutrientes</i>	86
5.3.9	<i>DBO</i>	97
5.3.10	<i>DQO total</i>	99
5.3.11	<i>Remoção de coliformes totais e E. coli</i>	100
5.3.12	<i>Considerações da Etapa 2</i>	102
5.4	ETAPA 3 – ANÁLISE DO EFLUENTE APÓS SEPARAÇÃO PARA REUSO NÃO POTÁVEL	103
5.4.1	<i>Separação da biomassa</i>	103
5.4.2	<i>Qualidade do efluente após separação</i>	106
5.4.3	<i>Reuso do efluente tratado</i>	109
5.4.4	<i>Considerações da Etapa 3</i>	112
6	CONCLUSÕES	114
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	115
	APÊNDICE A – TESTE DE JARROS	134
	APÊNDICE B – ANÁLISES REALIZADAS	140
	APÊNDICE C – SÉRIE TEMPORAL DE TEMPERATURA	143

1 INTRODUÇÃO

A água doce é um recurso essencial à vida, uma vez que é responsável pela variação climática, manutenção dos rios, lagos e oceanos e ainda cria condições para o desenvolvimento de animais e plantas. A demanda por água potável aumentou seis vezes no último século e continua a avançar a uma taxa de 1% ao ano. Esse crescimento pode ser atribuído ao crescimento populacional, ao desenvolvimento econômico e às alterações nos padrões de consumo (UNESCO; UN-WATER, 2021).

Os usos e a ocupação dos territórios influenciam as condições da água disponível atualmente. No mundo, cerca de 1,6 bilhões de pessoas enfrentam uma escassez “econômica” de água, uma vez que, apesar da água estar fisicamente disponível, não há infraestrutura para o acesso a esse recurso (IWMI, 2007). De modo geral, a disponibilidade quanti-qualitativa de água, que propicia os usos múltiplos desse recurso, é afetada pelas atividades antrópicas.

A baixa qualidade da água impacta diretamente as populações, principalmente aquelas que dependem exclusivamente do recurso como única fonte de provisão de água potável aumentando os riscos à saúde relacionadas à água contaminada (AFOLABI; SOHAIL, 2017; NANSUBUGA *et al.*, 2016; UNESCO; UN-WATER, 2020). Estima-se que aproximadamente 829 mil pessoas morrem de diarreia por ano, como resultado do consumo de água contaminada e falta de saneamento (UNESCO; UN-WATER, 2021).

A conservação quanti-qualitativa da água está diretamente relacionada ao consumo e ao destino dado à água após o uso, por isso, requer medidas de uso consciente e conservação desse recurso. Devido a isso é importante o adequado manejo do esgoto gerado e do tratamento antes de ser lançado no meio (LEONETI, 2009).

No mundo, cerca de 80% de todo o esgoto doméstico e industrial é lançado no meio ambiente sem qualquer tratamento prévio, o que causa efeitos adversos à saúde humana e aos ecossistemas (WWAP, 2020). No Brasil, apenas 55% da população tem acesso à coleta de esgoto, ou seja, são mais de 110 milhões de pessoas que não possuem acesso a esse serviço (SNIS, 2021).

Os lançamentos inadequados de esgoto *in natura* nos corpos d'água, poluentes comuns em grande parte do mundo, vêm comprometendo a capacidade desses recursos de suprir as crescentes demandas. A contaminação causa a degradação do ecossistema aquático e acelera processos como o de eutrofização que pode causar problemas à saúde humana (CAMARGO; ALONSO, 2006; MARCHELLO *et al.*, 2015; ODUM; BARRET, 2007).

O tratamento do esgoto doméstico é considerado uma necessidade básica para diminuir os problemas causados pela eutrofização, garantir a preservação do meio ambiente e ainda controlar a proliferação de doenças e patógenos de veiculação hídrica (GIRARD, 2009; REYNOLDS, 2006; TUNDISI; TUNDISI, 2008; WETZEL, 2001). As Estações de Tratamento de Esgoto (ETEs) utilizam tecnologias consolidadas de larga escala para o tratamento do esgoto doméstico. Porém, essas tecnologias não são necessariamente as mais sustentáveis e eficientes para o descarte seguro (ENCARNAÇÃO *et al.*, 2020; KLIGERMAN, D.C., 1995; LIMA, N. T. *et al.*, 2020).

Em função dos altos custos dos tratamentos convencionais empregados e da necessidade de tratamentos complementares para a remoção de nitrogênio, fósforo e micropoluentes, novas alternativas que adotam tecnologias capazes de recuperar nutrientes e valorizar os compostos que o esgoto pode gerar vêm sendo estudadas. Dentre essas tecnologias, os processos biológicos tem se destacado, pois apresentam vantagens como: baixos custos e alta eficiência (ABINANDAN *et al.*, 2018). Dentre as biotecnologias emergentes, a utilização de microalgas para o tratamento de efluentes é uma alternativa natural que promove a remoção de nutrientes, principalmente nitrogênio e fósforo, e outros compostos contaminantes como metais pesados e fármacos (GARBOWSKI *et al.*, 2020; GONZÁLEZ *et al.*, 2020; GUO *et al.*, 2020; TIWARI *et al.*, 2017).

Além da remoção de nutrientes, a utilização de microalgas promove considerável remoção de bactérias (Coliformes totais, *Escherichia coli*, *Pseudomonas* e *Enterococcus*) (ESPINOSA *et al.*, 2021; KUMAR *et al.*, 2021). Em alguns estudos é possível atingir a remoção total de coliformes totais e *E. coli* comprovando a sua eficiência na inativação de patógenos (AHMAD *et al.*, 2014; SLOMPO *et al.*, 2020).

Outra vantagem da utilização das microalgas é a versatilidade no tratamento de esgoto doméstico com diversas características (ACIÉN *et al.*, 2016). Dentre todos os tipos de esgoto estudados, percebe-se que o esgoto doméstico após o tratamento por sistema anaeróbio apresenta alta remoção de matéria orgânica, porém, não apresenta remoção dos nutrientes presentes no esgoto. Por isso, o tratamento de efluentes oriundos de processos anaeróbios com microalgas tem se mostrado eficiente se fortalecendo como tratamento terciário (ARBIB *et al.*, 2014; GONZÁLEZ-CAMEJO *et al.*, 2019b; WANG *et al.*, 2010).

A utilização de microalgas no pós-tratamento propicia o reuso do efluente após a separação da biomassa. Estima-se que cerca de 380 bilhões de metros cúbicos de água podem ser recuperados dos volumes anuais de esgoto produzido no mundo após o tratamento adequado (QADIR *et al.*, 2020).

O tratamento com microalgas permite também atingir altos índices de recuperação de nutrientes, principalmente nitrogênio e fósforo (FERNÁNDEZ-ARÉVALO *et al.*, 2017; WARD *et al.*, 2018). Em um estudo de nível global, El Wali *et al.* (2021) estimaram que um modelo de economia circular de fósforo (baseado na recuperação de recursos) seria capaz de economizar aproximadamente 53% da água utilizada por hectare na agricultura, quando comparado com a economia linear. E ainda, também seria capaz de contribuir para a redução de 6% na taxa de pobreza mundial até 2050 uma vez que a economia circular promove um crescimento consistente de salários nos setores de reciclagem de fósforo, e também no tratamento e recuperação de esgoto doméstico (EL WALI *et al.*, 2021).

O estudo sobre recuperação de recursos coaduna com os Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) 1 (Erradicação da pobreza), 6 (Água potável e saneamento), 7 (Energia limpa e acessível), 11 (Cidades e comunidades sustentáveis) e 12 (Consumo e produção responsáveis) e permite a incorporação dos princípios da economia circular. Nesse contexto, o presente estudo foi realizado para verificar a hipótese de que um consórcio de microalgas nativas é efetivo para garantir o pós-tratamento de esgoto previamente tratado anaerobiamente. O estudo foi aplicado em clima tropical e foi avaliado a eficiência de remoção de nutrientes e redução de bactérias coliformes presentes no meio, de forma a permitir o reuso não potável do efluente após separação.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar o potencial do consorcio de microalgas nativas, em condições de clima tropical, para o pós tratamento de esgoto previamente tratado anaerobiamente.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Verificar a influência das condições ambientais, de temperatura e intensidade luminosa, no crescimento de microalgas;
- Avaliar a taxa de crescimento das microalgas e a sua eficiência na remoção de nitrogênio e fósforo e de coliformes totais e *Escherichia coli*, em esgotos previamente tratados com Reator Compartimentado Anaeróbio e Filtro Anaeróbio de Fluxo Ascendente;
- Avaliar a dosagem ideal de coagulante natural Tanfloc para a remoção de biomassa microalgal dos efluentes pós-tratamento com microalgas;
- Avaliar a viabilidade de reuso não potável para os efluentes pós-tratados por microalgas nativas.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Saneamento

Saneamento básico é definido como o conjunto de fatores do meio em que o homem vive que exercem ou podem exercer efeitos nocivos sobre o bem-estar físico, mental e social dos indivíduos (WHO/UNICEF, 2015). No Brasil, o saneamento básico é definido pela Lei n 11.445/2007¹ como o conjunto de infraestrutura e instalações operacionais de: abastecimento por água potável, esgotamento sanitário, drenagem das águas pluviais urbanas, limpeza pública e manejo de resíduos sólidos (BRASIL, 2007).

O alcance do saneamento básico é um dos indicadores de desenvolvimento dos países e está contemplado no 6º (Água potável e saneamento), 11º (Cidades e comunidades sustentáveis) Objetivo de Desenvolvimento Sustentável (ODS) mundialmente vigentes a partir de 2016 (ONU, 2016). Em estudo realizado pelo Instituto Trata Brasil, a falta de saneamento e acesso à água potável resultou em 2,7 mil mortes no ano de 2019, o que significa sete mortes diárias (TRATA BRASIL, 2021).

Dentre os serviços de saneamento básico o esgotamento sanitário e o abastecimento de água estão associados à quantidade e qualidade da água e aos usos múltiplos a ela empregados (PASSOS *et al.*, 2018). No mundo, os principais usos da água são os usos consultivos (quando há consumo parcial ou total da água) envolvendo abastecimento doméstico, abastecimento industrial, irrigação e dessedentação animal (AFED ULLAH *et al.*, 2018).

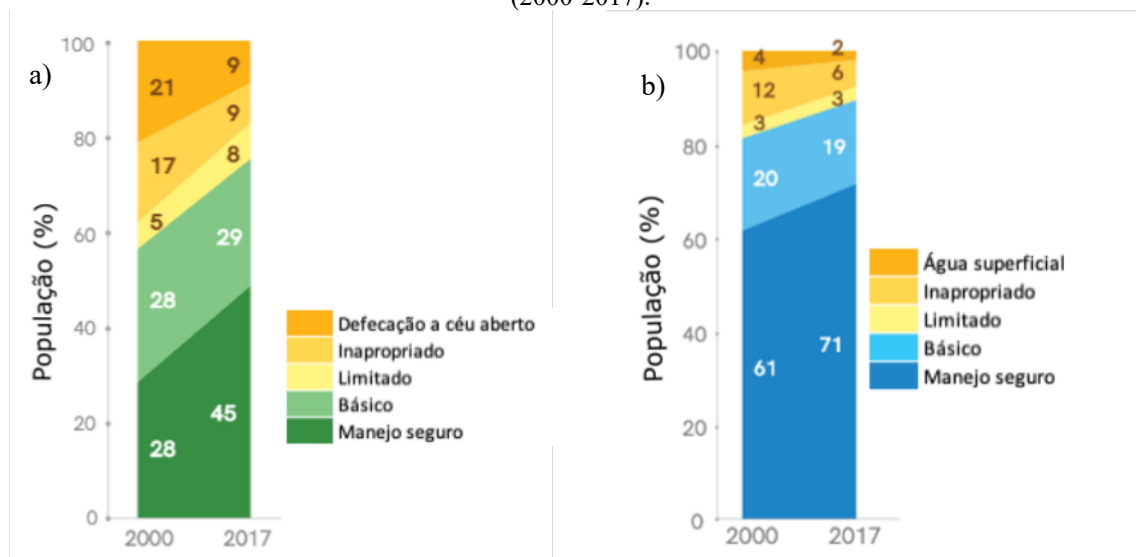
Cada uso possui uma qualidade requerida dependendo dos requisitos da atividade. No entanto, considerando os usos múltiplos previstos para um mesmo recurso hídrico, há a necessidade de satisfação simultânea e cuidado com a qualidade da água para que não haja conflitos (DAY *et al.*, 2017; VON SPERLING, 2007; WOLDEYOHANES *et al.*, 2021). Em 2019, os principais usos de água no Brasil, em termos de quantidade utilizada, foram a irrigação com cerca de 70% e o abastecimento urbano com aproximadamente 25%. A maior parte das residências urbanas é atendida predominantemente por mananciais superficiais (cerca de 57%). Em termos de população total atendida estima-se que 84% seja atendida por águas superficiais (ANA, 2020b).

¹ Atualizada pela Lei nº 14.026, de 15 de julho de 2020. Define Saneamento Básico como o conjunto de conjunto de serviços públicos, infraestruturas e instalações operacionais de abastecimento de água potável, esgotamento sanitário, limpeza urbana e manejo de resíduos sólidos, drenagem e manejo das águas pluviais urbanas.

Em 2019 foi publicado pela UNICEF um estudo com dados dos anos de 2000 a 2017 referentes ao abastecimento de água potável e esgotamento sanitário mundial. Conforme está apresentado na Figura 1 a), 3,4 bilhões de pessoas no mundo possuem serviços seguros de esgotamento sanitário, ou seja, fazem uso de instalações melhoradas, não compartilhadas com descarte e tratamento externo. Esse valor representa 45% da população mundial, um aumento de 17 percentuais em 17 anos. Porém, 29% da população mundial possui apenas instalações melhoradas mas sem tratamento, 8% tem acesso a instalações compartilhadas, 9% utilizam facilitários inseguros como latrinas sem lajes e 9% não possuem nenhum tipo de instalação ou esgotamento sanitário (WHO/UNICEF, 2019).

Na Figura 1 b) está apresentada a cobertura global em relação ao abastecimento de água potável. Segundo o estudo, estima-se que 71% da população mundial tem acesso a água livre de contaminação química e fecal. No entanto, 19% tem acesso a água potável até 30 minutos de distância, 3% tem acesso a uma fonte melhorada, 6% possui acesso a poços ou fontes desprotegidas e 2% tem como único acesso água diretamente do rio, lago ou canal de irrigação sem nenhum tratamento (WHO/UNICEF, 2019).

Figura 1 – a) Cobertura global do saneamento (2000-2017). b) Cobertura global de água potável (2000-2017).



Fonte: Adaptado de WHO/UNICEF, 2019.

Segundo dados das Nações Unidas estima-se que apenas 56% do esgoto gerado no mundo possui coleta e tratamento seguro, 44% não possui coleta ou ainda possui coleta, mas o esgoto não recebe tratamento seguro (UN, 2021). Na Tabela 1 estão apresentados os dados publicados pelo Sistema Nacional de Informação de Saneamento do Brasil para o ano de

2020, e apresenta o índice de atendimento por rede de água e esgoto e o índice de tratamento de esgoto por macrorregião. No Brasil, apenas 55% da população possui coleta de esgoto e destes apenas 78,5% recebem tratamento antes da disposição final. Vale destacar que a coleta de esgotos apresenta diferença de acordo com a região, uma vez que a abrangência no sudeste é de 80,5% e no norte é de apenas 13,1% (SNIS, 2021).

Tabela 1 – Níveis de abastecimento de água, coleta de esgoto e tratamento de esgoto coletado por macrorregião no Brasil.

Macrorregião	Índice de atendimento com rede (%)				Índice de tratamento de esgotos (%)	
	Água		Coleta de esgotos		Esgotos gerados	Esgotos coletados
	Total	Urbano	Total	Urbano	Total	Total
Norte	58,9	72,0	13,1	17,2	21,4	85,8
Nordeste	74,9	89,7	30,3	39,3	34,1	76,0
Sudeste	91,3	96,1	80,5	84,9	58,6	76,4
Sul	91,0	98,8	47,4	54,3	46,7	93,9
Centro-Oeste	90,9	98,0	59,5	65,8	58,5	94,3
Brasil	84,1	93,4	55,0	63,2	50,8	78,5

Fonte: Adaptado de SNIS, 2021.

A baixa extensão do saneamento básico resulta no despejo inadequado de esgoto não tratado nos corpos d'água e faz com que essa seja uma das principais fontes de poluição e perda de qualidade dos recursos hídricos (GREENE DOBBINS, 2019; RARY *et al.*, 2020). A baixa qualidade dos recursos hídricos impacta diretamente as populações que dependem desses recursos como única fonte de abastecimento e aumenta os riscos à saúde relacionadas a água contaminada (AFOLABI; SOHAIL, 2017; NANSUBUGA *et al.*, 2016; UNESCO; UN-WATER, 2020).

3.1.1 *Esgoto doméstico*

O esgoto doméstico é proveniente de atividades diárias, domésticas e comerciais, devido a utilização de banheiros, cozinhas e lavanderias. Sua composição é de cerca de 99,9% de água e 0,1% de sólidos podendo ser sólidos orgânicos e inorgânicos, suspensos e dissolvidos bem como microrganismos (VON SPERLING, 2007).

A composição do esgoto varia conforme o clima, situação social e hábitos da população, porém, de modo geral, o esgoto doméstico apresenta grande quantidade de

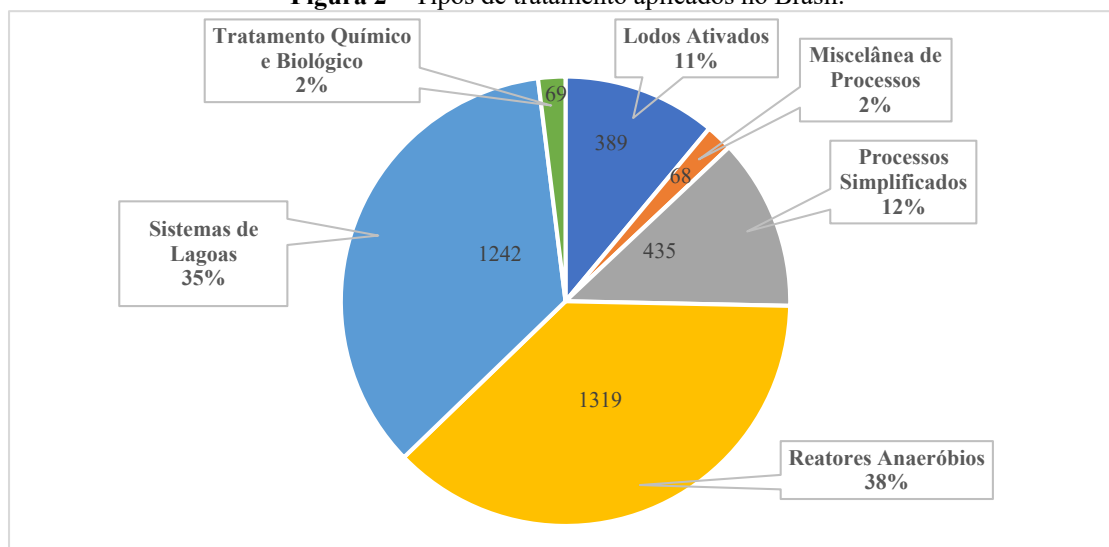
matéria orgânica, cerca de 75% dos sólidos encontrados nos mesmos (METCALF; EDDY, 2003). A matéria orgânica cria ambientes inadequados para a manutenção ecológica nos recursos hídricos ao causar: aumento da demanda bioquímica de oxigênio (DBO), aceleração do crescimento de algas e outros microrganismos, devido ao fenômeno denominado eutrofização (ODUM; BARRET, 2007).

A eutrofização é o crescimento excessivo das plantas aquáticas devido a presença de elevadas concentrações de nutrientes, principalmente nitrogênio (N) e fósforo (P), que favorecem o desenvolvimento das algas nesses ambientes. Dentre as diversas consequências da eutrofização, esta dificulta e eleva os custos de tratamento da água devido a necessidade de remoção de algas, cor, sabor e odor além do maior consumo de produtos químicos para esses processos (VON SPERLING, 2007).

3.1.2 *Tratamento de esgoto doméstico*

As Estações de Tratamento de Esgoto (ETE) são comumente projetadas de acordo com o nível de tratamento exigido para o efluente final. De acordo com Von Sperling (2007) o tratamento de esgoto é comumente composto por quatro níveis: preliminar, primário, secundário e terciário.

De acordo com ANA (2020b), o Brasil possui 3.419 ETEs ativas distribuídas em 1.893 municípios. O tipo de tratamento das ETEs varia conforme a ocupação das cidades, população a ser atendida, situação econômica, disponibilidade de área, topografia do terreno, características do solo e subsolo e existência de corpos receptores apropriados. No estudo foram identificadas 206 tipologias diferentes, conforme a associação de tratamentos, essas foram organizadas em 7 grandes grupos conforme Figura 2 (ANA, 2020a).

Figura 2 – Tipos de tratamento aplicados no Brasil.

Fonte: Atlas Esgoto - ANA, 2020.

Conforme está apresentado na Figura 2, o processo de tratamento mais utilizado no Brasil é o anaeróbio. O seu uso isoladamente foi registrado em 419 ETes com o uso do *Upflow Anaerobic Sludge Blanket* (UASB). A combinação dessas unidades em sistemas de tratamento é largamente utilizada no país, dentre elas destaca-se a composição formada por: Reator Anaeróbio + Filtro Aeróbio + Decantador; e Reator Anaeróbio + Filtro Anaeróbio/Biológico, com respectivamente 186 e 170 ocorrências.

O processo anaeróbio apresenta vantagens como: baixo consumo de energia; baixa demanda de área; baixos custos de implantação; tolerância a elevadas cargas orgânicas; geração de biogás; e a aplicabilidade em pequena e grande escala. Por isso, tem sido estudado para o tratamento de efluentes de diversas origens além do esgoto doméstico (CAMARGO, 2018; GONÇALVES *et al.*, 2021; MARIA *et al.*, 2015; SCHNEIDERS *et al.*, 2018).

Conforme apresentado, o objetivo central do tratamento secundário é a redução da carga orgânica do efluente (METCALF; EDDY, 2003), devido a isso o processo apresenta algumas desvantagens. O processo anaeróbio é pouco eficiente na remoção de nutrientes, metais pesados e patógenos (BHAGAWAN *et al.*, 2018; LAM *et al.*, 2018; LIMA, S. *et al.*, 2020; RAJASULOCHANA; PREETHY, 2016). Na Tabela 2 estão apresentadas as características físico-químicas e biológicas de esgoto doméstico bruto e tratado em reator anaeróbio, demonstrando os níveis de remoção que esse sistema pode atingir.

Tabela 2 – Composição do esgoto sanitário bruto e tratado em reator anaeróbio.

Parâmetro	Esgoto sanitário	
	Bruto	Efluente do reator anaeróbio
DQO (mg.L ⁻¹)	500 - 800	150 - 200
DBO ₅ (mg.L ⁻¹)	200 - 350	50 - 100
SST (mg.L ⁻¹)	300 - 400	60 - 120
NTK (mg.L ⁻¹)	35 - 50	30 - 45
P (mg.L ⁻¹)	6 - 10	6 - 10
Coliformes fecais (CF.100mL ⁻¹)	10 ⁷ - 10 ⁹	10 ⁶ - 10 ⁸
Ovos de Helmintos (N.L ⁻¹)	10 - 200	5 - 50
pH	7,0 - 8,0	6,8 - 7,2
Sólidos Sedimentáveis (mg.L ⁻¹)	10 - 20	1 - 2

Fonte: Adaptado de Cavalcanti et. al., 2001.

Em geral, o esgoto doméstico tratado em sistemas anaeróbios atinge o padrão de qualidade determinado pela resolução CONAMA 430/2011 em termos de DBO₅ (LEITE; DANIEL, 2020). De acordo com a Tabela 3, que apresenta os padrões estipulados pela legislação, não há limites estabelecidos no país para a concentração de nutrientes aportada pelo lançamento dos mesmos nos corpos d'água (BRASIL, 2011).

Tabela 3 – Padrões e condições para lançamento direto de efluente oriundo de sistemas de tratamento de esgotos sanitários.

PARÂMETRO	VALOR LIMITE OU CONDIÇÃO
pH	6,0 - 9,0
Temperatura	inferior a 40 °C
Materiais sedimentáveis	até 1 ml/L em teste de 1 hora em cone Imhoff
DBO ₅	máximo de 120 mg/L ou eficiência de remoção acima de 60%
Substâncias solúveis em hexano (óleos e graxas)	100 mg/L
Materiais flutuantes	ausente
Nitrogênio amoniacal total	não exigível
Fósforo	Compete ao órgão ambiental definir os padrões específicos

Fonte: CONAMA 430/2011, BRASIL (2011).

Para a remoção de nutrientes, organismos patogênicos, compostos não biodegradáveis, metais pesados, sólidos inorgânicos e sólidos em suspensões remanescentes é necessário a complementação do tratamento anaeróbio do esgoto seguido por um sistema

terciário. O tratamento terciário reduz o potencial eutrofizante do efluente e diminui o impacto sobre o recurso hídrico (VON SPERLING, 2008).

As ETEs utilizam tecnologias consolidadas para o tratamento secundário, porém dificilmente incluem o terciário para complementar o tratamento do esgoto principalmente devido a adição de custo. Estima-se que o manejo dos lodos gerados nas ETEs represente cerca de 20 a 60% dos custos operacionais das estações (SANTOS, 2018). Assim sendo, cada vez mais surge a necessidade de alternativas que permitam reutilizar os produtos gerados dentro da ETE para serviços internos visando uma economia circular. As alternativas vão desde a reutilização de efluentes tratados, bem como a geração de energia através do biogás e a recuperação e uso de subprodutos sólidos (MIKI; MIKI, 2019; MUNDIM *et al.*, 2019; SILVA; CUNHA, 2020).

Organizações internacionais já utilizam o termo Unidades de Recuperação de Recursos (*Water Resource Recovery Facility*) para representar estações de tratamento que apresentam medidas de recuperação e reutilização de recursos (SWEENEY; KABOURIS, 2017). No Brasil, em 2017, foi formado o Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia em ETEs Sustentáveis (INCT ETEs Sustentáveis) com o intuito de disseminar mudanças estruturais nos serviços de esgotamento sanitário (INCT, 2021).

Entre as novas tecnologias que permitem a recuperação de recursos e o uso de subprodutos, destaca-se a utilização de microalgas para o pós-tratamento de esgoto. Devido a alta adaptabilidade das microalgas, estas são capazes de tratar efluentes com diversas características (ACIÉN *et al.*, 2021).

3.2 Microalgas

Alga refere-se a todo organismo que possui um talo não diferenciado e moléculas de clorofila *a* em sua constituição, que possibilitam a realização da fotossíntese oxigênica. São seres majoritariamente autotróficos e tipicamente aquáticos, podendo habitar tanto água doce quanto salgada (MAGALHÃES, 2014). O termo algas é comumente utilizado como uma designação abrangente de plantas simples, a maior parte microscópica, que incluem tanto as plantas de movimentação livre, o fitoplâncton e as algas bênticas aderidas (ACIÉN *et al.*, 2021; VON SPERLING, 2008).

As algas unicelulares são chamadas de microalgas e são compostas por carboidratos, proteínas e lipídios que variam de acordo com a espécie de microalgas (TORRES, 2014). Na Tabela 4, segue a composição química, quanto a proteínas, carboidratos e lipídios das principais microalgas utilizadas no tratamento de esgotos domésticos.

Tabela 4 – Composição química das microalgas.

Espécies	Proteínas (%)	Carboidratos (%)	Lipídios (%)
<i>Scenedesmus obliquus</i>	50-56	10-17	12-14
<i>Scenedesmus dimorphus</i>	8-18	21-52	16-40
<i>Chlamydomonas reinhardtii</i>	48	17	21
<i>Chlorella vulgaris</i>	51-58	12-17	14-22
<i>Chlorella pyrenoidosa</i>	57	26	2
<i>Spirogyra</i> sp.	6-20	33-64	11-21
<i>Dunaliella bioculata</i>	49	4	8
<i>Dunaliella salina</i>	57	32	6
<i>Euglena gracilis</i>	39-61	14-18	14-20
<i>Prymnesium parvum</i>	28-45	25-33	22-38
<i>Tetraselmis maculata</i>	52	15	3
<i>Porphyridium cruentum</i>	28-39	40-57	9-14
<i>Spirulina platensis</i>	46-63	8-14	4-9
<i>Spirulina máxima</i>	60-71	13-16	6-7
<i>Synechococcus</i> sp.	63	15	11
<i>Anabaena cylindrica</i>	43-56	25-30	4-7

Fonte: Adaptada de Torres, 2014.

Na cadeia trófica, as algas, desempenham o papel de produtores primários utilizando a luz solar, dióxido de carbono e água através do processo de fotossíntese para a produção de compostos orgânicos variados (BRENNAN; OWENDE, 2010). As algas podem ser classificadas em três grupos quanto ao metabolismo para obtenção de energia e fonte de carbono: autotróficas, heterotróficas e mixotróficas (BABAEI *et al.*, 2018).

No regime autotrófico as microalgas utilizam a luz como fonte de energia e requerem composto inorgânicos como fonte de carbono para a realização da fotossíntese e manter suas funções vitais. O dióxido de carbono atmosférico pode ser utilizado na produção de biomassa de microalgas, resultando na sua retirada do meio ambiente (BABAEI *et al.*, 2016). No heterotrófico, as microalgas apresentam crescimento independente da intensidade luminosa e precisam de uma fonte externa de compostos orgânicos para suprirem a ausência de luz (LIANG, 2013; XIONG *et al.*, 2008). A combinação desses metabolismos resulta no processo mixotrófico, ou seja, as microalgas conseguem realizar fotossíntese e assimilar compostos orgânicos concomitantemente (ANDRULEVICIUTE *et al.*, 2014; MATA *et al.*, 2010).

Estudos comprovam que a biomassa microalgal cultivada em esgoto doméstico possui altos níveis de macro e micro nutrientes e por isso pode ser utilizada como fertilizante

agrícola (BRENNAN; OWENDE, 2010; WUANG *et al.*, 2016). A biomassa apresenta além dos nutrientes presentes em fertilizantes agrícolas (NPK) micronutrientes tais como Mg e Zn, que previnem o empobrecimento do solo, sendo tão eficientes quanto os fertilizantes orgânicos comerciais (AMMAR *et al.*, 2022; SILVA *et al.*, 2019).

As microalgas são organismos que possuem exigências simples para o crescimento, porém uma mesma espécie pode ter crescimento distinto dependendo das condições de cultivo em que está sujeita (WATANABE, 2005). A interação entre fatores químicos, físicos e biológicos tem influência direta na promoção ou inibição de desenvolvimento das microalgas. Alguns fatores podem ser: disponibilidade de nutrientes, relação nitrogênio e fósforo (N:P), pH, temperatura, intensidade luminosa, aeração e tipo de sistema de cultivo (ALCÁNTARA *et al.*, 2019; VONSHAK, 1997).

3.2.1 Fatores que influenciam o crescimento das microalgas

3.2.1.1 Disponibilidade de nutrientes

O meio ideal para o cultivo de microalgas deve ser composto por macronutrientes e algumas concentrações de vitaminas (GUILLARD, 1975). O consumo desses compostos pelas microalgas é variável dependendo da espécie de microalga e suas características como: tolerância a temperaturas extremas, composição química, sedimentação rápida, capacidade para crescer mixotroficamente, entre outros (MORITA *et al.*, 2000). A falta de nutrientes no meio pode ser limitante para o desenvolvimento das microalgas. Dentre estes, os elementos principais para o crescimento das microalgas são: o carbono, nitrogênio, o fósforo e o ferro (LOURENÇO, 2007; RICHMOND; HU, 2013).

O nitrogênio é o composto fundamental para a formação das células, ácidos nucleicos e proteínas (LOURENÇO *et al.*, 2006) e a sua falta pode afetar diretamente a síntese e acúmulo de lipídeos totais nas células das microalgas. Durante o cultivo, as microalgas convertem nitrogênio inorgânico em nitrogênio orgânico tornando-o disponível para o meio. O nitrogênio presente em efluente após tratamento anaeróbio é principalmente sob a forma de amônio. Estudos demonstram que as microalgas consomem primeiro o amônio pelo menor gasto energético, após o consumo quase completo de amônio ocorre o consumo da amônia e por fim do nitrato (CAI *et al.*, 2013; JIA; YUAN, 2016). Em sistemas com altas temperaturas acima de 30°C e pH acima de 9,0 ocorre a volatilização de amônia (NH₃), diminuindo ainda mais sua disponibilidade (CAI *et al.*, 2013).

O fósforo é um nutriente essencial para os organismos vivos, considerado um nutriente limitante ao crescimento das microalgas, uma vez que, possui a menor oferta e assim limita o crescimento das microalgas. O fósforo também está associado aos processos que envolvem trocas energéticas nas células, como açúcares fosfatados, ácidos nucleicos, síntese de ATP e fosfoenzimas. O fósforo é assimilado pelas microalgas principalmente na forma inorgânica, como ortofosfato (PO_4^{3-}) e os polifosfatos (LOURENÇO *et al.*, 2006). O consumo de fósforo para um ótimo crescimento das microalgas difere entre as espécies. Pelo fósforo ser um nutriente limitante para o crescimento das microalgas quando presente acontece o consumo luxurioso (“*luxury uptake*”). Essa é uma característica importante da fisiologia das microalgas, pois ocorre a absorção de grande quantidade de fósforo disponível no meio sem a conversão total em biomassa e/ou síntese de lipídios (POWELL *et al.*, 2009; SELLS *et al.*, 2018). As microalgas possuem a capacidade de acumular de 8 a 16 vezes a quantidade mínima necessária de fósforo, o que garante o crescimento da célula mesmo quando o fósforo não está mais disponíveis no meio (CHISTI, 2007; LOURENÇO *et al.*, 2006).

No efluente pós-tratamento secundário a forma predominante de nitrogênio é o nitrogênio orgânico e a amônia que conjuntamente constituem o NTK. Quando o valor de pH do meio está abaixo de 8,0 praticamente toda amônia do meio está na forma ionizada (NH_4^+), porém com valores de pH próximos a 11,0 a amônia presente está na forma livre (NH_3), e ocorre o processo de *stripping* da amônia. Nesse processo a amônia forma bolhas devido ao alto valor de pH e é perdida pela volatilização da amônia gasosa. A temperatura também influencia na volatilização da amônia, quanto maior a temperatura maior a quantidade de NH_3 (VON SPERLING, 2007). Quando o processo de *stripping* ocorre o meio perde amônia pela volatilização e está se torna indisponível para assimilação pelas células de microalgas.

3.2.1.2 pH

O pH é um indicador da concentração de íons H^+ presentes no meio, os quais afetam diretamente o metabolismo e a disponibilidade de elementos químicos para o desenvolvimento das microalgas. Esses íons podem promover a precipitação de alguns elementos e assim torná-los indisponíveis para o consumo. Assim sendo, para que haja a efetiva absorção desses componentes pelas microalgas, é necessário que o valor de pH esteja próximo a neutralidade (LOURENÇO *et al.*, 2006).

Durante a atividade fotossintética das microalgas o fitoplâncton presente consome o CO₂ dissolvido no meio, reduzindo a produção de ácido carbônico, acarretando assim o aumento do valor de pH, que pode variar ao longo do dia (PIRES *et al.*, 2012; REYNOLDS, 2006). O aumento do valor de pH e sua variação durante o dia e noite favorece a inibição de patógenos em tratamentos biológicos de esgoto (KUMAR *et al.*, 2010).

A maioria das espécies de algas apresenta melhor desenvolvimento nas faixas de pH entre 7,0 e 9,0, sendo a amplitude ótima de 8,2 a 8,7, pois mantém a taxa fotossintética mais adequada para decomposição bacteriana (PAHAZRI *et al.*, 2016). No entanto, segundo estudos de produção de biomassa com altos valores de pH, estes não demonstraram inibição do crescimento de microalgas, sendo esses valores 8,5 e 10, respectivamente (GODOS *et al.*, 2009; VADLAMANI *et al.*, 2017).

3.2.1.3 Temperatura

A temperatura é um fator importante para o desenvolvimento metabólico das microalgas assim como na composição da biomassa e na estrutura dos componentes celulares. Quando há temperaturas abaixo do nível ótimo, o crescimento das microalgas se torna limitado e afeta diretamente os processos enzimáticos da célula (BINNAL; BABU, 2017; HUANG *et al.*, 2019; MANHAEGHE *et al.*, 2019; SERRA-MAIA *et al.*, 2016). No entanto, quando ocorrem temperaturas acima do nível ótimo, ocorre a saturação das enzimas responsáveis pelo processo de fotossíntese, reduzindo assim a sua performance podendo levar a morte das células (NWOBA *et al.*, 2019; RAS *et al.*, 2013; SERRA-MAIA *et al.*, 2016).

A princípio a maioria das espécies de microalgas toleram temperaturas entre 16°C e 27°C, sendo que as temperaturas mais comuns em estudos sejam entre 18°C e 20°C, no entanto é recomendado que as microalgas sejam submetidas a temperaturas de acordo com o seu meio de origem, no caso das espécies tropicais acima de 20°C. Espera-se que temperaturas abaixo de 16°C diminuam o crescimento das microalgas, e acima de 35°C seja letal para algumas espécies de microalgas (BARSANTI; GUALTIERI, 2014).

A temperatura também pode afetar outros parâmetros como a solubilidade de CO₂ no meio e o valor do pH (BINNAL; BABU, 2017; XU *et al.*, 2019). Na temperatura próxima a faixa ótima há maior tolerância a altas intensidades luminosas, evitando assim a fotoinibição (HUANG *et al.*, 2019).

Cada espécie de microalgas apresenta sua própria temperatura ótima, porém mesmo assim esses valores podem variar entre os diferentes estudos. SFORZA *et al.* (2014),

identificaram que a temperatura ótima para a espécie *C. protothecoides* para tratamento de efluente primário é 30°C, já Binnal e Babu (2017) reportaram uma temperatura ótima de 25°C para tratamento de efluente secundário também utilizando a espécie *C. protothecoides*. Em um estudo utilizando um consórcio de *Chlorella sorokiniana*, *Monoraphidium* sp. e *Scenedesmus* foi identificada a temperatura ideal de 35°C para remoção de metais pesados (LIESWITO *et al.*, 2019).

Estudos realizados em ambientes controlados não expressam a amplitude das temperaturas que ocorrem nos cultivos externos. Em fotobiorreatores fechados ocorrem temperaturas mais altas em seus interiores, uma vez que não há perda por evaporação para regular a temperatura (YEO *et al.*, 2018). Mesmo quando há grandes variações na temperatura ao longo do dia, a atividade das microalgas pode ser mantida caso o pico de temperatura não seja constante (GONZÁLEZ-CAMEJO *et al.*, 2019a). As microalgas nativas do efluente apresentam maior adaptação ao meio e assim se desenvolvem melhor, mesmo em condições de cultivo externo, quando comparadas a utilização de culturas puras (THOMAS *et al.*, 2019).

3.2.1.4 Intensidade Luminosa

A intensidade luminosa e o ciclo luz/escuro (fotoperíodo) de exposição são fatores determinantes para o crescimento das microalgas fotossintetizantes por serem a fonte de energia para as atividades (MASOJÍDEK; PRÁŠIL, 2010). Juntamente com os outros fatores como temperatura e pH, a quantidade de intensidade luminosa pode otimizar o processo de cultivo de microalgas (BEHRENS, 2005). As espécies de microalgas reagem de formas diferentes a intensidade luminosa, algumas requerem maior ou menor intensidade para realização da fotossíntese. A intensidade luminosa está diretamente relacionada a quantidade de carbono fixado pelas microalgas durante o processo fotossintético que influencia na produção de biomassa e no crescimento das microalgas (DERNER *et al.*, 2006).

Para o desenvolvimento ideal das microalgas é necessário que ocorra equilíbrio do fotoperíodo, uma vez que sob baixa iluminação não há energia suficiente para o desenvolvimento enquanto sob excesso de luz ocorre fotoinibição (YAN *et al.*, 2011). A utilização da luz natural em sistemas externos reduz os custos de cultivo e produção (GONZÁLEZ-CAMEJO *et al.*, 2021).

3.2.1.5 Aeração

O processo de mistura dentro do FBR que ocorre ao inserir ar comprimido no sistema de cultivo é importante, pois permite que as microalgas migrem de regiões escuras para

regiões claras e obtenham maior quantidade de luz durante o tratamento diminuindo o efeito da estratificação térmica. Alguns estudos demonstram que a aeração pode aumentar a eficiência das microalgas no tratamento ao previr a sedimentação das microalgas e dos nutrientes e propiciar o contato entre eles, aumentando a remoção de nutrientes do meio (ACIÉN *et al.*, 2021; BARCELÓ-VILLALOBOS *et al.*, 2019; KWON *et al.*, 2019; LOURENÇO *et al.*, 2006). Uma das desvantagens da aeração é o possível cisalhamento das microalgas causado pela aeração excessiva no sistema de cultivo que pode danificar as células, causando a redução da biomassa (SOARES, 2010).

3.2.1.6 Tipo de Cultura

O tratamento de efluentes utilizando culturas puras, ou seja, de uma única espécie de microalgas geralmente é realizado em pequena escala, devido a necessidade de cuidados para não contaminar o meio com outras espécies (COSTA *et al.*, 2022). Essa contaminação pode ocorrer devido a presença de microalgas no próprio esgoto doméstico que será utilizado. Em vista disso, estudos recentes tem focado nas vantagens do uso de consórcios, co-cultivo, ou policultura de microalgas (CHANDRA *et al.*, 2021; FALLAHI *et al.*, 2021; GONZÁLEZ-CAMEJO *et al.*, 2019a; LIU *et al.*, 2017; ZHANG *et al.*, 2020).

No consórcio as diferentes espécies de microalgas interagem entre si sinergicamente, ocorrendo assim, um melhor controle metabólico oriundo dessa associação. Os consórcios podem ser entre microalgas ou com outros microrganismos, um dos mais utilizados é o microalga-bactéria (FOLADORI *et al.*, 2018; GONÇALVES *et al.*, 2017).

A utilização de um consórcio de microalgas apresenta diversas vantagens como: a) possibilidade de sistemas mais robustos, devido a sua resistência a flutuações nas condições ambientais e invasão por outras espécies; b) maior consumo de nutrientes pela combinação de microrganismos e suas diferentes necessidades; e c) aumento da eficiência de tratamento oriunda da cooperação entre os microrganismos. No entanto, a utilização de um consórcio enfrenta algumas limitações como a grande variedade de possíveis combinações de microalgas que dificulta o desenvolvimento de modelos. Além da dificuldade em manter o mesmo consórcio por longos períodos de tempo, especialmente em lagoas abertas onde há alto risco de contaminação da cultura (GONÇALVES *et al.*, 2017; SHAHID *et al.*, 2020).

Outra questão importante para a seleção da cultura a ser utilizada como tratamento terciário para efluentes é a origem da mesma, uma vez que pode ser inserida ao meio através da inoculação ou pode-se utilizar uma cultura nativa já presente no efluente (ZHOU *et al.*, 2017). Segundo Galès *et al.* (2019), ao se utilizar as microalgas presentes no próprio esgoto

essas apresentam maior adaptabilidade as condições ambientais e suas variações. No estudo de Balsisserotto *et al.* (2020), foi comparado o desempenho da microalga nativa do efluente em um meio sintético, porém o desempenho maior foi no efluente de origem onde já estava adaptada e apresentou maior desenvolvimento e remoção de nutrientes (BALDISSEROTTO *et al.*, 2020).

A utilização de um consórcio nativo é uma alternativa sustentável uma vez que permite o tratamento de efluentes sem a demanda de condições controladas, não há preocupações com a contaminação da cultura e principalmente o consorcio já está adaptado ao meio reduzindo os custos de cultivo (CHOUDHARY *et al.*, 2016; MORENO-GARCÍA *et al.*, 2021; WALLS *et al.*, 2019)

3.2.1.7 Tipo de sistema de cultivo

O cultivo das microalgas pode ser realizado em sistemas abertos (lagoas naturais ou artificiais) (FERNÁNDEZ *et al.*, 2016; MARA, 2003; UMAMAHESWARI; SHANTHAKUMAR, 2016) ou em sistemas fechados (fotobiorreatores) (ASSUNÇÃO; MALCATA, 2020; RAZZAK *et al.*, 2013).

Sistemas abertos geralmente são opções mais econômicas (ACIÉN *et al.*, 2018, 2021), e são comumente os mais utilizados para cultivos em grande escala. Porém, nesse tipo de sistema as microalgas permanecem expostas às condições naturais de iluminação, temperatura, evaporação e contaminação que podem alterar negativamente o desenvolvimento das microalgas e ainda sofrem mais com as mudanças climáticas (DAY *et al.*, 2017; GALÈS *et al.*, 2019; MANTOVANI *et al.*, 2020; RODRÍGUEZ-MIRANDA *et al.*, 2021b).

A maioria dos estudos que utiliza sistemas abertos avalia a influência de temperatura e intensidade luminosa no cultivo de microalgas (BAUTISTA-MONROY *et al.*, 2022; HERNÁNDEZ *et al.*, 2022; RODRÍGUEZ-MIRANDA *et al.*, 2021a, 2021b). Rodríguez-Miranda *et al.* (2021), realizou um estudo sobre as variações da temperatura ao longo de um ano na Espanha utilizando um sistema aberto do tipo *raceway* em larga escala. Hernández *et al.* (2022), também na Espanha, realizou um estudo sobre a importância do controle da temperatura, utilizando métodos indiretos, em um cultivo em sistema aberto do tipo *raceway*.

Os sistemas fechados, também conhecidos como fotobiorreatores (FBR), apresentam vantagens sobre os sistemas abertos, pois garantem maior produtividade de biomassa por unidade de área, menor tempo de colheita, alta taxa de superfície/volume, menor risco de contaminação e maior eficiência (TOMAZELLA, 2011). Porém, dependendo do tipo de

FBR, esse sistema pode apresentar maior custo, dificuldade no controle da temperatura interna e adesão de alguns cultivos nas paredes (TORRES, 2014).

Os principais sistemas de FBR são: i) tubulares, que consiste em um conjunto de tubos que apresentam diâmetro inferior a 0,1 m e comprimento até 80 m, nesses sistemas o fluxo é turbulento para que não ocorra a sedimentação dentro do sistema (CHISTI, 2007); ii) *Airlift*, que consiste em um vaso com duas zonas, sendo a primeira onde ocorre a descida do líquido e outra onde ocorre a injeção de ar para criar um movimento circular (LI *et al.*, 2022); iii) *Flat panel*, que consiste de placas paralelas com pequena espessura entre elas, pode conter agitação realizada por bolhas de ar ao longo do comprimento (DASA *et al.*, 2021).

O uso de sistemas de FBR tubulares tem sido associado a pesquisas com altas produções de biomassa microalgal devido a alta incidência solar e a possibilidade de sistemas em grande escala (FERNÁNDEZ DEL OLMO *et al.*, 2022; MINH *et al.*, 2021; SALGUERO-RODRÍGUEZ *et al.*, 2021). Os estudos utilizando o sistema *airlift* geralmente apresentam poucos dias de cultivo, devido a inserção de ar que acelera o desenvolvimento das culturas (OJAH *et al.*, 2021; SHADPOUR *et al.*, 2022; YAQOUBNEJAD *et al.*, 2021). No estudo comparativo realizado por Yaqoubnejad *et al.* (2021), o sistema do tipo *airlift* apresentou maior produção de biomassa e maior remoção de nutrientes, chegando a 97% de remoção de fósforo após 7 dias de cultivo.

Quando cultivadas em esgoto e fora de um ambiente controlado de sala de cultivo, espera-se que haja contaminação caso seja utilizada uma cultura pura (GAO *et al.*, 2016; LUO *et al.*, 2018). O consórcio de microalgas pode aumentar a produtividade devido a maior adaptabilidade às condições variáveis, além de apresentarem maior resistência e eficiência na utilização de recursos (GALÈS *et al.*, 2019; SHAHID *et al.*, 2020). Devido a isso, cultivos externos geralmente utilizam de consórcios de microalgas para apresentarem melhores resultados (AL-MOMANI; ÖRMECI, 2016; ROSSI *et al.*, 2020).

3.3 Tratamento de esgoto doméstico com microalgas

O uso de microalgas no tratamento de esgoto doméstico foi iniciado na década de 50, com investigações sobre a habilidade de microalgas juntamente com bactérias de tratar o esgoto doméstico em estações de tratamento (OSWALD; GOTAAS, 1957). Com o avanço dos estudos percebeu-se que a combinação do crescimento de microalgas junto com o tratamento de esgoto pode ser uma solução para superar os altos custos do cultivo e atingir

a remoção esperada de nutrientes do meio (LEITE; DANIEL, 2020; OSWALD; GOTAAS, 1957; PAN *et al.*, 2019; SLADE; BAUEN, 2013).

A utilização de microalgas no tratamento de esgotos depende da interação entre as cadeias tróficas. As bactérias heterotróficas consomem o material orgânico e liberam gás carbônico (CO_2), amônio (NH_4^+), nitrato (NO_3^-) e fósforo (PO_4^{3-}) que são utilizados pelas microalgas para gerar novas células (ODUM; BARRET, 2007). As microalgas, por sua vez, liberam oxigênio fotossintético possibilitando que as bactérias heterotróficas realizem a degradação da matéria orgânica e assim reduzam a DBO do efluente (DE-BASHAN; BASHAN, 2010; SHANTHALA *et al.*, 2009; SOLDATELLI, 2007).

As microalgas são versáteis e possuem grande capacidade de remoção de nitrogênio e fósforo de esgoto até valores abaixo dos exigidos pela resolução CONAMA 430/2011 para lançamento de esgoto em corpo d'água (GONZÁLEZ-CAMEJO *et al.*, 2020). As culturas de microalgas são capazes de tratar efluentes com diversas características como: efluente após tratamento preliminar; efluentes primários após remoção de sólidos em suspensão; efluentes secundários após clarificação obtida pela degradação da matéria orgânica; efluentes concentrados, ou seja, a fase líquida do lodo oriundo do digestor anaeróbio (ACIÉN *et al.*, 2016); e ainda efluentes oriundos do tratamento por sistemas anaeróbios. Dependendo da origem do efluente, a configuração do sistema de tratamento será diferente (GONZÁLEZ-CAMEJO *et al.*, 2021).

O esgoto doméstico após ser tratado por sistema anaeróbio, tem a sua carga orgânica diminuída inicialmente, porém ainda apresenta altas concentrações de nutrientes. Devido a essa característica, o tratamento com microalgas é eficiente como pós-tratamento para esse tipo de esgoto (GONZÁLEZ-CAMEJO *et al.*, 2019b). Na Tabela 5 estão apresentados os valores de remoção de nitrogênio e fósforo por microalgas para diferentes níveis de tratamento do esgoto doméstico (GONÇALVES *et al.*, 2017; GONZÁLEZ-CAMEJO *et al.*, 2021).

Tabela 5 – Performance das microalgas no tratamento de diferentes efluentes.

Microrganismos	Efluente	Sistema e modo de operação	Tempo de operação (dias)	Nitrogênio		Fósforo		Referências
				Ci (mg.L ⁻¹)	ERN (%)	Ci (mg.L ⁻¹)	ERP (%)	
Cultivo interno								
<i>Scenedesmus obliquus</i>	Efluente bruto	FBR (2 L), L = 80 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , L/E = 16/8, T = 22°C, pH = 7	15	52,6	99	8,5	98	(GUPTA <i>et al.</i> , 2016)
<i>Chlorella sorokiniana</i>	Efluente Bruto	FBR (2 L), L = 80 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , L/E = 16/8, T = 22°C, pH = 7	15	52,6	87	8,5	68	(GUPTA <i>et al.</i> , 2016)
Consórcio de microalgas	Efluente primário	FBR (200 ml), L = 250 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , L/E = 12/12, T = 15°C, pH = 8	8	49,4	83	3,1	100	(DELGADILLO-MIRQUEZ <i>et al.</i> , 2016)
<i>Chlorella vulgaris</i>	Efluente secundário	FBR (500 ml), batelada, L = 213 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , L/E = 24/0, T = 20°C	28	66,9	56	26,0	12	(AL-MOMANI; ÖRMECI, 2016, p.)
<i>Neochloris oleoabundans</i>	Efluente secundário	FBR (500 ml), batelada, L = 213 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , L/E = 24/0, T = 20°C	28	66,9	57	26,0	6	(AL-MOMANI; ÖRMECI, 2016)
Consórcio de microalgas nativas	Efluente secundário	FBR (500 ml), batelada, L = 213 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , L/E = 24/0, T = 20°C	28	66,9	67	26,0	31	(AL-MOMANI; ÖRMECI, 2016)

continua

continuação

Microrganismos	Efluente	Sistema e modo de operação	Tempo de operação (dias)	Nitrogênio		Fósforo		Referências
				Ci (mg.L ⁻¹)	ERN (%)	Ci (mg.L ⁻¹)	ERP (%)	
<i>Cyanobacteria</i> e <i>Scenedesmus</i> sp.	efluente secundário	FBR (2,5 L), L = 220 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, L/E = 12/12, T = 27°C, pH = 8,5	30	71,6	58	20,0	83	(ARIAS <i>et al.</i> , 2019)
<i>Scenedesmus</i> sp.	Efluente secundário	FBR (500 ml), L = 200 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, L/E = 14/10, T = 25°C, pH = 7,8	13	27,4	72	2,3	~100	(WU <i>et al.</i> , 2017)
<i>Scenedesmus</i> sp. e <i>Haematococcus pluvialis</i>	Efluente secundário	FBR (500 ml), L = 200 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, L/E = 14/10, T = 25°C, pH = 7,8	13	27,4	85	2,3	~100	(WU <i>et al.</i> , 2017)
<i>Chlorella vulgaris</i>	Efluente de biorreator de membrana anaeróbia	FBR (2 L), L = 250 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, L/E = 14/10, T = 30–35°C, pH = 7,5	13	48,7	85	5,4	100	(PACHÉS <i>et al.</i> , 2020)
<i>Scenedesmus obliquus</i>	Efluente de biorreator de membrana anaeróbia	FBR (2 L), L = 250 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, L/E = 14/10, T = 20–25°C, pH = 7,5	8	67,9	97	4,6	100	(PACHÉS <i>et al.</i> , 2020)
<i>Chlorella</i> sp.	Efluente suíno diluído em água destilada	FBR (500 ml), L = 150 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, L/E = 24/0, pH = 8, aeração 0.3 L.min ⁻¹	15	60,0	95	18,1	85	(LEDDA <i>et al.</i> , 2015)

continua

continuação

Microrganismos	Efluente	Sistema e modo de operação	Tempo de operação (dias)	Nitrogênio		Fósforo		Referências
				Ci (mg.L ⁻¹)	ERN (%)	Ci (mg.L ⁻¹)	ERP (%)	
Cultivo externo								
<i>Scenedemus obliquus</i>	Efluente secundário	FBR tubular (533 L), mistura = 0,2-0,3 m.s ⁻¹ , pH = 8	3.1–4.6	20,46	74–82	2,14	70–90	(ARBIB <i>et al.</i> , 2014)
Consórcio nativo de microalga-bactéria	Efluente doméstico	FBR (1,9 L), pH = 9	7	50	99,8	7	99,8	(ALCÁNTARA <i>et al.</i> , 2015b)
<i>Chlorella</i> sp., <i>Scenedesmus</i> sp. e <i>Chlamydomonas</i> sp.	Efluente terciário após digestão anaeróbia	<i>Raceway</i> (1200 L)	10	244	86	5,7	71	(MANTOVANI <i>et al.</i> , 2020)
<i>Chlorela Sorokiniana</i>	Efluente digerido anaerobicamente	FBR tubular (211 L), L = 67 a 270 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , T = 25°C, pH = 6,7, CO ₂ = 10 L.min ⁻¹	5	1.290	78,4	<u>68</u>	68,7	(SILVA <i>et al.</i> , 2019)
<i>Nannochloropsis gaditana</i>	Efluente após digestão anaeróbica diluída em água salgada	FBR tubular (340 L), T = 25°C, pH = 8	semicontínuo	6,55	95	14,1	95	(ROMERO VILLEGAS <i>et al.</i> , 2017)
Consórcio de microalgas nativas	Efluente de biorreator de membrana anaeróbia	Flat-panel (14 L), L = 300 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , T = 16°C, pH = 7,5	25-35	45	85	4,7	99	(GONZÁLEZ-CAMEJO <i>et al.</i> , 2020)
<i>Chlorela Sorokiniana</i>	Água negra tratada anaerobicamente	FBR (50 L), L = 196 μmol.m ⁻² .s ⁻¹ , L/E = 12/12	7	111,6	66	15,5	74	(SLOMPO <i>et al.</i> , 2020)

continua

continuação

Microrganismos	Efluente	Sistema e modo de operação	Tempo de operação (dias)	Nitrogênio		Fósforo		Referências
				Ci (mg.L ⁻¹)	ERN (%)	Ci (mg.L ⁻¹)	ERN (%)	
<i>Scenedesmus</i> sp. e bactéria nativa de lodo anaeróbico	Água residual de amido	FBR fechado (0,06 L), L = 70,4 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$	5	30-50	88,7	54	80,1	(REN <i>et al.</i> , 2015)
<i>Chlorella</i> sp., <i>Scenedesmus</i> sp. e <i>Chlorella zofingiensis</i>	Efluente de laticínios	FBR fechado (0,4 L), L = 150 $\pm$ 5 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, T = 25°C	7	176	87,0-91,0	39,6	91,2-96,0	(QIN <i>et al.</i> , 2016)
Consórcio de microalga-bactéria	Meio sintético	Lagoa de alta taxa (500 L)	6	17,3	60	3,9	66	(ROBLES <i>et al.</i> , 2020)
<i>Synechocystis salina</i> e <i>Chlorella vulgaris</i>	Meio sintético	FBR (0,45 L), T= 25°C, L = 120 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, aeração de ar atmosférico	7	45	84,5	10	85,9	(GONÇALVES <i>et al.</i> , 2016)
<i>Synechocystis salina</i> e <i>Microcystis aeruginosa</i>	Meio sintético	FBR (0,45 L), L = 120 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, T= 25°C, aeração de ar atmosférico	7	45	77,7	10	97,2	(GONÇALVES <i>et al.</i> , 2016)
Consórcio de microalgas-bactérias nativas de lodo ativado	Meio sintético	FBR (2,7 L), L = 400 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, T = 24°C, pH = 7,8	2-20	120	75-96	-	-	(ALCÁNTARA <i>et al.</i> , 2015a)
<i>Synechocystis salina</i> e <i>Pseudokirchneriella subcapitata</i>	Meio sintético	FBR (0,45 L), L = 120 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, T= 25°C, aeração de ar atmosférico	7	45	72	10	91,8	(GONÇALVES <i>et al.</i> , 2016)

Abreviaturas: FBR = Fotobiorreator, L = luminosidade, T = temperatura, L/E = Luz/Escuro, Ci = concentração inicial, ERN = Eficiência de Remoção de Nitrogênio; ERP = Eficiência de Remoção de Fósforo.

Fonte: Adaptado de González-Camejo *et al.*, 2021 e Gonçalves *et al.*, 2017.

Os estudos apresentados na Tabela 5 evidenciam que os efluentes de tratamento secundários e os efluentes de sistemas anaeróbios são os que apresentaram maiores valores de remoção de nutrientes. A utilização das microalgas para redução significativa nas concentrações de nutrientes inorgânicos ocorre também a remoção de outros compostos contaminantes como metais pesados e fármacos (RUAN *et al.*, 2019; TIWARI *et al.*, 2017; MATAMOROS *et al.*, 2015; TALAIEKHOZANI; REZANIA, 2017). E ainda, as condições que são geradas dentro dos sistemas utilizando as microalgas permite a remoção considerável de bactérias patogênicas (Coliformes totais, *E. coli*, *Pseudomonas* e *Enterococcus*) , durante o cultivo e tratamento do efluente (AHMAD *et al.*, 2014; ESPINOSA *et al.*, 2021; KUMAR *et al.*, 2021).

No trabalho realizado por Marchello *et al.* (2015), foi avaliado o potencial de crescimento de microalgas em efluente pós tratamento anaeróbio e o efeito disso sobre bactérias do grupo coliformes. No estudo foi comprovado o aumento da eficiência no tratamento quando adicionada aeração no meio apresentando redução de 4 log de unidades formadoras de colônias tanto de coliformes totais, quanto *E. coli* .

Segundo Slompo *et al.* (2020), a utilização de microalgas para tratamento de água negra após tratamento anaeróbio em reator UASB apresentou log de remoção de 0,76 log para coliformes totais e 2,73 log para *E. coli*, representando uma eficiência de 68,8% e 99,8% respectivamente.

No estudo realizado por Ruas *et al.* (2021), foi avaliado a remoção de *Pseudomonas aeruginosa*, *E. coli* e *Enterococcus faecalis* utilizando um consórcio microalga-bactéria. Foi avaliada a influência da presença da microalga *Chlorella vulgaris*, a presença de lodo ativado, aeração, suplementação de dióxido de carbono (CO₂), o fotoperíodo e o tipo de sistema (aberto e fechado). Foi concluído que o consórcio aumentou mais de 50% a remoção dos patógenos e com a adição da aeração atingiu 99,4% (RUAS *et al.*, 2021). Vale destacar que no fotoperíodo 24:0 não houve remoção de *Pseudomonas aeruginosa* e *E. coli*, evidenciando a importância da radiação solar para a remoção desses patógenos.

Gutiérrez-Alfaro *et al.* (2018) realizou um estudo para avaliar a capacidade de remoção de *E. coli*, *Enterococcus* spp., e *Clostridium perfringens* de diferentes processos secundários e o comportamento desses patógenos a desinfecção solar. Ficou concluído que a radiação solar aumentou significativamente a remoção desses patógenos no efluente após tratamento secundário (remoção de 2,9 log de *E. coli*). Pode-se inferir assim que a aplicação do tratamento com microalgas utilizando o fotoperíodo adequado apresenta alto potencial

para tratamento e desinfecção de esgotos (GUTIÉRREZ-ALFARO *et al.*, 2018; RUAS *et al.*, 2021).

Os subprodutos do tratamento de esgoto que utilizam microalgas podem ser reutilizados, uma vez que a biomassa de microalgas produzida durante o tratamento pode ser utilizada como fertilizante agrícola para enriquecer solos empobrecidos (SILVA *et al.*, 2019). E ainda, o efluente tratado é fonte de água podendo ser reutilizado em atividades menos restritivas possibilitando um reuso não potável (SOUZA *et al.*, 2015).

3.3.1 ***Reuso não potável***

O reuso da água permite aliviar a pressão sobre os recursos hídricos causados pelos usos múltiplos da água para o desenvolvimento das atividades humanas. O reuso permite a substituição de fontes de água nas demandas menos restritivas para liberar água de melhor qualidade para usos mais restritivos como o abastecimento humano (HESPANHOL, 2002; SOUZA *et al.*, 2015).

O esgoto tratado pode ser utilizado para fins potáveis e não potáveis. Para o reuso potável é preciso tratamentos avançados para diminuir os riscos devido à presença de patógenos na água oriunda de efluente doméstico, tornando esse uso o mais oneroso. Uma forma de controlar os riscos é a utilização desse efluente tratado para fins não potáveis, quando o uso não exige níveis avançados de tratamento (HESPANHOL, 2002). Geralmente o esgoto tratado é empregado para:

- irrigação de parques e jardins localizados em áreas públicas, centros esportivos, campos de futebol, quadras de golfe, jardins de escolas e universidades, gramados, árvores e arbustos decorativos ao longo de avenidas e rodovias;
- irrigação de áreas de jardim ao redor de edifícios públicos e residenciais;
- reserva de proteção contra incêndios;
- controle de poeira em movimentos de terra, etc.;
- sistemas decorativos aquáticos tais como fontes e chafarizes, espelhos e quedas d'água;
- descarga sanitária em banheiros públicos e em edifícios comerciais e industriais;
- lavagem de trens e ônibus públicos.

A Organização Mundial de Saúde (OMS) possui diretrizes para o uso de esgoto tratado em agricultura e aquicultura e ainda desenvolveu critérios para a proteção de grupos de risco relacionados ao reuso agrícola (WHO, 2006). O cumprimento desses padrões é importante para evitar possíveis problemas de saúde aos consumidores e trabalhadores que irrigam e manuseiam culturas. As diretrizes da OMS para irrigação agrícola utilizando esgoto tratado estão apresentadas na Tabela 6 (WHO, 2006). Destaca-se também a existência de ferramentas de avaliação de risco para diferentes cenários de exposição.

Tabela 6 – Diretrizes da OMS para irrigação agrícola utilizando esgoto sanitário.

Categoria de irrigação	Opção ⁽¹⁾	Tratamento de esgotos e remoção de patógenos ($\log_{10}$) ⁽²⁾	Qualidade do efluente	
			<i>E. coli</i> /100ml ⁽³⁾	Ovos de helmintos/L
Irrestrita	A	4	$\leq 10^3$	$\leq 1^{(4)(5)}$
	B	3	$\leq 10^4$	
	C	2	$\leq 10^5$	
	D	4	$\leq 10^3$	
	E	6 ou 7	$\leq 10^1$ ou 10^0	
Restrita	F	4	$\leq 10^4$	
	G	3	$\leq 10^5$	
	H	< 1	$\leq 10^6$	

Irrestrita: irrigação superficial ou por aspersão de qualquer cultura, inclusive culturas alimentícias consumidas cruas. Restrita: irrigação superficial ou aspersão de qualquer cultura não ingerida crua.

(1) Combinação de medidas de proteção à saúde.

(A): cultivo de raízes e tubérculos; (B): cultivo de folhosas; (C): irrigação localizada de plantas que se desenvolvem distantes do nível do solo; (D): irrigação localizada de plantas que se desenvolvem rentes ao nível do solo; (E): qualidade de efluentes alcançável com o emprego de técnicas de tratamento tais como tratamento secundário + coagulação + filtração + desinfecção; qualidade dos efluentes avaliada ainda com o emprego de indicadores complementares (por exemplo, turbidez, SST, cloro residual; (F): agricultura de baixo nível tecnológico e mão de obra intensiva; (G): agricultura de alto nível tecnológico e altamente mecanizada; (H): técnicas de tratamento com reduzida capacidade de remoção de patógenos (por exemplo, tanques sépticos ou reatores UASB) associada ao emprego de técnicas de irrigação com elevado potencial de minimização da exposição (irrigação subsuperficial).

(2) Remoção de vírus que associada a outras medidas de proteção à saúde corresponderia a uma carga de doenças virais tolerável e riscos menores de infecções bacterianas e por protozoários. (3) Qualidade do efluente (média geométrica durante o período de irrigação) correspondente à remoção de patógenos indicada em (2). (4) No caso de exposição de crianças (15 anos) recomenda-se um padrão e, ou, medidas complementares mais exigentes: $\leq 0,1$ ovo/L, utilização de equipamentos de proteção individual, tratamento quimioterápico. No caso da garantia da remoção adicional de 1 $\log_{10}$ na higiene dos alimentos pode-se admitir ≤ 10 ovos/L. (5) Média aritmética em pelo menos 90% do tempo, durante o período de irrigação. A remoção requeria de ovos de helmintos ($\log_{10}$) depende a concentração presente no esgoto bruto. Com o emprego de lagoas de estabilização, o tempo de detenção hidráulica pode ser utilizado como indicador de remoção de helmintos. No caso da utilização de técnicas de tratamento mais complexas (opção E), o emprego de outros indicadores (por exemplo, turbidez ≤ 2 uT) pode dispensar a verificação do padrão ovos helmintos. No caso de irrigação localizada, em que não haja contato da água com as plantas e na ausência de riscos para os agricultores (por exemplo, opção H) o padrão ovos de helmintos poderiam ser dispensável.

Fonte: Adaptado de WHO(2006).

No Brasil, não há legislação específica que discorra sobre o reuso de água não potável. A Associação Brasileira de Normas Técnicas, por meio da NBR 13.969, item nº 5.6 - Reuso Local, propõe como alternativa ao lançamento no meio ambiente a reutilização do efluente para fins que exigem qualidade de água não potável, mas sanitariamente segura. Na Tabela 7 estão apresentados os graus de tratamento necessários baseados na classificação de usos mais restritivos e respectivos parâmetros de qualidade para (ABNT, 1997).

Tabela 7 – Classificação e aplicação do reuso do efluente de acordo com parâmetros de qualidade e tratamentos necessários.

Parâmetros	Classe 1	Classe 2	Classe 3	Classe 4
Coliformes Fecais (NMP.100mL⁻¹)	<200	<500	<500	<500
pH	6-8	-	-	-
Turbidez (UNT)	<5	<5	<10	
Cloro residual (mg CL₂.L⁻¹)	0,5-1,5	>0,5	-	-
Sólidos dissolvidos totais (mg.L⁻¹)	<200	-	-	-
Oxigênio dissolvido (mg.L⁻¹)	-	-	-	>2,0
Aplicações de reuso	Lavagem de carros, com possível aspersão de aerossóis.	Lavagem de pisos, calçadas e irrigação de jardins, fins ornamentais.	Descargas em vasos sanitários. (Água de enxágue da máquina de lavar)	Irrigação pontual ou escoamento superficial de pomares, cereais, forragens, pastagens. Aplicação deve ser interrompida 10 dias antes da colheita.
Tratamento necessário	Aeróbios (filtro aeróbio submerso ou Lodo Ativado por Batelada) + Filtração + Cloração.	Aeróbios (filtro aeróbio submerso ou Lodo Ativado por Batelada) + Filtração + Desinfecção.	Aeróbios + Filtração + Desinfecção.	

Fonte: NBR 13.969/97, ABNT (1997).

A Resolução nº 54, de 28 de novembro de 2005 estabelece modalidades, diretrizes e critérios gerais para a prática de reuso direto não potável de água. A resolução estabelece que água de reuso é a água residuária que se encontra dentro dos padrões exigidos para sua utilização nas modalidades pretendidas; e que reuso direto de água é o uso planejado de água conduzida ao local de utilização, sem lançamento ou diluição prévia em corpos hídricos superficiais ou subterrâneos.

Em seu Art. 3 a resolução classifica o reuso direto não potável de água em: a) reuso para fins urbanos (irrigação paisagística, lavagem de logradouros públicos e veículos, desobstrução de tubulações, construção civil, edificações, combate a incêndio, dentro da área urbana); b) reuso para fins agrícolas e florestais (produção agrícola e cultivo de florestas plantadas); c) reuso para fins ambientais (implantação em projetos de recuperação do meio ambiente); d) reuso para fins industriais (processos, atividades e operações industriais); e e) reuso na aquicultura (criação de animais ou cultivo de vegetais aquáticos).

No estado de São Paulo, vigora a Resolução Estadual Conjunta SES/SMA/SSRH n 1 de 2017, que discorre sobre o reuso de efluente proveniente de Estações de Tratamento de Esgoto Sanitário, para fins urbanos não potável de água. Os padrões de qualidade para reuso não potável referidos nessa resolução estão apresentados na Tabela 8. Para o uso de restrição moderada cabem as atividades: irrigação paisagística, lavagem de logradouros e outros espaços públicos e privados, construção civil, desobstrução de galerias de águas pluviais e rede de esgoto, lavagem de veículos e combate a incêndio. Para o uso de restrição severa cabem todas as atividades descritas exceto lavagem de veículos (SÃO PAULO, 2017).

Tabela 8 – Padrões de qualidade de água de reuso.

Padrões de qualidade	Categorias de Reuso	
	Uso Restrição Moderada	Uso Restrição Severa
pH	6 a 9	6 a 9
DBO _{5,20} (mg.L ⁻¹)	≤10	≤30
turbidez (UNT)	≤2	
Sólidos em Suspensão Totais (mg.L ⁻¹)	<10	<30
Coliformes Termotolerantes (UFC.100mL ⁻¹)	Não detectável	<200
Ovos helmintos (Ovo.L ⁻¹)	<1	1
Cloro residual total (CRT) (mg.L ⁻¹)	<1	<1
Condutividade elétrica (CE) (dS.m ⁻¹)	<0,7	<3,0
RAS*	<3	3 a 9
Sólidos dissolvidos totais (mg.L ⁻¹)	<450	<2.000
Cloreto (mg.L ⁻¹)	<106	<350
Boro (mg.L ⁻¹)	<0,7	<2,0
Distâncias de precaução (m)	70 (para poços de captação de água)	
Tipo de tratamento	Tratamento secundário, desinfecção e filtração. Tratamento não poderá mensurar patógenos	Tratamento secundário, desinfecção e filtração.

Fonte: Resolução Estadual Conjunta SES/SMA/SSRH n1 de 28 de junho de 2017. *RAS = Razão de Adsorção de Sódio.

Em convergência com os princípios da economia circular, estudos tem sido realizados sobre o reuso do efluente tratado com microalgas e o seu potencial para o reuso (BELETE *et al.*, 2019; BELLUCCI *et al.*, 2020; SOLÉ-BUNDÓ *et al.*, 2017).

3.3.2 *Separação de biomassa e efluente*

Visando a recuperação da biomassa microalgal para usos como fertilizantes e a reutilização do efluente tratado são aplicados métodos de separação após o tratamento. A separação da biomassa microalgal pode representar de 20 a 60% do custo total de produção de microalgas, devido a sua baixa concentração nos sistemas de cultivo, pequeno diâmetro das células e carga superficial negativa (MOLINA GRIMA *et al.*, 2003; SUKENIK; SHELEF, 1984). Devido a isso, o processo deve ser simples, rápido, eficiente e de baixo custo. Na Tabela 9 estão apresentadas as vantagens e desvantagens das tecnologias empregadas para a separação da biomassa microalgal.

Tabela 9 – Vantagens e desvantagens dos principais processos de separação de microalgas.		
Método	Vantagens	Desvantagens
Centrifugação	⇒ Rápida ⇒ Fácil ⇒ Alta eficiência	⇒ Alto custo ⇒ Consumo de energia ⇒ Dano celular
Filtração	⇒ Uso em pequena escala ⇒ Alta eficiência	⇒ Processo lento ⇒ Entupimento ou incrustação ⇒ Alto custo operacional
Sedimentação	⇒ Uso em grande escala ⇒ Baixa demanda energética ⇒ Fácil operação	⇒ Custo do coagulante ⇒ Toxicidade da biomassa
Flotação	⇒ Uso em grande escala ⇒ Baixo tempo de detenção hidráulica ⇒ Baixo custo ⇒ Baixa área requerida	⇒ Uso do coagulante ⇒ Estabilidade do material ⇒ Demanda energética para geração de microbolhas

Fonte: Adaptado de Leite, Daniel (2020).

Dentre esses processos, o mais consolidado e aplicado em larga escala é a coagulação/floculação seguida de sedimentação, pois propicia a desestabilização das partículas e a separação das fases sólido-líquido (LEITE; DANIEL, 2020). Conforme apresentado na Tabela 9 uma das desvantagens da utilização da sedimentação é a toxicidade da biomassa ao se utilizar coagulantes tradicionais como sulfato de alumínio e cloreto férrico (UMMALYMA *et al.*, 2016).

Em vista disso, coagulantes naturais estão sendo preferencialmente utilizados na recuperação de microalgas, como é o caso do coagulante natural a base de tanino vegetal (NIEMI; GENTILI, 2021). Esses coagulantes são, em sua maioria, compostos quimicamente complexos e normalmente obtidos através de cascas de vegetais como *Schinopsis balansae* (Quebracho), *Castanea sativa* (Castanha) ou *Acacia mearnsii de Wild* (Acácia-negra) (FONTOURA, 2017).

Segundo Teixeira *et al.* (2022), em seu estudo foi analisada a eficiência do Tanfloc SG como coagulante para separação de microalgas nativas cultivada em efluente após tratamento anaeróbio em comparação ao sulfato de alumínio. No estudo a separação foi realizada através de coagulação/floculação seguida de sedimentação testando as dosagens de Tanfloc SG de 25 a 200 mg.l⁻¹. A dosagem ótima para o Tanfloc SG foi de 100 mg.L⁻¹, removendo mais de 90% da cor, turbidez, DO₅₄₀, DO₆₈₀ e DO₇₅₀. Com apenas 5 minutos de sedimentação. Foi observado também que a atuação do Tanfloc não foi muito afetada com a variação de pH do meio, apresentando resultados satisfatórios para os valores de pH 5, 7 e 8,5. (TEIXEIRA *et al.*, 2022).

No estudo realizado por Ruggeri *et al.* (2021), também foi utilizado o Tanfloc SG para separação de biomassa da microalga *Monoraphidium contortum* através de coagulação/floculação seguida de sedimentação. Nesse estudo, foram testadas as dosagens de 0 a 100 mg.l⁻¹ em diferentes gradientes de mistura rápida. A condição ótima encontrada foi de 35 mg.l⁻¹ de Tanfloc SG que apresentou 99% de remoção de turbidez (RUGGERI *et al.*, 2021). Em outro estudo, Mezzari *et al.* (2014) utilizou um fotobiorreator para tratar esgoto digerido utilizando *Chlorella vulgaris*. Para a separação da biomassa foram testadas as dosagens 11, 22, 44, 89 e 178 mg.l⁻¹ de coagulante a base de tanino e ficou determinado que a dosagem de 11 mg.l⁻¹ apresentou a maior eficiência de recuperação da biomassa com 97%. Foi observado que as maiores eficiências foram obtidas entre os valores de pH 5 a 7 (MEZZARI *et al.*, 2014).

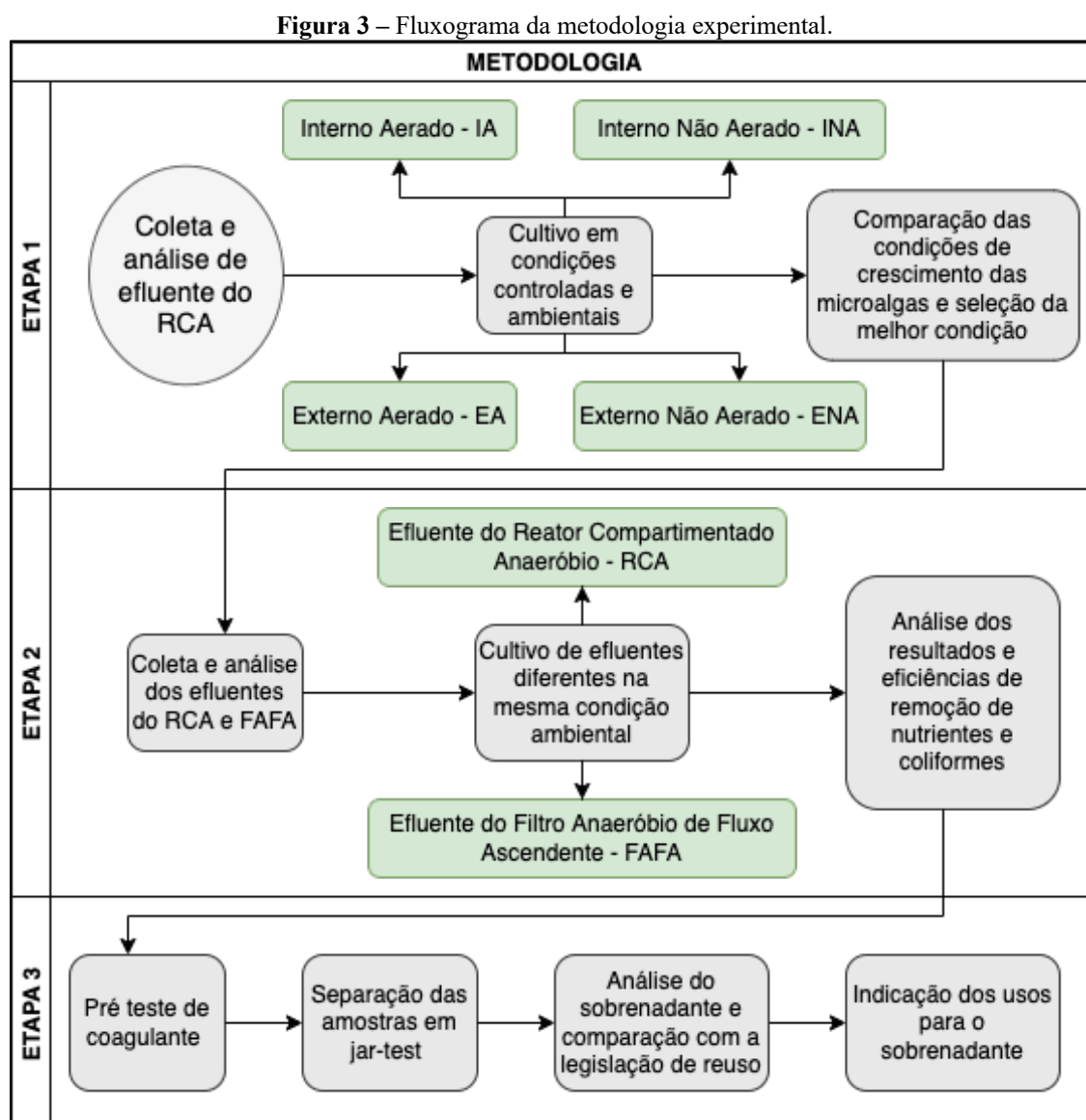
O uso de coagulantes a base de tanino possui diversas vantagens quando comparado aos coagulantes químicos, sendo o principal não acrescentam metais ao processo, permitindo assim a possibilidade de reuso seguro da biomassa de microalgas e o efluente final para outras atividades (ANJOS, 2021; MEZZARI *et al.*, 2014; SÁNCHEZ-MARTÍN *et al.*, 2014).

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Procedimento experimental

O trabalho foi realizado em três etapas. Sendo a primeira etapa a comparação entre o cultivo interno, dentro do laboratório em sala de cultivo e com condições controladas, e externo, sem controle das condições ambientais. Na segunda etapa foram utilizados efluentes de origens diferentes, sendo um oriundo de um Reator Compartimentado Anaeróbio (RCA) e outro de um Filtro Anaeróbio de Fluxo Ascendente (FAFA). Esta etapa foi realizada três vezes para validação dos dados. Na última etapa foi realizada a separação da biomassa e do efluente das amostras e análise do efluente para comparação com as características de reuso não potável. Os detalhes de cada etapa serão apresentados nos itens a seguir.

Na Figura 3 está apresentado o fluxograma da metodologia experimental.

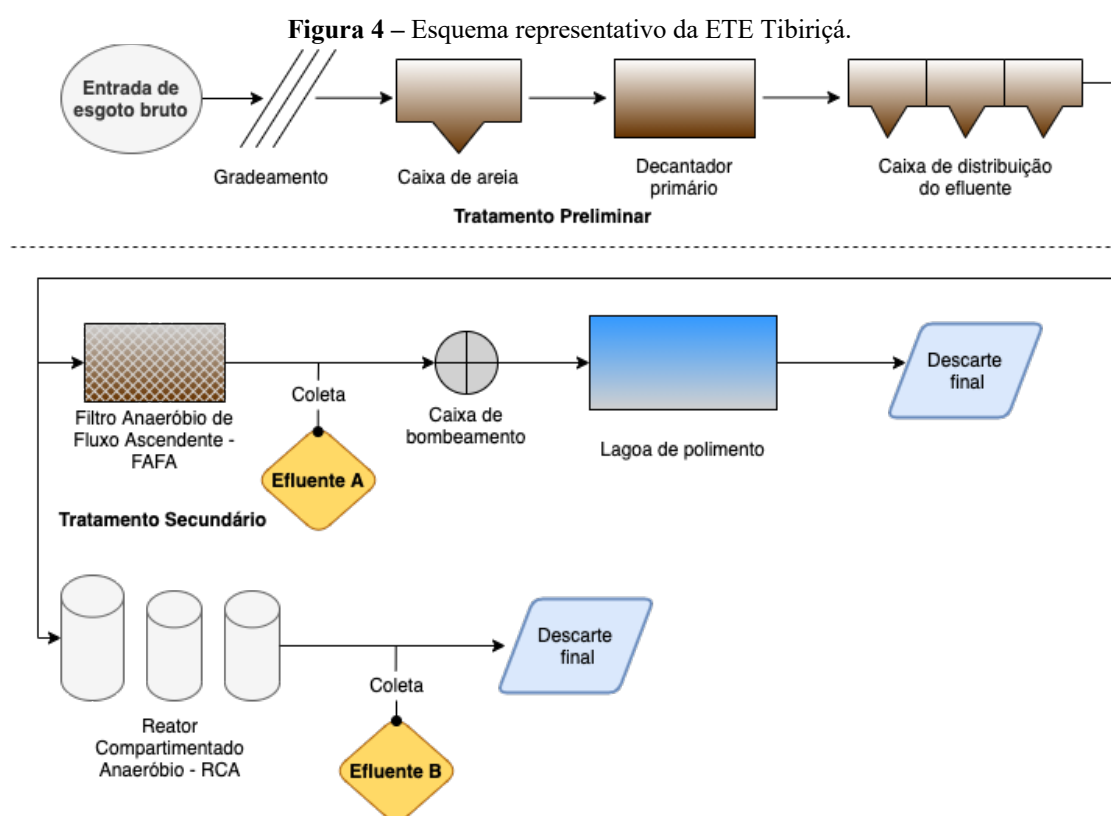


Fonte: Própria autora.

4.1.1 Efluentes Estudados

Para a realização do presente estudo foram utilizados efluentes anaerobiamente tratados provenientes da Estação de Tratamento de Esgoto localizada no distrito de Tibiriçá, no município de Bauru/SP, que é operada pelo Departamento de Água e Esgoto (DAE) da Prefeitura Municipal de Bauru. A ETE atende uma população de aproximadamente 1.200 pessoas e recebe uma vazão diária entre 4 e 6 L.s⁻¹.

Na ETE, o esgoto sanitário afluente passa por um tratamento preliminar que contém gradeamento e desarenador. Em seguida, parte do fluxo é direcionada para um Filtro Anaeróbico de Fluxo Ascendente (FAFA) e outra parte é encaminhada para um Reator Compartimentado Anaeróbico (RCA). Os efluentes desses processos foram os estudados nessa pesquisa. Na Figura 4 está apresentado o esquema representativo da ETE e as coletas do Efluente A – FAFA e Efluente B – RCA.



Fonte: Adaptado de DAE do Município de Bauru/SP.

O RCA é formado por três câmaras em policloreto de vinila (PVC), sendo todas anaeróbias. Atualmente o RCA opera com Tempo de detenção hidráulico (TDH) de 8h. Na Tabela 10 estão apresentadas as características geométricas das câmaras do RCA.

Tabela 10 – Características das câmaras do reator compartimentado anaeróbio.

Câmara	Altura (m)	Diâmetro (m)	Volume útil (L)	Processo de Tratamento
C1	0,90	0,60	405	Anaeróbio
C2		0,30	96	
C3		0,30	96	

Fonte: Própria autora.

O FAFA é formado por um tanque de fluxo ascendente, ou seja, o fluxo é inserido pela parte inferior e forçado pelas camadas do filtro, que realiza um processo de tratamento anaeróbio. O FAFA opera com um TDH de aproximadamente 4h. Na Tabela 11 estão apresentadas as características geométricas do sistema.

Tabela 11 – Características do filtro anaeróbio de fluxo ascendente.

Câmara	Comprimento (m)	Largura (m)	Profundidade (m)	Volume (m³)	Processo de Tratamento
única	10	3,6	2,5	90	Anaeróbio

Fonte: Própria autora.

A coleta dos efluentes foi realizada semanalmente, por meio de bombonas de 20 L previamente lavadas. Após a coleta, as amostras foram transportadas para o Laboratório de Saneamento na Faculdade de Engenharia de Bauru/ Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (FEB-UNESP). No laboratório as amostras foram armazenadas em uma geladeira -4°C por aproximadamente 24h. No dia seguinte foi iniciado o experimento.

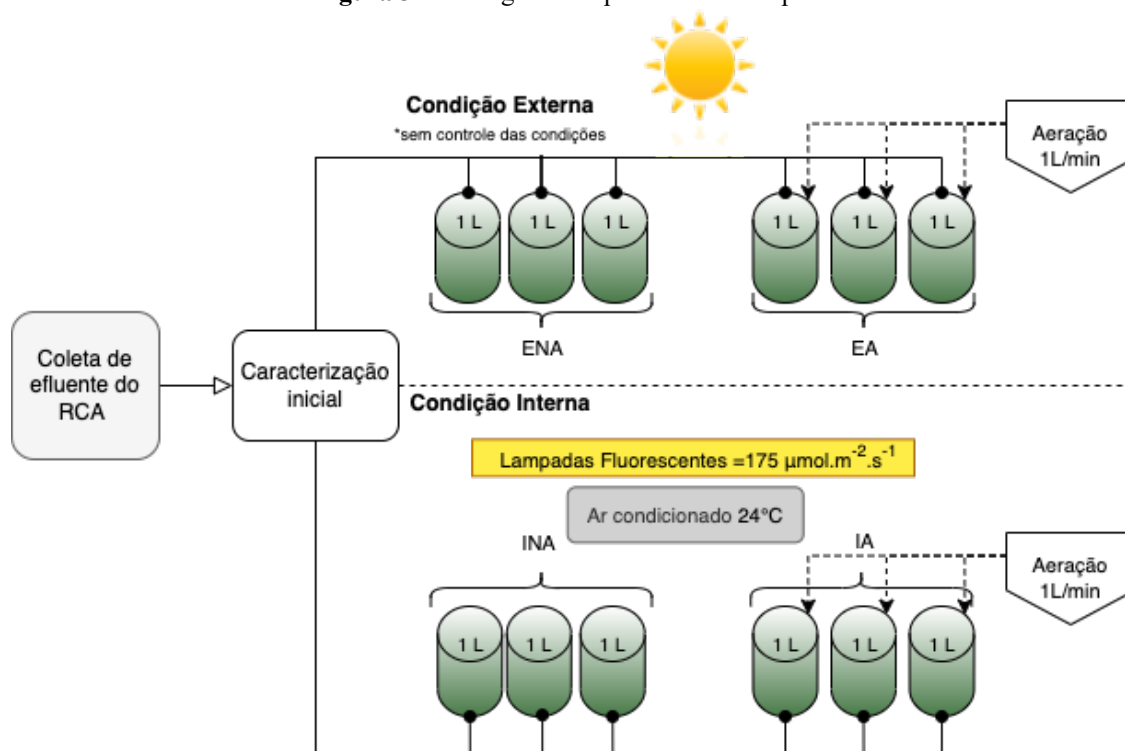
4.1.2 *Etapas 1 – Análise das condições ambientais*

Esta etapa teve como objetivo verificar a influência das condições ambientais de luz, temperatura e aeração sobre o crescimento de microalgas nativas em esgoto pós-tratamento anaeróbio. Para tal, foi realizada a coleta do efluente do RCA e este foi submetido a quatro condições ambientais distintas, sendo elas:

- Externo com Aeração (EA);
- Externo sem Aeração (ENA);
- Interno com Aeração (IA);
- Interno sem Aeração (INA).

Nessa etapa do experimento não foi utilizado inóculo nos fotobiorreatores (FBR), apenas foi observado o desenvolvimento das microalgas nativas presentes no efluente após tratamento anaeróbico. Todas as condições foram cultivadas em triplicatas em frascos do tipo Scott de 2 L com volume útil de 1L de amostra. Na Figura 5 está apresentado o fluxograma da Etapa 1.

Figura 5 – Fluxograma esquemático da Etapa 1.

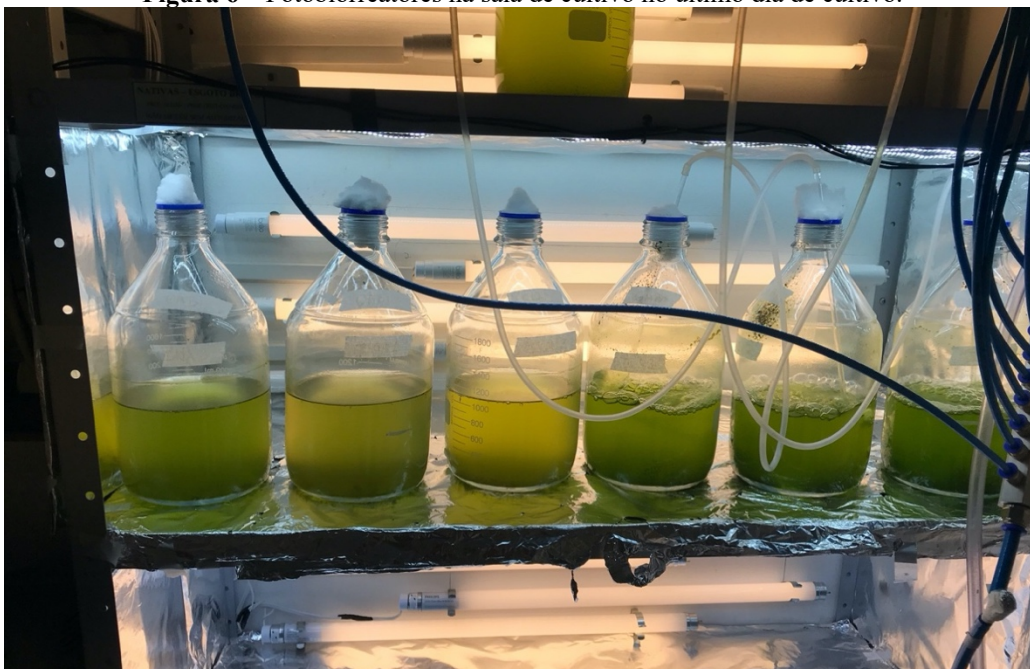


Fonte: Própria autora.

O experimento classificado como interno foi realizado no Laboratório de Saneamento da FEB – UNESP em sala de cultivo com fotoperíodo 12:12 horas com intensidade luminosa fornecida por lâmpadas fluorescentes de $175 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, temperatura de 24 °C mantida por ar-condicionado e aeração com ar natural com vazão de $1 \text{ L}.\text{min}^{-1}$. Na Figura 6 estão apresentados os fotobiorreatores na sala de cultivo do laboratório, sendo 3 com aeração e 3 sem aeração.

No momento da coleta de amostras todos os frascos foram levemente homogeneizados para a distribuição dos nutrientes.

Figura 6 – Fotobiorreatores na sala de cultivo no último dia de cultivo.



Fonte: Própria autora.

Para o segundo ambiente as amostras foram colocadas na área externa do laboratório, nessa condição não houve controle de temperatura ou luminosidade apenas da aeração mantida na mesma intensidade da condição interna, a saber: 1 L.min^{-1} controlado pela própria bomba de inserção de ar. Na Figura 7 estão apresentados os fotobiorreatores na área externa do laboratório, sendo três com aeração e três sem aeração.

Figura 7 – Fotobiorreatores na área externa do laboratório.



Fonte: Própria autora.

Durante os sete dias de cultivo, no momento da coleta de amostras para as análises a serem realizadas, os frascos eram trocados de lugar em relação ao lado da mesa, para que todos recebessem a mesma intensidade luminosa e para que não houvesse vantagens ambientais nas condições de crescimento. Os frascos eram fechados com tampa e papel alumínio a fim de diminuir a perda por evaporação e para proteção. No momento da coleta todos os frascos foram levemente homogeneizados.

4.1.2.1 Definição da condição ótima

Para esta etapa foram avaliados os parâmetros de valor de pH, densidade óptica para os comprimentos 540 nm, 682 nm e 750 nm diariamente das amostras. Em dias alternados foram realizadas análises de alcalinidade, remoção de bactérias, coliformes totais e *E. coli*, e concentração de clorofila *a*. As análises de concentração de Sólidos em Suspensão Total, Nitrogênio Total Kjeldahl (NTK) e Fósforo total foram realizadas no início e no fim do tempo experimental. Todas as análises realizadas durante o experimento seguiram o *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (APHA, 2017).

Após o período de sete dias todos os parâmetros foram comparados a fim de determinar qual condição apresentou melhor desenvolvimento das microalgas bem como remoção de nutrientes e coliformes. A condição determinada como ótima foi utilizada para o cultivo na Etapa 2 a fim de propiciar o melhor desenvolvimento das microalgas.

4.1.3 Etapa 2 – Análise de pós-tratamento com microalgas

Esta etapa teve como objetivo verificar a performance de um consórcio de microalgas nativas cultivadas em condição ótima em efluentes oriundos de diferentes processos de tratamento. Para tal, foram utilizados dois efluentes distintos, ambos oriundos da ETE Tibiriçá, sendo eles:

- ⇒ Efluente do FAFA – Efluente A;
- ⇒ Efluente do RCA – Efluente B.

Nessa etapa foi produzido um inóculo específico para o FAFA e outro inóculo para o RCA para que não houvesse mistura dos consórcios e a avaliação da performance fosse a mais real possível. Os inóculos foram produzidos utilizando os próprios efluentes, por isso foram elaborados dois inóculos. Os inóculos foram mantidos por sete dias na área externa do laboratório para que as microalgas pudessem iniciar o processo de aclimação com as

condições em que seriam cultivadas para o experimento. Nesse processo não foi adicionada a aeração para não acelerar o consumo dos nutrientes presentes no meio. Os frascos foram levemente homogeneizados diariamente. Na Figura 8 está apresentado os frascos de inóculo em área externa que foram utilizados para o experimento.

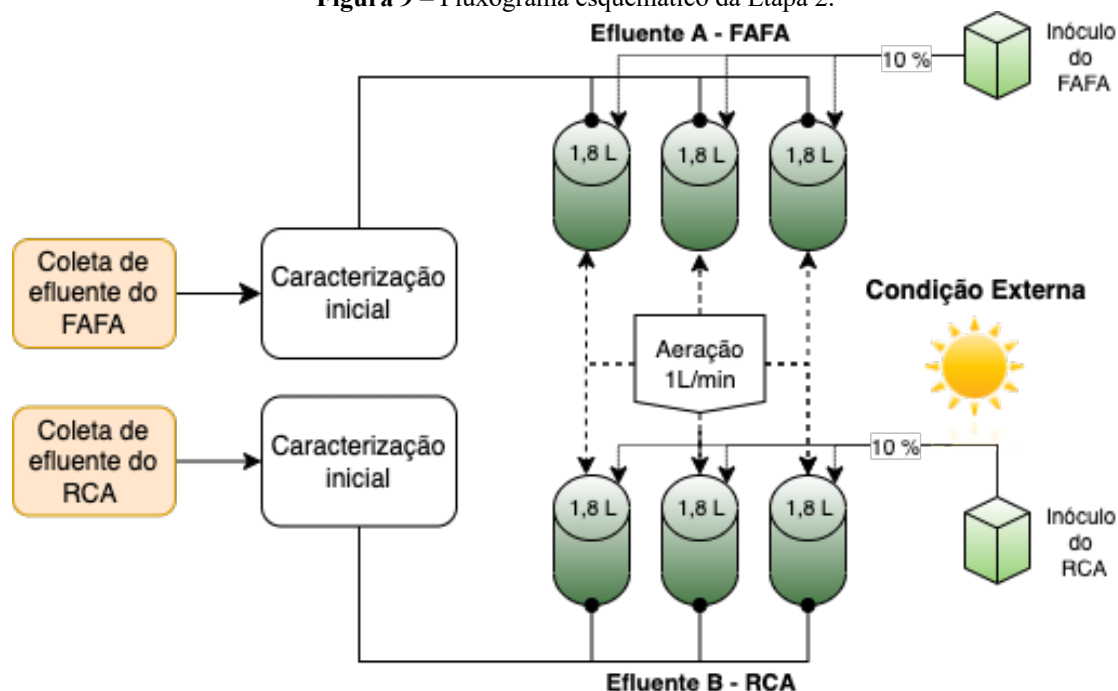
Figura 8 – Inóculos do FAFA e do RCA sendo cultivados na área externa do laboratório no dia 2 de cultivo.



Fonte: Própria autora.

Após sete dias, foi transferido 0,18 L de inóculo para frascos do tipo Scott de 2 L e completados até a marca de 1,8 L com o efluente coletado. Cada frasco continha 1,8 L da amostra para que não houvesse afunilamento da coluna de líquido. O cultivo das amostras foi realizado na condição ótima determinada na Etapa 1 do estudo. Isto é, as amostras foram colocadas na área externa do laboratório, onde não houve controle de temperatura ou luminosidade apenas da aeração mantida na intensidade de $1 \text{ L} \cdot \text{min}^{-1}$ controlado pela própria bomba de inserção de ar. Na Figura 9 está apresentado o esquema da Etapa 2 do experimento.

Figura 9 – Fluxograma esquemático da Etapa 2.

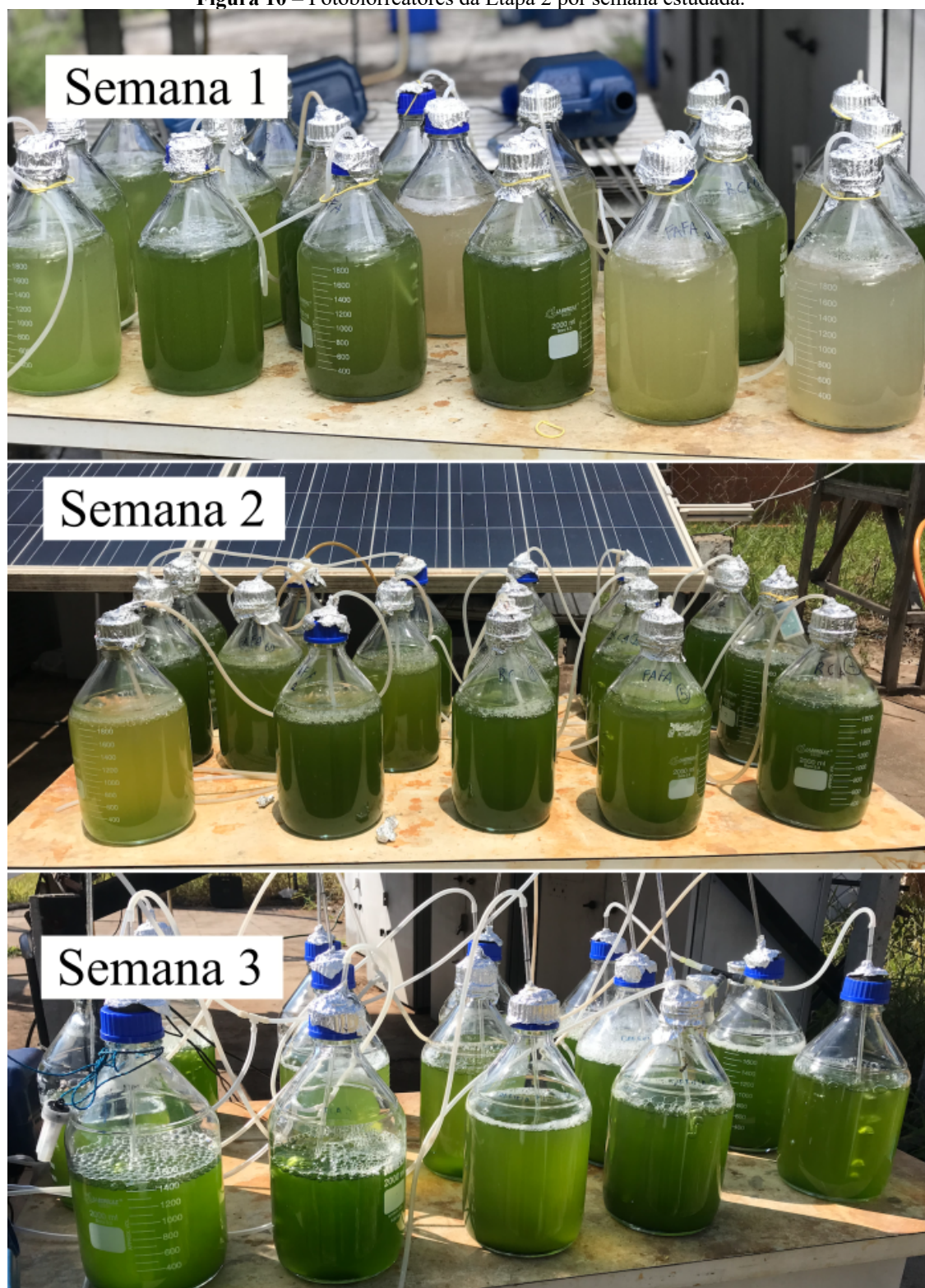


Fonte: Própria autora.

A Etapa 2 foi repetida em três semanas, sendo duas semanas no verão e uma outra no inverno para comparação do clima sobre o crescimento das microalgas. Os frascos foram identificados e dispostos de forma aleatória sobre a mesa localizada na área externa do laboratório em quantidade suficiente para a realização da Etapa 3, porém foram analisados três fotobiorreatores de cada efluente para as análises estatísticas. Durante os sete dias do cultivo, a coleta foi realizada entre as 10h e as 11h da manhã. No momento da coleta, os frascos eram trocados de lugar em relação ao lado da mesa, para que todos recebessem a mesma intensidade luminosa e para que não houvesse vantagens ambientais nas condições de crescimento. Os frascos eram fechados com tampa e papel alumínio a fim de diminuir a perda por evaporação e para proteção.

Na Figura 10 estão apresentados os frascos no local onde foram colocados durante o experimento em cada semana.

Figura 10 – Fotobiorreatores da Etapa 2 por semana estudada.



Fonte: Própria autora.

4.1.3.1 Análises realizadas na Etapa 2 e ponto de paragem

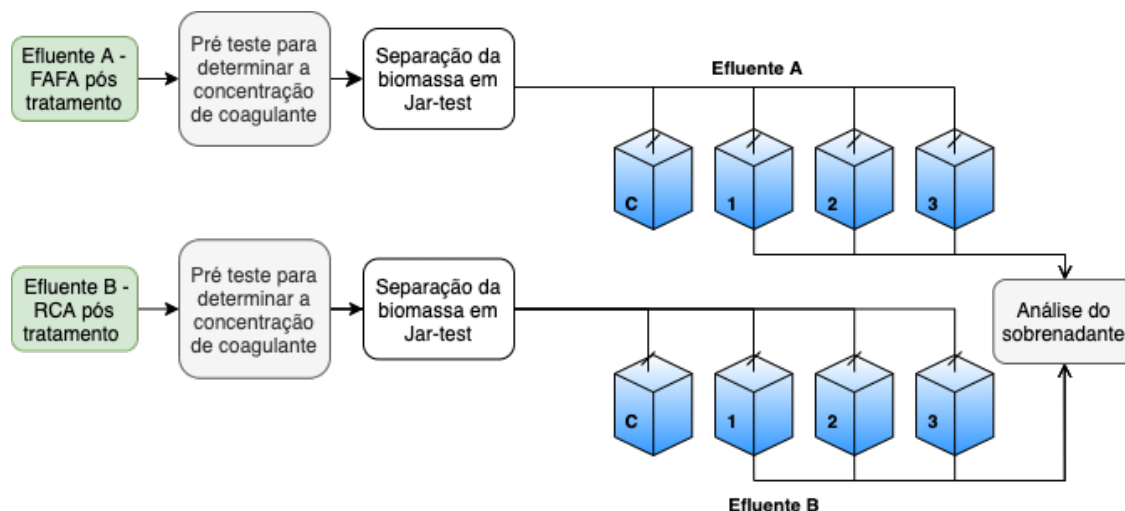
Para esta etapa foram avaliados, diariamente, os parâmetros de valor de pH, densidade óptica para nos comprimentos 540 nm, 682 nm e 750 nm e a concentração de sólidos em suspensão totais das amostras. Em dias alternados foram realizadas análises de remoção de coliformes totais e *E. coli*. As análises de concentração de alcalinidade, concentração de clorofila *a*, Nitrogênio Total Kjeldahl (NTK), nitrito, nitrato, Fósforo total, DQO e DBO₅ foram realizadas no início e no fim do tempo experimental. Todas as análises realizadas durante o experimento seguiram o *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (APHA, 2017).

O efluente cultivado durante a Etapa 2 foi utilizado na Etapa 3, por isso a necessidade de verificação da qualidade do efluente, logo, ficou definido como ponto de paragem o período de sete dias de cultivo ou o início da fase de declínio na densidade celular das microalgas indicando a morte das mesmas.

4.1.4 Etapa 3 – Análise do efluente após separação para reuso não potável

Esta etapa utilizou os efluentes da Etapa 2 com o objetivo de verificar a qualidade do efluente após o tratamento com microalgas, para tal, foi selecionado o método de coagulação/floculação seguida de sedimentação para a separação da biomassa microalgal do efluente.

Para a realização dos ensaios de separação, coagulação/floculação seguidos de sedimentação, foi utilizado o equipamento *Jar Test* (Poli Control – Floc Contro IV). Esse equipamento possui seis jarros de 2L e hastes misturadoras em aço inox. Os jarros possuem uma abertura a sete cm da superfície do líquido para coleta da fração líquida na zona clarificada. Na Figura 11, está apresentado o fluxograma da Etapa 3.

Figura 11 – Fluxograma esquemático da Etapa 3.

Fonte: Própria autora.

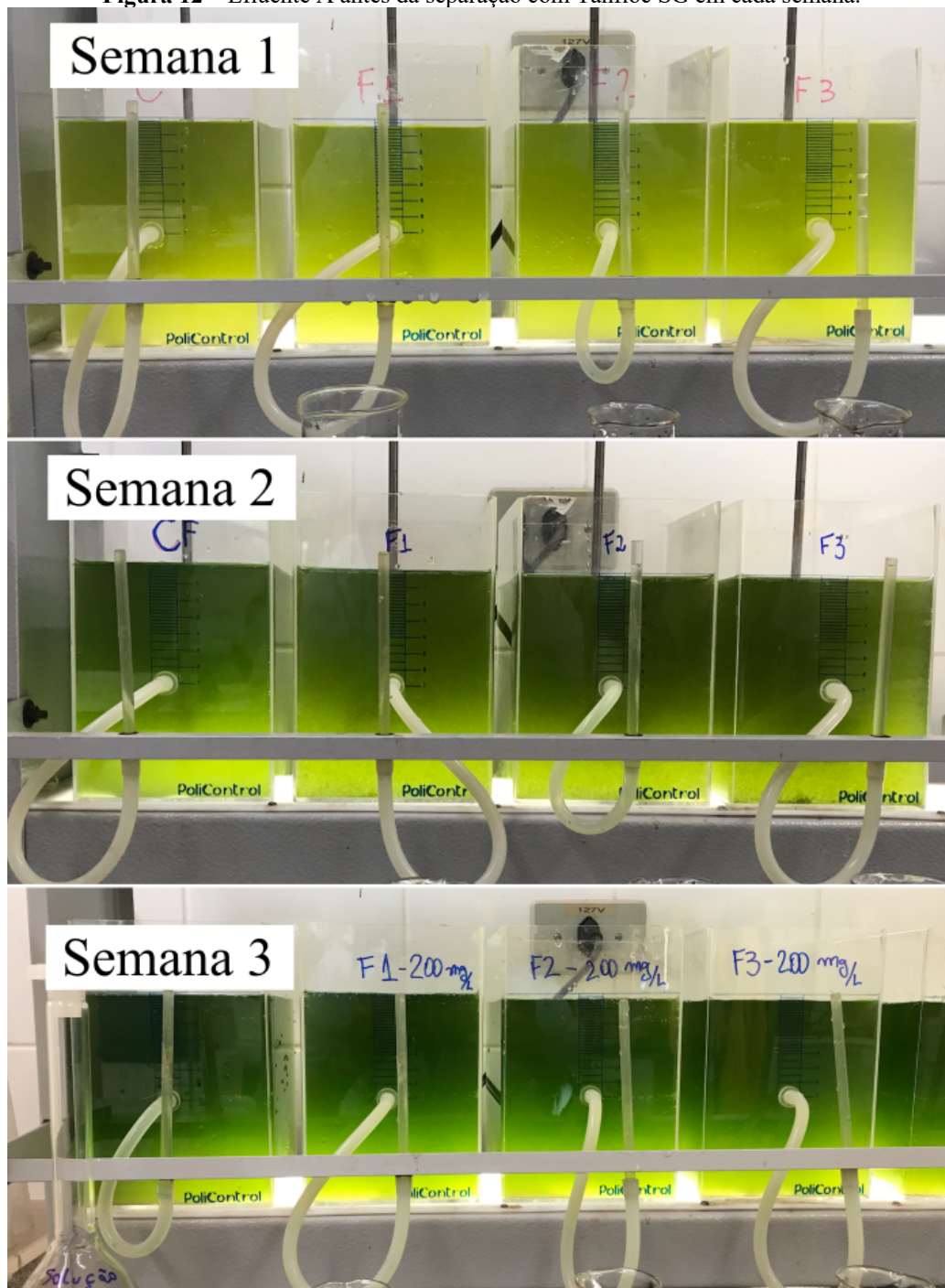
Para a separação foi utilizada a técnica de coagulação/floculação seguida de sedimentação utilizando os mesmos parâmetros que Teixeira (2021), que em seu estudo avaliou o desempenho do Tanfloc SG como coagulante para separação de microalgas nativas cultivada em esgoto doméstico em comparação ao sulfato de alumínio. No estudo foram determinadas as condições ótimas para a separação da biomassa utilizando Tanfloc SG, dentre eles: gradiente de mistura rápida (Gr) de 200 s^{-1} por 2 min; e mistura lenta (Gl) de 10 s^{-1} por 15 min (TEIXEIRA, 2021). Esses gradientes foram os mesmos utilizados no presente estudo utilizando também o coagulante orgânico Tanfloc. Para essa etapa, foi utilizado apenas o Tanfloc SG, uma vez que são compostos biodegradáveis e não tóxicos, garantindo assim o uso seguro do efluente gerado.

Segundo o estudo, a atuação do Tanfloc não foi muito afetada com a variação de pH do meio, apresentando resultados satisfatórios para os valores de pH 5, 7 e 8,5. Devido a isso, os valores de pH dos efluentes utilizados nesse estudo foram corrigidos, utilizando NaOH – 8 M, para valores próximos de 7. A correção foi necessária devido aos efluentes apresentarem valores de pH próximos a 10,0 nos últimos dias de cultivo, fora da faixa ótima de atuação do coagulante.

Para a determinação da dosagem do coagulante foi realizado um pré-teste com dosagens variando entre 50 a $250\text{ (mg.L}^{-1}\text{)}$, após a coagulação foi avaliado também os tempos de sedimentação de 5, 10 e 15 min. A seleção foi determinada na primeira dosagem que obteve eficiência de remoção de cor, turbidez, DO_{540} , DO_{680} e DO_{750} acima de 90%. Os demais detalhes sobre o teste estão apresentados no APÊNDICE A – TESTE DE JARROS.

Na Figura 12 estão demonstradas as separações realizadas em triplicata (F1, F2 e F3) mais a condição controle, que não recebe coagulante, para cada semana.

Figura 12 – Efluente A antes da separação com Tanfloc SG em cada semana.



Fonte: Própria autora.

Na Figura 13 está apresentada a separação em *jar-test* realizada para o Efluente B, que foi realizada em tréplicas (R1, R2 e R3) mais a amostra controle, que não recebe coagulante.

4.2 Análises

Todas as análises realizadas durante o experimento seguiram o *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (APHA, 2017). Na Tabela 12 estão apresentados os métodos e os equipamentos utilizados para a medição de cada parâmetro estudado.

Tabela 12 – Métodos e equipamentos utilizados para o estudo.

Parâmetros	Metodologia	Equipamentos	Referencia
Cor (uC)	2120B	Turbidímetro PoliControl Ap2000	(APHA, 2017)
Turbidez (UNT)	2130 B	Turbidímetro HACH 2100N	(APHA, 2017)
DO 540, 680 e 750 (nm)		Espectrofotômetro NANOCOLOR UV/VIS II	(Kliphuis et al., 2010)
Sólidos em Suspensão Total (mg.L ⁻¹)	2540 D		(APHA, 2017)
pH	4500-HB	Orion star A210 pH meter	(APHA, 2017)
Contagem de células (cel.ml ⁻¹)	10200 I	Microscópio óptico (Nikon® – Alphaphot 2 YS2)/ Câmara de Contagem de Fuchs Rosenthal (KASVI)	
Clorofila <i>a</i> (mg.L ⁻¹)	10-26	Espectrofotômetro NANOCOLOR UV/VIS II	
Coliformes totais e <i>E. coli</i> (UFC.100ml ⁻¹)	Pour Plate 9215B	Cromocult Coliform Agar (Merck KGaA, Germany).	(APHA, 2017)
Fósforo Total (mg.L ⁻¹)	4500-P	Espectrofotômetro NANOCOLOR UV/VIS II	(APHA, 2017)
Nitrito (mg.L ⁻¹)	8507 HACH	Espectrofotômetro NANOCOLOR UV/VIS II	(APHA, 2017)
Nitrato (mg.L ⁻¹)	8039 HACH	Espectrofotômetro NANOCOLOR UV/VIS II	(APHA, 2017)
NTK (mg.L ⁻¹)	4500 B	Espectrofotômetro NANOCOLOR UV/VIS II	(APHA, 2017)
Alcalinidade total (mgCaCO ₃ .L ⁻¹)	Titulação potenciométrica com ácido sulfúrico	-	(RIPLEY; BOYLE; CONVERSE, 1986)
DBO (mg.L ⁻¹)	5210 D	-	(APHA, 2017)
DQO (mg.L ⁻¹)	5220 D	Espectrofotômetro NANOCOLOR UV/VIS II	(APHA, 2017)

Fonte: Própria autora.

As análises de densidade óptica (DO) foram realizadas no comprimento de onda 540 nm, em que as algas dificilmente absorvem qualquer luz e o espalhamento da luz celular determina a DO. A 682 nm, a DO é determinada por espalhamento e absorção de luz pela clorofila *a*. A DO₇₅₀ representa a absorção máxima de luz pela clorofila *a* (KLIPHUIS *et al.*, 2010).

Todas as preparações e armazenamentos seguiram o *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (APHA, 2017)

As análises de pH, DO, alcalinidade, cor e turbidez foram realizadas imediatamente após a retirada de uma amostra de cada FBR. Para a análise de Clorofila *a*, as amostras eram filtradas no dia de coleta em membrana de fibra de vidro GF/F Ø 0,7µm, em sala escura e armazenada em freezer a - 4 °C.

Para a análise de nutrientes, as amostras foram filtradas em membrana de mistura de ésteres Ø 0,45µm. Para as análises de fósforo total e NTK as amostras foram acidificadas e refrigeradas a - 4 °C por 7 dias para a realização das análises. As análises de nitrato e nitrito foram realizadas imediatamente após a filtração.

Na determinação de sólidos em suspensão total as amostras foram filtradas em membrana de fibra de vidro GF/C Ø 1,2µm e o peso medido em balança analítica. As análises de DBO foram realizadas no mesmo dia da coleta da amostra, sem filtração. Para as análises de DQO as amostras foram acidificadas sem filtração e refrigeradas para a realização da análise no dia seguinte.

A curva de crescimento da densidade celular foi definida pela contagem das células de microalgas, porém não foi realizada a identificação das espécies, apenas quantificação. Análise foi realizada através de amostras de 1ml fixadas em microtubos com formaldeído 4% com volume de 10% (v/v) para contagem posterior. A contagem foi realizada em microscópio óptico utilizando uma câmara de Contagem de Fuchs Rosenthal (KASVI). Os valores obtidos pela contagem foram multiplicados por um fator de conversão para determinação do nº de células.ml⁻¹. Através desses valores foi determinado a produtividade celular diária e a taxas de crescimento.

Para a análise de coliformes totais e *E. coli* as placas de petri foram montadas no mesmo dia da coleta e todas as placas foram incubadas em estufa a 30°C por 24h, no escuro, após o período de incubação as colônias de coliformes foram contadas e multiplicadas pelo fator de diluição.

O Centro de Meteorologia da UNESP de Bauru (IPMet) possui uma estação meteorológica automática localizada em Bauru (latitude -22.35768°, longitude -49.02799°) e forneceu os dados de temperatura média, máxima e mínima e dados da radiação solar global a cada 5 min. Os dados de radiação solar fornecidos foram convertidos de Rs (W m⁻²) para PAR (µmol m⁻² s⁻¹) utilizando o fator de conversão de 2,02, segundo Reis; Ribeiro (2020).

Os demais detalhes sobre os procedimentos utilizados nas análises estão apresentados no APÊNDICE B.

4.2.1 ***Análise de resultados***

Os experimentos foram realizados em triplicatas e foram tratados como réplicas nos cálculos de média e desvio padrão. Os resultados obtidos foram analisados utilizando linguagem de programação Python, calculando-se a média e o desvio padrão.

Foi realizada uma análise estatística para verificar a existência de diferenças significativas entre os parâmetros analisados no início e fim dos experimentos. A análise estatística consistiu na verificação do teste t com nível de significância de $p < 0,05$. Para avaliar os múltiplos parâmetros que foram medidos foi realizada a análise de correlação entre os parâmetros que influenciam no crescimento das microalgas.

5 RESULTADOS

5.1 Caracterização do efluente da ETE

Os efluentes utilizados nesse estudo são oriundos de dois processos diferentes existentes na mesma ETE. O efluente A foi previamente tratado em um filtro anaeróbio de fluxo ascendente (FAFA) e o efluente B em um reator compartimentado anaeróbio (RCA). Para cada semana da Etapa 2 foi realizada uma nova coleta para o cultivo, portanto, os efluentes apresentam características diferentes. Na Tabela 13 estão apresentados os valores da caracterização dos efluentes A e B utilizados nas três semanas da Etapa 2.

Tabela 13 – Caracterização inicial dos efluentes utilizados em cada semana do experimento.

Parâmetros	Semana 1		Semana 2		Semana 3	
	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B
Alcalinidade (mgCaCO ₃ .L ⁻¹)	148,0	95,5	124,9	128,1	121,8	110,4
pH	6,8	6,5	6,8	6,9	7,2	7,9
Cor (UC)	67,8	24,7	81,1	41,7	110,0	181,0
Turbidez (UNT)	96,7	32,4	98,4	38,8	90,0	87,7
P total (mg.L ⁻¹)	1,9	1,9	2,1	2,2	2,2	2,3
N total (mg.L ⁻¹)	28,4	33,3	43,8	36,6	36,1	38,0
DQO (mg.L ⁻¹)	467	100	648	113	363	138
DBO ₅ (mg.L ⁻¹)	402	90	341	80	180	40
SST (mg.L ⁻¹)	91,7	35,0	74,5	44,0	111,0	30,0

Fonte: Própria autora.

O FAFA é um tratamento com crescimento aderido, ou seja, possui um material inerte que permanece estacionário e o efluente passa pelo material onde ficam retidos os compostos. Por isso, a eficiência do sistema está atrelada ao material utilizado para a filtração. O RCA não possui meio suporte e os microrganismos formam uma camada de lodo na qual o fluxo de efluente é obrigado a atravessar, dessa forma, os sólidos em suspensão são sedimentados no manto de lodo biológico e a sua eficiência de remoção se situa na faixa de 70 a 85%. Por isso, o RCA apresenta maior eficiência na remoção de sólidos suspensos (OLIVEIRA *et al.*, 2014) quando comparado aos sistemas de filtro anaeróbio (BARBER; STUCKEY, 1999). E ainda, o sistema de FAFA estudado apresenta problemas estruturais e operacionais que comprometem a sua eficiência no tratamento do esgoto bruto. Consequentemente, o Efluente A, oriundo do FAFA, apresentou inicialmente mais sólidos em suspensão total do que o efluente B, oriundo do RCA.

O tratamento realizado pelo sistema RCA atende aos requisitos de lançamento de efluentes de sistemas de tratamento de esgoto sanitário em cursos d'água, segundo a resolução CONAMA 430/2011 em termos de pH (valor entre 5 a 9) e DBO₅ (Limite máx.: 120 mg.L⁻¹). Porém, o efluente A atende apenas o valor de pH, apresentando alta carga orgânica mesmo após o tratamento secundário demandando a inclusão de um pós-tratamento para remoção adicional de DBO e assim atender aos limites normativos.

Pode-se observar na Tabela 13 que na maioria dos parâmetros apresentados não houve variação significativa ($p > 0,05$) entre os efluentes da semana 1 e 2, semanas realizadas durante o verão. A DBO foi um parâmetro que apresentou diferença significativa ($p > 0,05$). A semana 3 apresentou, valores significativamente maiores para cor, turbidez e sólidos em suspensão totais comparando as demais. A variação nos efluentes de estudo é esperada, visto que a semana 1 e 2 foram realizadas durante o verão onde foram constatadas chuvas fortes próximas aos dias de coleta, que acabam por diluir o efluente durante o tratamento preliminar, processo que é aberto. A semana 3 foi realizada no inverno, época com poucas chuvas.

5.2 Etapa 1 – Análise das condições ambientais

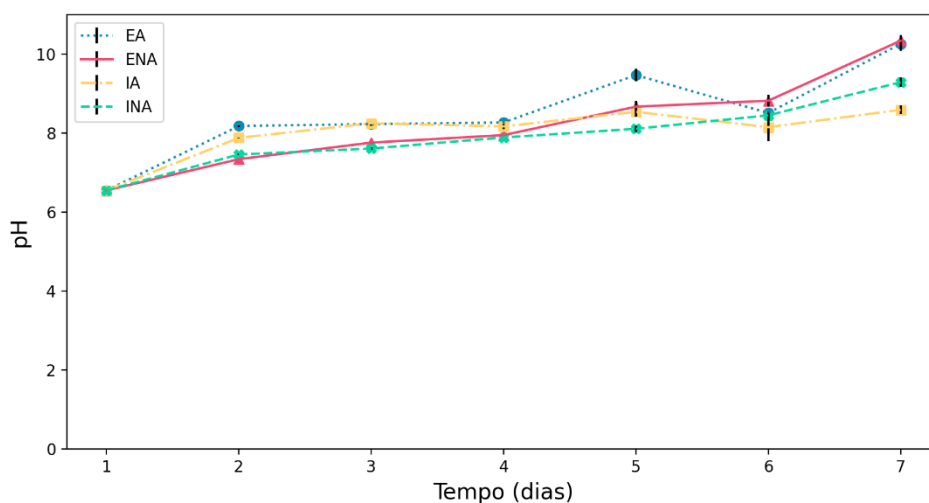
Os resultados obtidos relativos a pH, alcalinidade, intensidade luminosa e temperatura, sólidos em suspensão, clorofila *a*, densidade óptica e nutrientes (NTK e fósforo) durante a Etapa 1 são discutidos nos itens de 5.2.1 até 5.2.8.

5.2.1 pH

Na Figura 14 estão apresentadas as variações dos valores de pH nos fotobiorreatores (FBRs) durante a Etapa 1. Observa-se que desde o início do experimento houve o aumento gradual do valor de pH que se manteve entre os valores de 8,0 e 9,0 até o dia 4. Nos primeiros dias as condições aeradas (EA e IA) apresentaram os maiores valores de pH, sem diferença significativa ($p < 0,05$). Esses maiores valores de pH podem ser um indicativo de que a aeração favoreceu o desenvolvimento das microalgas, como também, de um menor desenvolvimento de bactérias. Uma vez que as bactérias produzem CO₂, a partir da degradação da matéria orgânica, e podem reduzir o pH.

Ao final do experimento as condições externas (EA e ENA) foram as que apresentaram valores significativamente maiores ($p < 0,05$), sugerindo que as condições externas propiciaram um ambiente mais favorável a atividade do consórcio de microalgas.

Figura 14 – Variação nos valores de pH nos FBRs (EA=Externo Aerado, ENA=Externo não Aerado, IA=Interno Aerado e INA=Interno não Aerado) em função do tempo. As barras significam desvio padrão média (n-3).



Fonte: Própria autora.

O valor de pH baixo inicial pode ser justificado pelo tipo de tratamento que o efluente recebe, tratamento anaeróbio, o qual produz altas concentrações de ácidos orgânicos que são consumidos pelas metanogênicas (VON SPERLING, 2007). Com o início da atividade fotossintética pelas microalgas ocorre a fixação do carbono orgânico que utiliza íons H^+ causando o aumento nos valores do pH (REYNOLDS, 2006).

Segundo KAYOMBO *et al.* (2002), o pH pode ser utilizado como um indicador da eficiência da utilização de microalgas como tratamento terciário, onde o pH acima de 8,0 indica que a taxa fotossintética demanda mais gás carbônico do que é fornecido pela respiração dos organismos e da decomposição bacteriana. Quando o pH apresenta valores abaixo de 8,0 a fotossíntese não consome todo gás carbônico produzido. Assim sendo, a manutenção do valor de pH acima de 8,0 confirma a atividade fotossintética realizada pelas microalgas.

Cada espécie de microalgas apresenta uma faixa ótima onde apresenta melhor desenvolvimento, porém conforme pode-se observar na Figura 14 todas as condições estudadas apresentam aumento no pH e atividade fotossintética mesmo em altos valores de pH (GODOS *et al.*, 2009; VADLAMANI *et al.*, 2017).

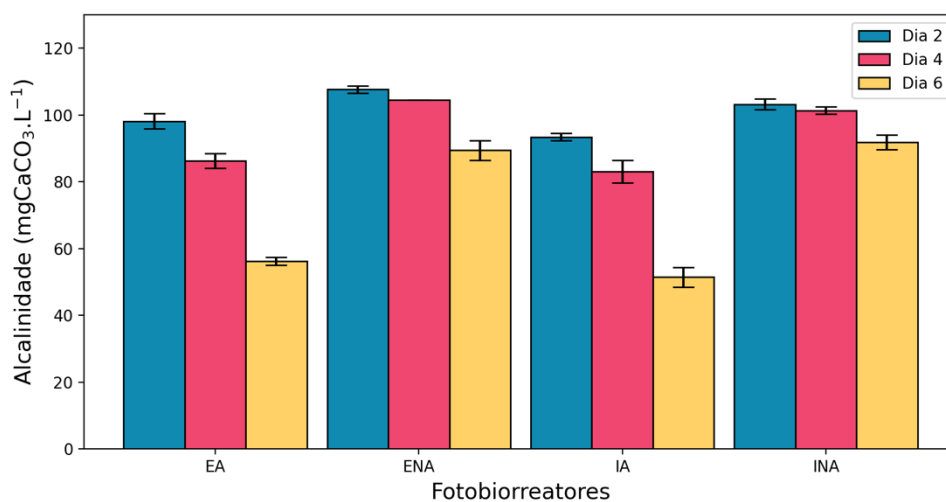
Pela Figura 14, pode-se observar que no dia 6 houve um decréscimo nos valores de pH de alguns FBRs. Nesse dia apenas a condição ENA apresentou diferença significativa ($p < 0,05$) das demais condições, indicando que se pode considerar que estas apresentaram o mesmo valor de pH. Essa baixa pode ter ocorrido por diversos motivos, entre eles pode ter

ocorrido do dia 4 para o dia 5 um possível auto sombreamento devido ao rápido crescimento das algas nas condições com aeração (EA e IA), indicando que, mesmo com a movimentação, não houve intensidade luminosa suficiente para o desenvolvimento das microalgas.

5.2.2 ***Alcalinidade***

Na Figura 15 pode ser observada a variação da Alcalinidade Total (AT) nos FBR durante o tempo experimental. Pode ser observado a diminuição da AT nas condições EA e IA de aproximadamente 50%, já nas condições sem aeração, ENA e INA, apresentaram remoção próxima a 20%. Nos FBR EA e IA pode ser inferido que houve maior consumo de bicarbonato, pois ambos apresentaram diminuição da alcalinidade e no último dia não apresentaram diferença significativa ($p<0,05$). As condições não aeradas obtiveram as menores remoções de AT e também não apresentaram diferença significativa ($p<0,05$) entre os resultados, que podem estar relacionadas a um baixo consumo de bicarbonato e maior equilíbrio ácido-base.

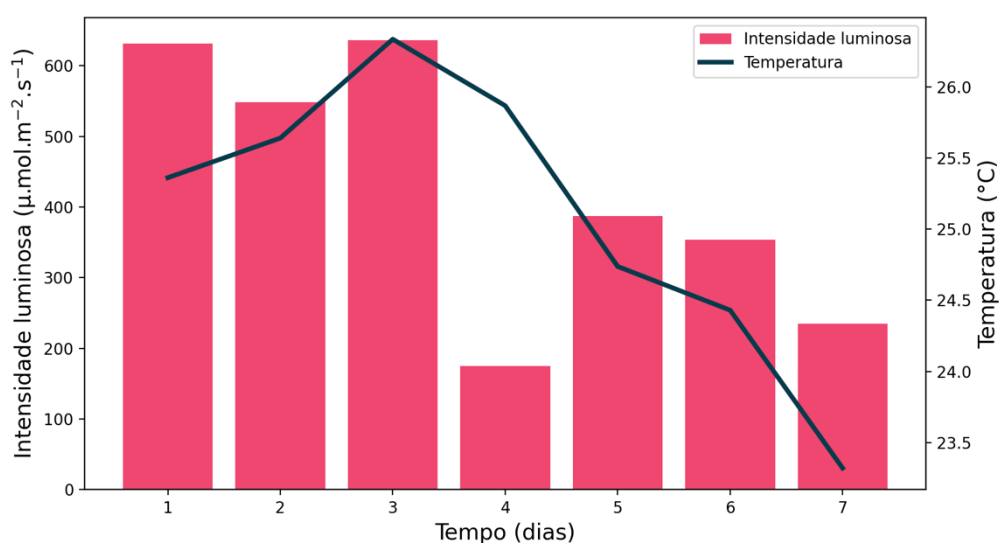
A Alcalinidade representa a capacidade da amostra em reagir quantitativamente a um ácido forte até um valor definido de pH. Assim, a alcalinidade atua como um tampão evitando mudanças no pH que podem afetar diretamente a atividade enzimática e a toxicidade de alguns compostos do meio (GARCEZ, 2004). No entanto, a fotossíntese realizada pelas microalgas influencia o equilíbrio ácido-base do meio, que está diretamente relacionado ao pH e alcalinidade. Durante a fotossíntese, quando necessário, algumas microalgas são capazes de utilizar outras fontes de carbono inorgânico, consumindo bicarbonato resultando na diminuição da alcalinidade no meio. Durante o consumo de bicarbonato ocorre a liberação de OH^- no meio, resultando no aumento de pH e na redução da alcalinidade (MARKOU *et al.*, 2014) conforme foi observado no presente estudo ao final do cultivo.

Figura 15 – Variação da alcalinidade nos FBRs em função do tempo experimental.

Fonte: Própria autora.

5.2.3 *Intensidade luminosa e temperatura*

A Figura 16 apresenta os valores médios diários da intensidade luminosa e da temperatura na área externa, onde se encontravam os fotobiorreatores EA e ENA. A média da intensidade luminosa foi realizada utilizando apenas os períodos claros. A partir da Figura 16 pode ser observado que nos três primeiros dias da Etapa 1 a intensidade luminosa excedeu 500 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$, porém foi reduzida nos demais dias. A temperatura média diária se manteve próxima aos 25°C, com amplitude térmica diária de aproximadamente 10°C considerando a mínima e a máxima diária.

Figura 16 – Variação média diária da Intensidade Luminosa e Temperatura na área externa durante os dias da Etapa 1.

Fonte: Própria autora.

A intensidade luminosa e o fotoperíodo foram bem distintos entre os ambientes analisados, considerando que na sala de cultivo a intensidade luminosa foi fixada em $175 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ e a temperatura em 24°C . Na Tabela 14 estão apresentados a duração do período claro, a intensidade luminosa média do período claro, a temperatura média, mínima e máxima diária. A série temporal de temperatura está apresentada no APÊNDICE C – SÉRIE TEMPORAL DE TEMPERATURA. Enquanto na área externa o fotoperíodo foi de aproximadamente 13h diárias de luz, na sala de cultivo o fotoperíodo foi fixado em 12h diárias.

Tabela 14 – Fotoperíodo, intensidade luminosa e temperatura na área externa.

Dias	Duração do período claro	Intensidade luminosa ($\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$)	Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)		
			Média	Máxima	Mínima
1	13h40min	631,3	25,4	31,4	21,5
2	13h40min	548,1	25,6	32,1	21,2
3	13h20min	636,1	26,3	32,4	21,0
4	13h30min	175,2	25,9	31,6	21,9
5	13h10min	387,2	24,7	31,0	22,1
6	13h20min	353,7	24,4	31,2	21,6
7	13h20min	234,8	23,3	30,3	20,8

Fonte: Própria autora.

5.2.4 *Clorofila a*

Na Tabela 15 pode ser observada a variação da concentração da clorofila *a* nos FBR durante o tempo experimental. As análises foram realizadas, no início, meio e fim do experimento e estão apresentadas com o respectivo desvio padrão.

Tabela 15 - Concentrações de clorofila *a* por tempo experimental.

Dias	EA	ENA	IA	INA
	Média ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	Média ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	Média ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	Média ($\mu\text{g.L}^{-1}$)
1	106 $\pm$ 7	106 $\pm$ 7	106 $\pm$ 7	106 $\pm$ 7
4	231 $\pm$ 17	55 $\pm$ 3	147 $\pm$ 14	89 $\pm$ 7
7	4.437 $\pm$ 251	1.407 $\pm$ 30	1.158 $\pm$ 37	1.089 $\pm$ 64

Fonte: Própria autora.

Pelos valores pode ser observado que as condições aeradas, EA e IA, apresentam valores semelhantes no dia 4, sem diferença significativa ($p < 0,05$). Concomitantemente, as condições sem aeração apresentaram declínio na concentração, com diferença significativa entre si, sendo então a condição ENA a de menor concentração. O declínio pode ser

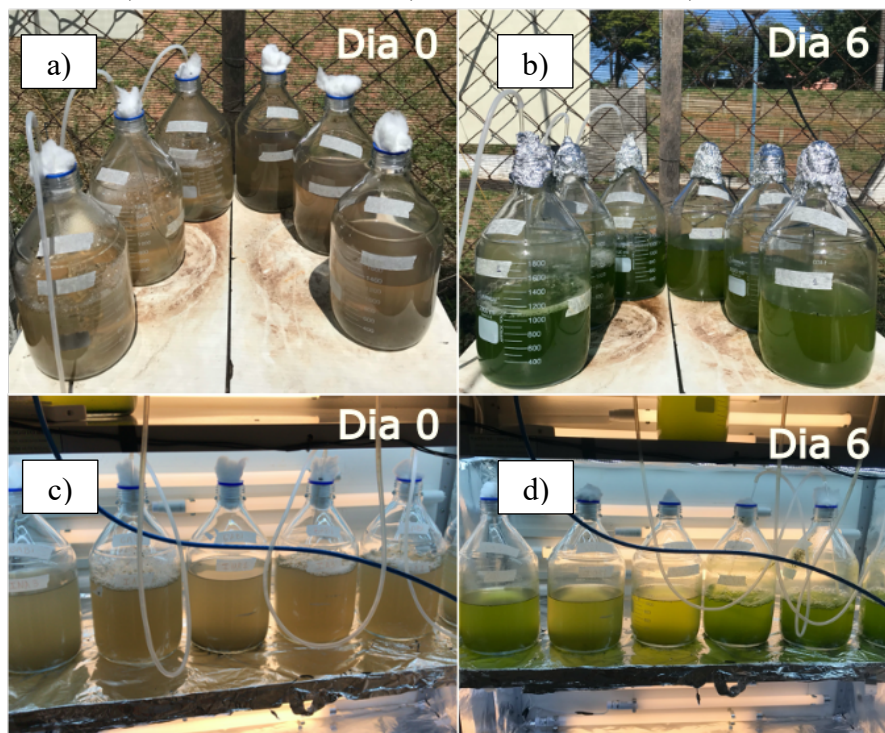
explicado devido ao pouco contato entre a matéria orgânica e nutrientes com as microalgas uma vez que nas condições sem aeração o meio não era movimentado. A aeração propicia com o movimento do meio de cultivo mais probabilidade de contato das microalgas com os nutrientes favorecendo o seu desenvolvimento.

No último dia do experimento a condição EA apresentou a maior produção de clorofila *a* ($4.437 \mu\text{g.L}^{-1}$), sendo significativamente ($p < 0,05$) diferente das demais concentrações. A condição INA apresentou o menor valor de concentração de clorofila *a* ($1.089 \mu\text{g.L}^{-1}$), porém não apresentou diferença significativa em relação a condição IA. Pelos valores das condições externas, EA e ENA, pode se inferir que as condições externas que diferenciaram principalmente em temperatura, intensidade luminosa e fotoperíodo influenciaram diretamente na produção de biomassa, uma vez que mesmo a condição não aerada externa apresentou maior concentração do que a aerada interna.

5.2.5 *Densidade Óptica*

Na Figura 17 estão apresentados os FBR no início e no fim do tempo experimental. Pode ser observado o aumento da coloração verde nos FBR, que foi refletido no aumento dos valores de densidade óptica (DO) observado durante o experimento.

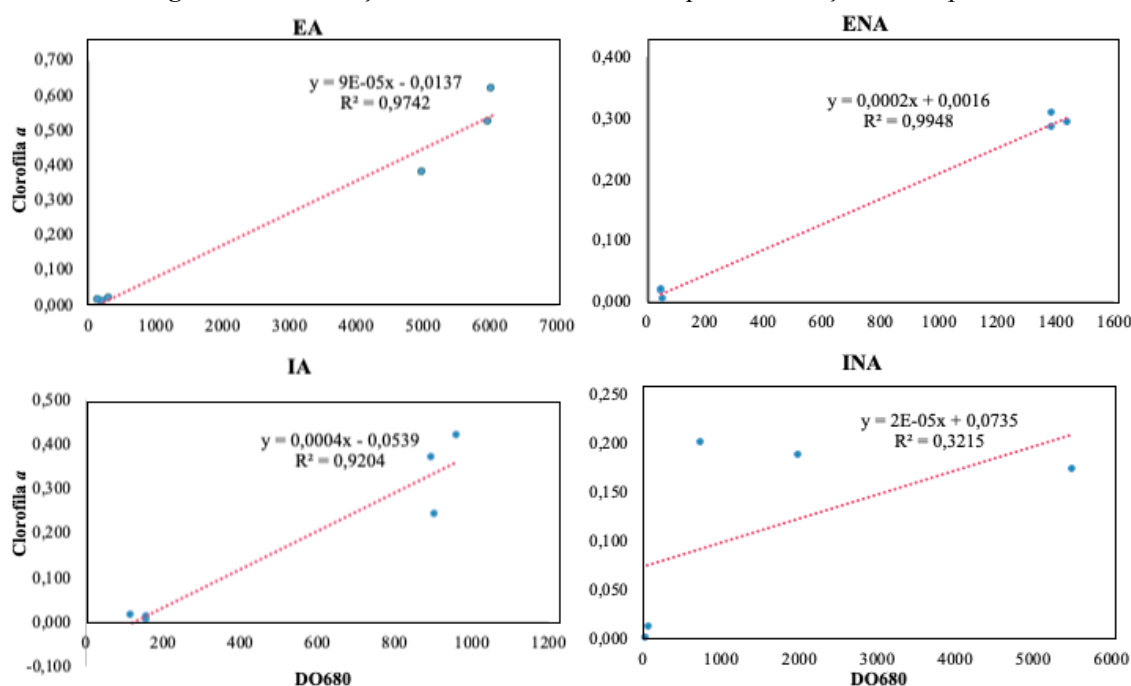
Figura 17 – Coloração do FBR no início e fim do tempo experimental, sendo a) FBR externos no dia 0; b) FBR externos no dia 6; c) FBR internos no dia 0; d) FBR internos no dia 6.



Fonte: Própria autora.

A densidade óptica no comprimento de onda de 680nm indica a dispersão e absorção pela clorofila *a*, segundo a Correlação de Pearson a correlação entre os parâmetros é considerada uma correlação fortíssima (EA=0,98; ENA=0,99; IA=0,95; INA=0,61). Sendo assim, a DO₆₈₀ pode ser considerada uma medida indireta da concentração de clorofila *a*, exceto para a condição INA que apresentou correlação moderada. Na Figura 18 estão apresentadas as regressões lineares para os parâmetros de clorofila *a* e DO₆₈₀ para todas as condições estudadas.

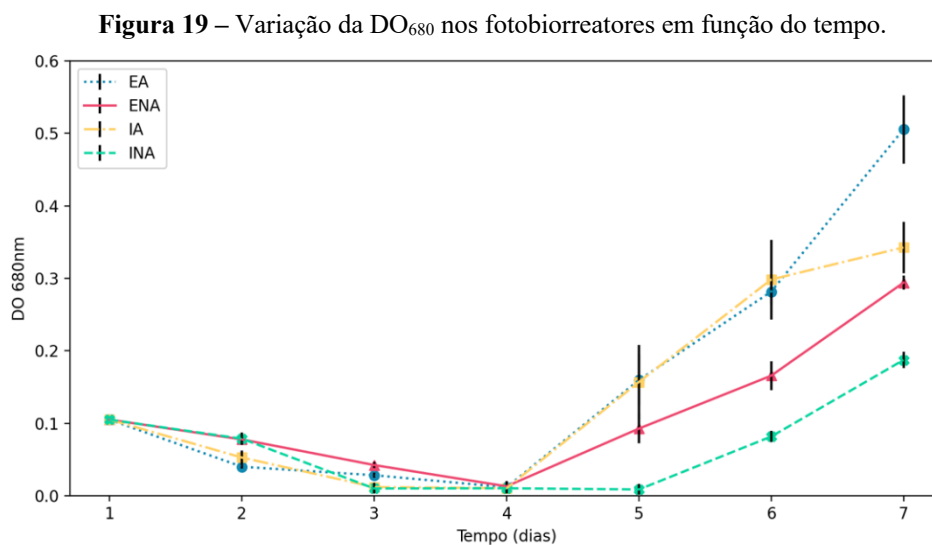
Figura 18 – Correlação entre clorofila *a* e DO₆₈₀ para as condições da Etapa 1.



Fonte: Própria autora.

Na Figura 19 está demonstrado o comportamento do comprimento 680nm durante o tempo experimental no FBRs. Pela Figura 19 pode ser observado um declínio nos valores nos 3 primeiros dias, indicando a fase de adaptação das células ao meio. O aumento da DO após o dia 3 sugere o fim da adaptação e aumento no número de células presentes nos FBRs. Os valores finais para as condições EA e IA apresentaram valores sem diferença significativa ($p < 0,05$), dessa forma pode-se inferir que o aumento acentuado nessas condições está associado a movimentação dentro do FBR causada pela aeração que propiciou o crescimento da cultura.

As informações apresentadas na Figura 19 reafirmam as concentrações de clorofila *a*, indicando que a maior concentração foi encontrada na condição EA. As condições ENA e IA são próximas ao analisar o desvio padrão e também não possuem diferença significativa ($p < 0,05$), e a INA foi a que apresentou menor desenvolvimento de biomassa.



Fonte: Própria autora.

Na Figura 19 de variação de DO₆₈₀ e na variação na concentração de clorofila *a* também se observa um declínio nos primeiros dias indicando baixa produção de biomassa. No entanto, pelo aumento no valor de pH pode-se inferir que mesmo baixa, a atividade fotossintética estava ocorrendo em todas as condições. Ao observar as informações de pH, clorofila *a* e densidade óptica pode se inferir que houve a aclimação do meio até o dia 3, quando foi iniciado o desenvolvimento das microalgas.

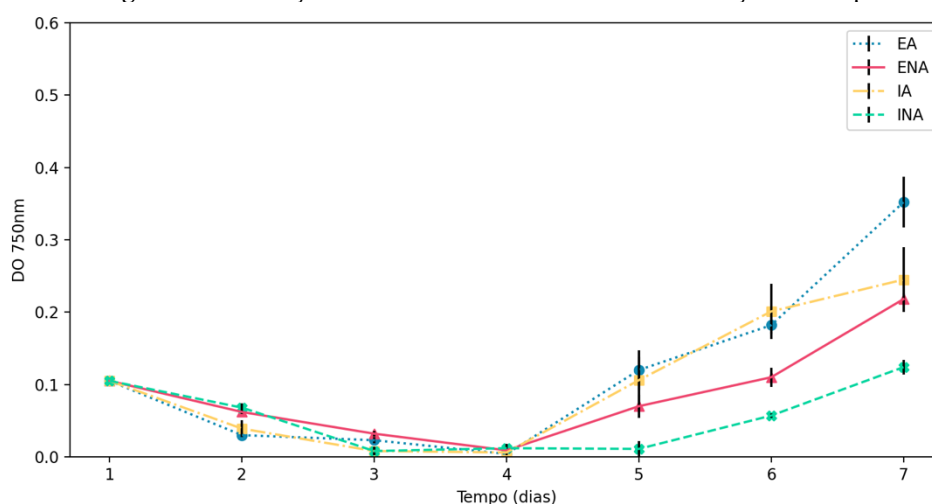
Na Tabela 16 estão apresentadas as taxas de crescimento obtidas através da variação da DO₆₈₀. Pode ser observado que entre os dias 4 e 6 os FBRs EA, ENA e IA apresentaram taxas similares. INA apresentou taxas de crescimento negativas nos primeiros dias, iniciando o seu crescimento apenas entre o dia 5 e 6, refletindo no menor valor final entre as amostras. No último dia de cultivo IA apresentou baixa taxa de crescimento, estagnando o crescimento da biomassa. ENA, mesmo sem aeração manteve o crescimento até o final do tempo de cultivo, indicando que o crescimento da biomassa pode estar relacionado a outros fatores como intensidade luminosa e temperatura, fatores comuns entre EA e ENA, uma vez que apresentaram taxas muito similares.

Tabela 16 – Taxa de crescimento pela variação de DO_{680} por tempo experimental.

Tempo	$\mu \text{ (d}^{-1}\text{)}$			
	EA	ENA	IA	INA
1	-	-	-	-
2	-0,97	-0,30	-0,69	-0,29
3	-0,34	-0,61	-1,48	-2,06
4	-0,89	-1,18	-0,15	0,03
5	2,62	1,96	2,72	-0,18
6	0,57	0,58	0,64	2,24
7	0,59	0,57	0,14	0,83

Fonte: Própria autora.

Já a densidade óptica no comprimento de onda de 750nm indica a turbidez. Na Figura 20 estão apresentados os valores do comprimento 750nm durante o tempo experimental. Pode ser observado que também houve um declínio até o dia 3 e após a aclimação das células essas começaram a se desenvolver e a condição EA apresentou a maior concentração final, indicando a maior quantidade de células.

Figura 20 – Variação da DO_{750} nos fotobiorreatores em função do tempo.

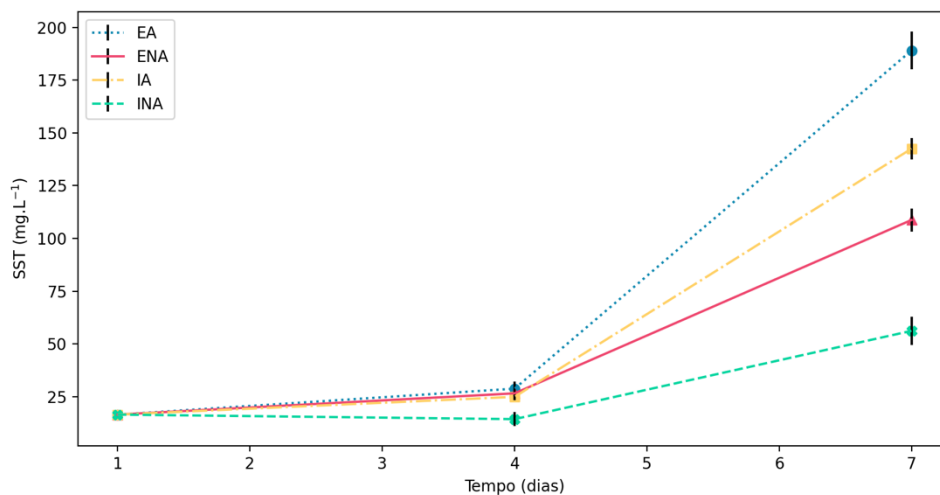
Fonte: Própria autora.

5.2.6 Sólidos em Suspensão Totais

Na Figura 21 está apresentado o aumento da biomassa representado pelo aumento dos SST na Etapa 1. A Correlação de Pearson entre SST e DO_{680} apresentou valores altos, indicando uma correlação fortíssima entre os parâmetros (EA=0,97; ENA=0,97; IA=0,95; INA=0,97). Pode ser observado que todas as condições estudadas apresentaram um

comportamento similar ao da concentração de clorofila *a*, apresentaram o aumento exponencial da concentração do dia 4 ao dia 7.

Figura 21 – Variação dos sólidos em suspensão totais presentes nos FBRs em função do tempo.



Fonte: Própria autora.

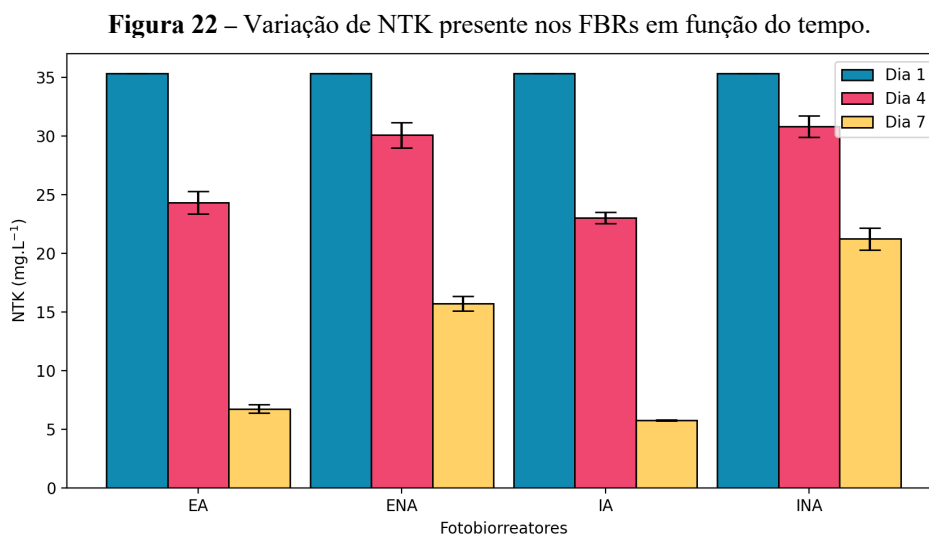
Na Figura 21 pode ser observado que até o dia 3 todas as condições apresentaram valores similares de acordo com o desvio padrão encontrado. Porém, a condição INA apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$) na concentração em relação as demais condições.

Ao final do tempo experimental todas as condições apresentaram valores independentes, com diferença significativa ($p < 0,05$) entre si. A condição EA apresentou o maior valor de SST (189 mg.L^{-1}) indicando a maior produção de biomassa. A segunda maior produção foi da condição IA (142 mg.L^{-1}), também aerada, indicando que a movimentação dentro do FBR propicia o contato das microalgas com a luz e nutrientes aumento o desenvolvimento das microalgas e a atividade de fotossíntese.

5.2.7 Nutrientes

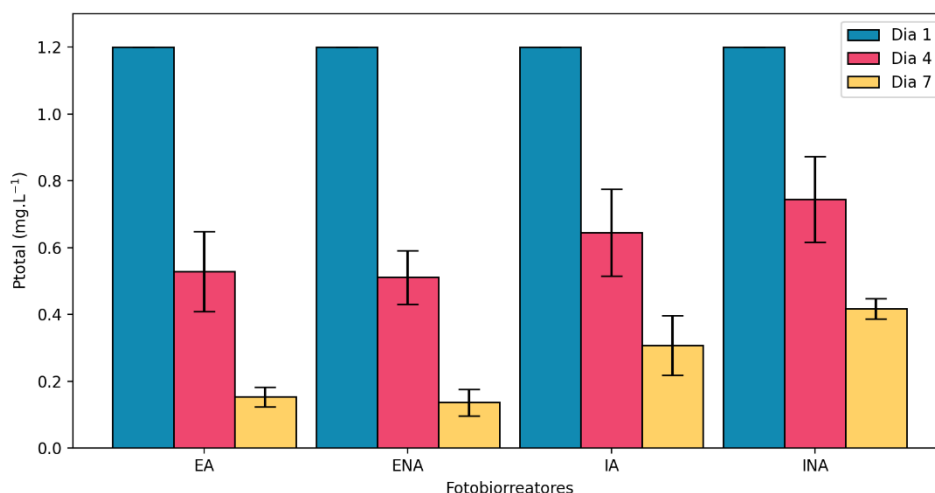
Na Figura 22 estão apresentados os resultados da determinação de Nitrogênio total Kjeldahl (NTK) durante o tempo experimental. Pode ser observado que houve remoção já no dia 4 do experimento, porém nesse dia pode-se considerar que todos apresentaram a mesma remoção uma vez que as concentrações não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$). Ao final do experimento as condições aeradas (EA e IA) apresentaram as menores concentrações, $6,7 \text{ mg.L}^{-1}$ e $5,7 \text{ mg.L}^{-1}$, respectivamente. As concentrações foram consideradas semelhantes, pois não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$) entre si. Para as

condições ENA e INA foram encontradas concentrações finais de $15,8 \text{ mg.L}^{-1}$ e $21,2 \text{ mg.L}^{-1}$.



Fonte: Própria autora.

Na Figura 23 estão apresentados os valores de Fósforo total (P_{total}) no dia 1, dia 4 e dia 7 do tempo experimental. Do dia 1 ao dia 4 houve remoção de fósforo, porém no dia 4 pode-se considerar que todos apresentaram a mesma remoção uma vez que as concentrações não apresentam diferença significativa ($p < 0,05$). Pode-se observar que no dia 7 do experimento as condições externas apresentaram as menores concentrações, $0,15 \text{ mg.L}^{-1}$ e $0,13 \text{ mg.L}^{-1}$ respectivamente. Assim pode-se inferir que estas atingiram as maiores remoções, uma vez que as concentrações não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$). Em relação as condições internas, as condições IA e INA, atingiram as menores porcentagens de remoção com as concentrações finais de $0,31 \text{ mg.L}^{-1}$ e $0,42 \text{ mg.L}^{-1}$ de P_{total} , respectivamente.

Figura 23 – Variação de P_{total} presente nos FBRs em função do tempo.

Fonte: Própria autora.

Na Tabela 17 estão apresentadas as porcentagens de redução dos nutrientes nos ensaios aerados e não aerados considerando os valores iniciais obtidos através da caracterização do efluente e os valores finais. Observa-se que a redução de nutrientes foi maior nas condições com aeração do que no não aerado. A condição interna não aerada (INA) apresentou os menores valores de remoção, aproximadamente 40% em ambos os nutrientes.

Tabela 17 – Porcentagem (%) de redução da concentração dos nutrientes presentes nos fotobiorreatores em relação com a concentração inicial.

Nutrientes	EA	ENA	IA	INA
NTK	80,9%	55,3%	83,7%	39,9%
P_{total}	86,3%	87,9%	72,6%	62,8%

Fonte: Própria autora.

A partir da Figura 14 pode ser observado que nas condições EA e ENA o valor de pH ficou próxima de 11,0 no último dia do experimento, no momento da coleta, e as temperaturas foram mais elevadas do que na sala de cultivo, indicando a possibilidade de perda da amônia presente no meio por volatilização.

As condições EA e IA apresentaram a mesma remoção de NTK, sem diferença significativa ($p < 0,05$), mesmo a condição IA tendo sido submetido à temperatura e intensidade luminosa constantes e controladas em sala de cultivo inferiores às aquelas identificadas nas condições externas. A diferença na concentração final de NTK entre a condição IA e EA foi de apenas 0,1 mg.L⁻¹, ambas as condições apresentaram remoção acima de 80%.

A diminuição na concentração de NTK nos FBRs também pode estar associada ao processo de desnitrificação, ou seja, a formação de nitrito e nitrato, formas que não foram estudadas nesse caso. Porém, podemos inferir que houve assimilação de nitrogênio pelas microalgas uma vez que foi identificado o crescimento das culturas em todas as condições.

Pode ser observado que a intensidade luminosa e a temperatura não foram os principais fatores para o aumento da remoção de NTK dos meios. No entanto, quando comparadas as condições aeradas e não aeradas pode ser observado uma diferença de até 15,4 mg.L⁻¹ de NTK da condição com maior (IA) e menor (INA) remoção. Essa diferença indica que a aeração é um fator importante para o aumento da eficiência de remoção de NTK pelas microalgas.

Essa tendência foi encontrada também por Gonzalez-Camejo *et al.* (2020), que realizou seu experimento em área externa sem controle das condições ambientais e Pachés *et al.* (2017), que realizou em sala de cultivo com as condições controladas. Ambos utilizaram aeração para intensificação das remoções e encontraram uma eficiência de remoção de 85% de NTK em seus estudos, corroborando com as eficiências encontradas no presente estudo.

No estudo realizado por Al-Momani *et al.* (2016), os efluentes em sala de cultivo com as condições ambientais controladas (Intensidade luminosa: 494,95 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$, temperatura: 20°C), porém sem aeração, apresentaram valores de remoção de 50,7%, 56,8% e 66,6% de nitrogênio inorgânico para efluente primário, secundário e concentrado, respectivamente. Esses valores são similares aos encontrados no experimento, inferindo que a aeração do meio favorece a remoção de nitrogênio do meio.

A remoção de P_{total} ocorreu mais acentuadamente nas condições aeradas onde ocorria movimentação do meio e maior contato entre as microalgas e os nutrientes. A alta remoção nessas condições pode ser justificado pelo fósforo ser um nutriente limitante para o crescimento das microalgas e por isso quando presente acontece o consumo luxurioso (“*luxury uptake*”) nas condições com maiores condições para favorecer o crescimento das microalgas: altas temperaturas e intensidade luminosa. Em outros estudos, como o de Arias *et al.* (2019), foi identificada remoção de 83% de P_{total} e remoção de apenas 58% de N_{total} , assim como ocorreu para a condição ENA. No estudo realizado por Silva *et al.* (2019), em área externa em FBR tubular atingiu 78,4% de remoção de N_{total} e 68,7% de remoção de P_{total} .

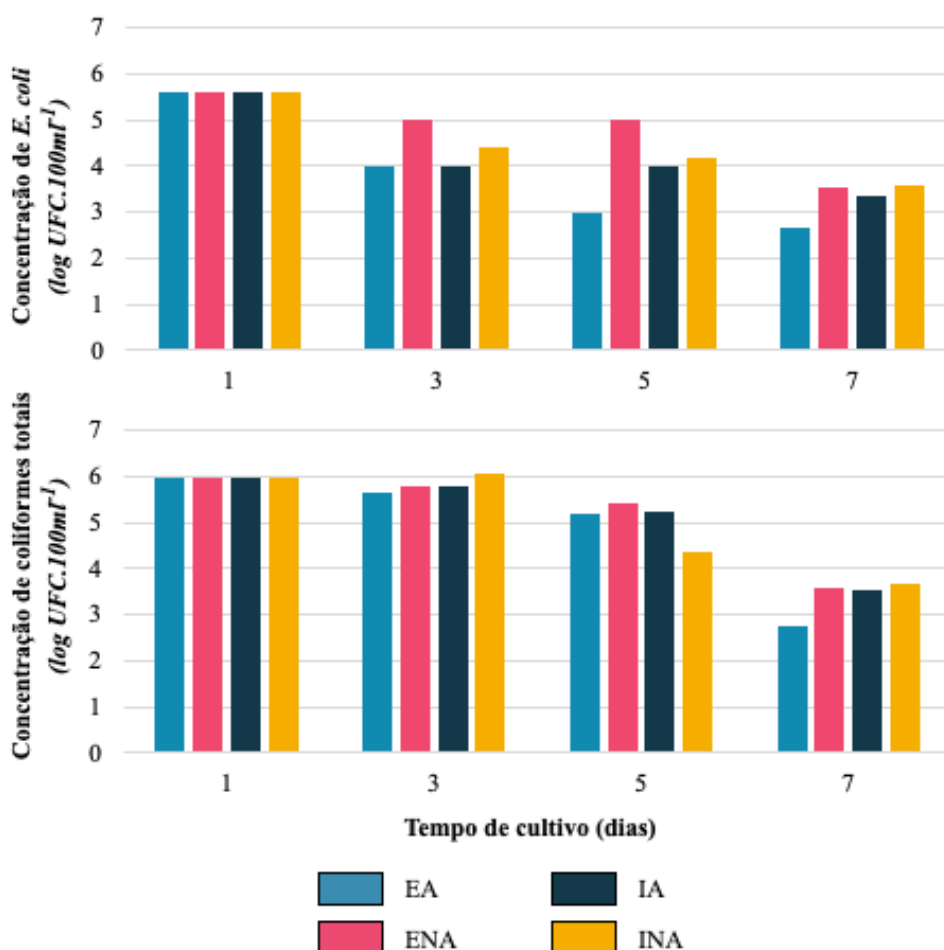
Nas condições em que não há aeração se espera que ocorra a precipitação dos compostos, porém pode ser observado, ainda assim, níveis de remoção que ocorrem devido

a movimentações discretas do meio como a volatilização da amônia que pode causar bolhas e misturar levemente o meio ou ainda o movimento do momento da coleta.

5.2.8 Remoção de coliformes totais e *E. coli*

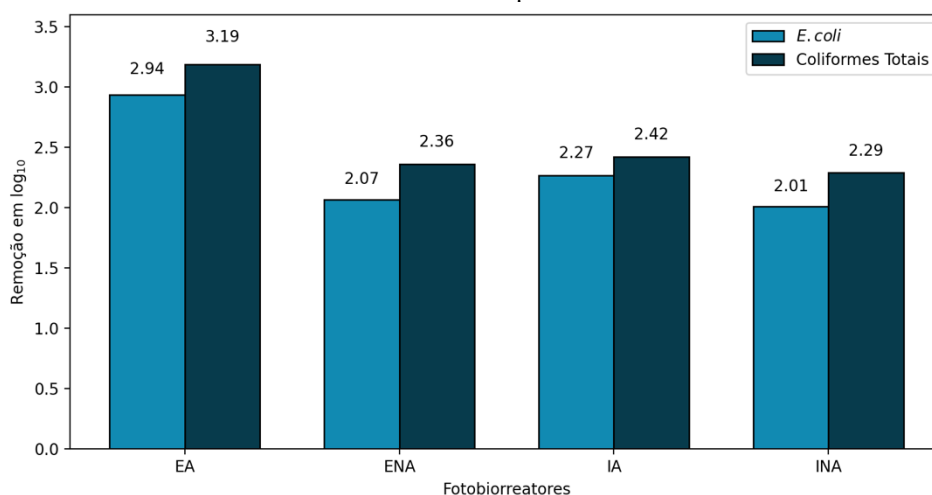
Na Figura 24 estão apresentadas as médias geométricas em log de unidades formadoras de colônias (UFC), para *E. coli* e coliformes totais para cada FBR em dias alternados durante o período experimental. Pode ser observado a diminuição em todas as condições ao longo do tempo, apresentando sempre médias menores no tratamento EA.

Figura 24 – Concentração em log de *E. coli* e coliformes totais por tempo experimental.



Na Figura 25 estão apresentados os valores de remoção em $\log_{10}$ por FBR. Pode ser observado que a condição EA apresentou redução de 2,94 $\log_{10}$ para *E. coli* e 3,19 $\log_{10}$ para coliformes totais, maiores remoções alcançadas no experimento. As condições ENA e INA apresentaram as menores remoções para *E. coli*, 2,07 $\log_{10}$ e 2,01 $\log_{10}$, respectivamente.

Figura 25 – Remoção de coliformes totais e *E. coli* do início ao fim do tempo experimental para os tratamentos aplicados.



Fonte: Própria autora.

O decréscimo ao longo do tempo na concentração de UFC de coliformes totais já era esperado, pois esses organismos precisam de condições especiais para sobreviverem. A remoção acelerada de coliformes totais e *E. coli* também foi observada em outros estudos (AHMAD *et al.*, 2014; AMENGUAL-MORRO *et al.*, 2012; ESPINOSA *et al.*, 2021; KUMAR *et al.*, 2021; MARCHELLO *et al.*, 2015), sendo mais rápida em condições com alta aeração.

Segundo Amengual-Morro *et al.* (2012) e König (1999), a atividade fotossintética das microalgas nos efluentes durante o tratamento supera a respiração bacteriana diurna e por não ocorrer durante a noite leva a um desequilíbrio do pH. Em consequência, os coliformes e outras formas bacterianas são inativadas. Segundo Metcalf e Eddy (2003), existem bactérias que não suportam valores de pH acima de 9,5 ou abaixo de 4,0, por isso são encontradas em uma faixa ideal entre 6,5 e 7,5.

A maior redução de coliformes totais e *E. coli* ocorreram no tratamento EA seguido da condição IA. As altas taxas de remoção podem ser atribuídas a quantidade significativa de O₂ inserida no fotobiorreator e os altos valores de pH atingidos nos últimos dias do experimento. A condição EA possuía como vantagem a alta intensidade luminosa atingida na área externa que também propicia a inativação das bactérias (VON SPERLING, 2007) e, por isso, essa condição atingiu o maior valor de remoção de *E. coli*.

5.2.9 Considerações da Etapa 1

Considerando os resultados apresentados para a Etapa 1, foi possível perceber que os cultivos de EA e IA se destacaram entre as 4 condições estudadas, uma vez que apresentaram

as maiores porcentagens de remoção de nutrientes e as culturas apresentaram os maiores desenvolvimentos. Considerando que a aeração foi fundamental para a eficiência do tratamento, as condições ENA e INA não foram consideradas como condições viáveis para o tratamento de efluentes, uma vez que apresentaram baixa remoção de nutrientes, desenvolvimento reduzido.

Apesar das semelhanças, ao avaliar os resultados referentes a redução de bactérias patogênicas foi possível observar que a condição AE apresentou os maiores log de remoção. Através desse resultado, pode ser inferido que o cultivo das microalgas em área externa foi mais eficiente do que o cultivo interno, indicando que mesmo com as oscilações diárias de temperatura e intensidade luminosa, as condições ambientais são mais benéficas para a maior remoção de bactérias, sugerindo um tratamento ainda mais eficiente.

Por essas razões, a condição EA foi considerada a melhor condição de cultivo. Apesar de apresentar uma eficiência muito similar a condição IA, o cultivo externo dispensar o controle de temperatura e intensidade luminosa tornando o seu cultivo mais viável ao se considerar uma aplicação em larga escala.

5.3 Etapa 2 – Análise de pós-tratamento com microalgas

Os resultados obtidos relativos a pH, alcalinidade, intensidade luminosa e temperatura, clorofila *a*, sólidos em suspensão, densidade óptica e nutrientes (nitrito, nitrato, NTK e fósforo), DBO e DQO durante a Etapa 2 são discutidos nos itens de 5.3.1 até 5.3.11.

A Etapa 2 foi realizada nas mesmas condições de cultivo de EA, com aeração e sem controle de temperatura e intensidade luminosa. Nessa etapa foram utilizados os efluentes A (FAFA) e efluente B (RCA) que foram cultivados durante três semanas, sendo as duas primeiras no verão e a terceira no inverno. Na semana 1 o cultivo foi de 6 dias, devido ao desenvolvimento rápido e o declínio das culturas. Nas semanas 2 e 3, os cultivos foram realizados por 7 dias. Mesmo com um dia menos na semana 1, foram realizadas todas as análises necessário para a comparação de início, meio e fim do experimento e a comparação entre as semanas.

5.3.1 pH

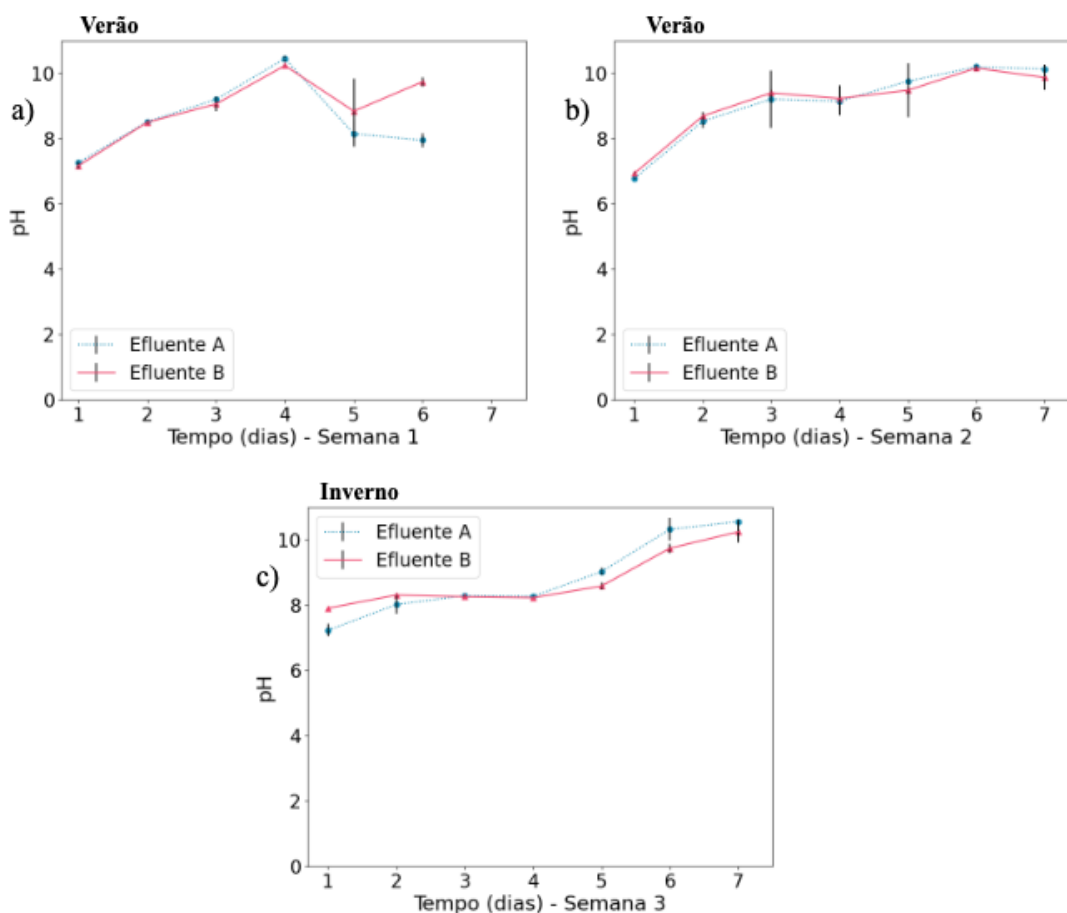
Na Figura 26 a) estão apresentados os valores de pH nos fotobiorreatores do Efluente A e Efluente B na semana 1 em função do tempo. Observa-se que ambos os efluentes começaram o experimento com valores similares de pH, não apresentando diferença

significativa ($p<0,05$). Pelos valores do dia 5 pode-se perceber uma queda no pH de ambos os efluentes. Essa semana foi encerrada no dia 6 quando o efluente A apresentava valores próximos de 8 e o efluente B valores próximos a 9.

Na Figura 26 b) estão apresentados os valores de pH para os efluentes A e B na semana 2. Ambos os efluentes iniciaram com valores de pH abaixo de 7,0, sendo o Efluente A com 6,8 e o efluente B com 6,9. Observa-se que os valores de pH dessa semana apresentaram um aumento gradual e até o fim do experimento se mantiveram iguais, sem diferenças significativas ($p<0,05$).

Na Figura 26 c) estão apresentados os valores de pH nos fotobiorreatores do Efluente A e Efluente B em função da semana 3. Ambos os efluentes iniciaram com valores de pH acima de 7,0, sendo o Efluente A com 7,2 e o efluente B com 7,9, valores com diferença significativa entre si ($p<0,05$). Porém, ao final do cultivo ambos os efluentes apresentaram valores de pH acima de 10,0 e estatisticamente similares, não havendo diferença significativa ($p<0,05$).

Figura 26 – a) Variação nos valores de pH nos FBRs na semana 1. **b)** Variação nos valores de pH nos FBRs na semana 2. **c)** Variação nos valores de pH nos FBRs na semana 3.



Fonte: Própria autora.

Sendo o valor de pH um indicador da atividade fotossintética das microalgas, pode ser observado que houve atividade todos os dias do experimento, indicado pelo aumento do valor de pH nos FBR. Apenas a semana 1 apresentou uma queda nos valores de pH no dia 5, indicando diminuição da atividade fotossintética em ambos os efluentes, porém no dia 6 o efluente B voltou a aumentar a atividade e apenas o efluente A se manteve. O mesmo padrão foi observado nas análises de densidade celular, onde ocorre uma diminuição na densidade celular do dia 3 para o dia 4, refletindo na diminuição da atividade fotossintética do dia 4 para o dia 5 representada pelos valores de pH.

5.3.2 Alcalinidade

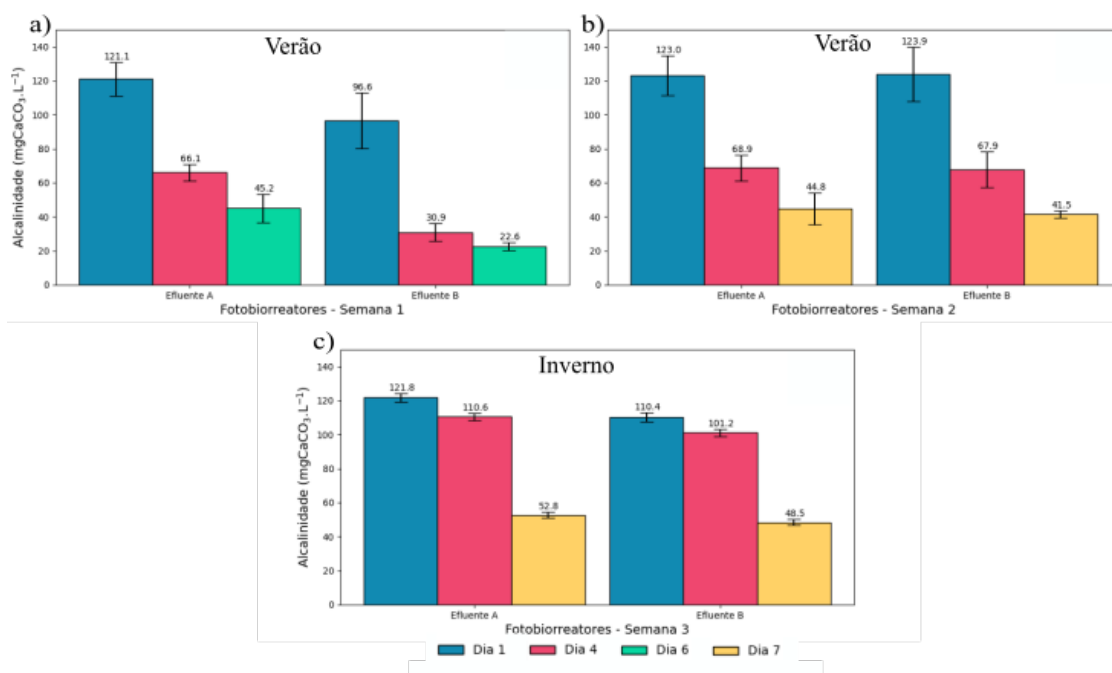
Na Figura 27 a) está apresentada a variação da Alcalinidade Total (AT) nos FBR durante o tempo experimental da semana 1. As concentrações de AT começaram similares,

porém no dia 4 e 7 apresentam diferenças significativas ($p < 0,05$). Pode ser observado que a diminuição de AT foi de 69,5% para o efluente A e 76,6% para o efluente B.

Na Figura 27 b) está apresentada a variação da AT nos FBR durante o tempo experimental da semana 2. As concentrações de AT apresentaram não diferença significativa ($p < 0,05$) em nenhum dos dias analisados, indicando que os valores persistiram similares ao decorrer dos dias. Pode ser observado que a diminuição de AT ocorreu com o mesmo padrão em ambos FBR, a remoção foi de 69,5% no efluente A e 66,5% no efluente B.

Na Figura 27 c) está apresentada a variação de AT nos FBR durante a semana 3. Pode ser observado que a diminuição de AT ocorreu de forma mais lenta quando comparado com as semanas 1 e 2 que apresentam menor AT no dia 4 do experimento. A redução ocorreu com o mesmo padrão em ambos FBR, 56,6% no efluente A e 56,1% no efluente B considerando o início e fim da semana.

Figura 27 – a) Variação nos valores de alcalinidade nos FBRs na semana 1. **b)** Variação nos valores de alcalinidade nos FBRs na semana 2. **c)** Variação nos valores de alcalinidade nos FBRs na semana 3.



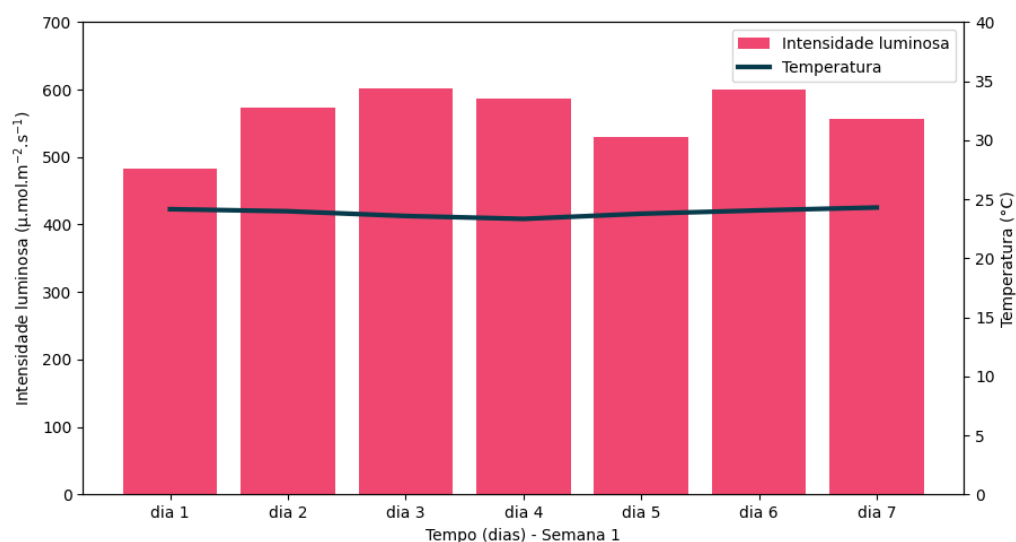
Fonte: Própria autora.

A Alcalinidade e o pH são influenciados pela fotossíntese das microalgas quando ocorre o consumo de bicarbonato e a liberação de OH^- no meio pelas células e consequente diminuição da alcalinidade do meio. Pode ser observado que os efluentes A e B apresentaram diminuição na AT em todas as semanas indicando o consumo de bicarbonato presente.

5.3.3 *Intensidade luminosa e temperatura*

Na Figura 28 estão apresentados os valores médios diários da intensidade luminosa no período claro e da temperatura na área externa onde se encontravam os FBR durante a semana 1. Pode ser observado que os valores se mantiveram constantes durante a semana.

Figura 28 – Variação média diária da Intensidade Luminosa e Temperatura na área externa durante a semana 1.



Fonte: Própria autora.

Na Tabela 18 estão apresentadas a duração do período claro diário, a intensidade luminosa média do período claro, a temperatura média, máxima e mínima diária durante a semana 1. Essa semana foi realizada durante o verão, pelo que se pode observar dos dados apresentados. A temperatura média diária se manteve acima dos 23°C , com uma mínima de $17,3^{\circ}\text{C}$ e máxima de $31,8^{\circ}\text{C}$, se mantendo constante durante a semana. A duração do período claro foi próxima as 14h diárias com intensidade de aproximadamente $500 \mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$.

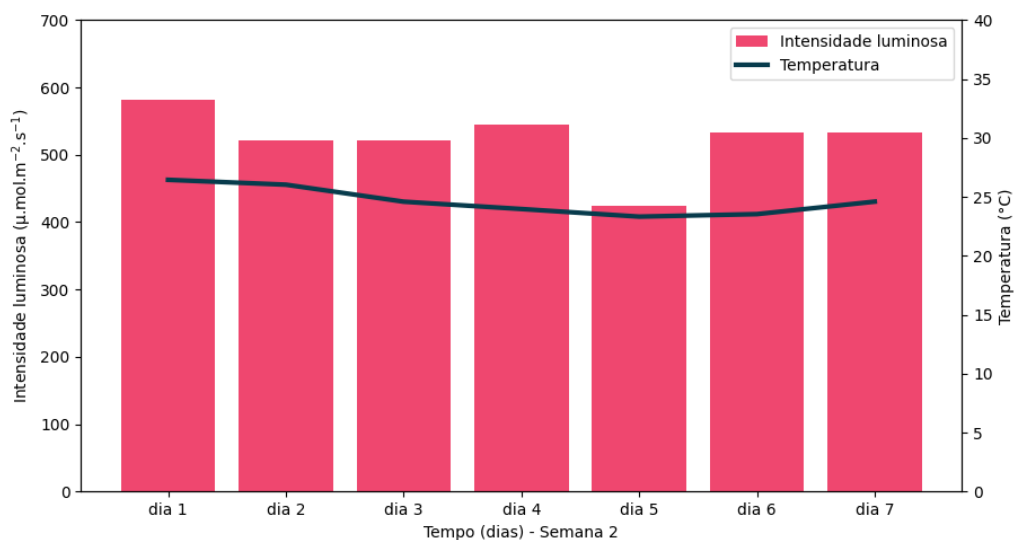
Tabela 18 – Fotoperíodo, intensidade luminosa e temperatura na área externa durante a semana 1.

Data	Duração do período claro	Intensidade luminosa média ($\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$)	Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)		
			média	máxima	mínima
1	13h45	482,1	24,1	29,6	20,4
2	13h50	573,3	23,9	31,7	17,8
3	13h30	601,5	23,5	30,3	18,0
4	13h50	586,8	23,3	30,4	17,3
5	13h50	529,8	23,7	31,8	18,6
6	13h50	599,9	24,0	31,2	17,8
7	13h50	556,0	24,3	32,6	18,0

Fonte: Própria autora.

Na Figura 29 estão apresentados os valores médios diários da intensidade luminosa no período claro e da temperatura na área externa onde se encontravam os FBR durante a semana 2. Pode-se perceber que os valores se mantiveram constantes durante essa semana.

Figura 29 – Variação média diária da Intensidade Luminosa e Temperatura na área externa durante a semana 2.



Fonte: Própria autora.

A semana 2, assim como a semana 1, foi realizada durante o verão e apresentou um fotoperíodo semelhante. Na Tabela 19 estão apresentadas a duração do período claro diário, a intensidade luminosa média do período claro, a temperatura média, máxima e mínima diária para a semana 2. A temperatura média diária se manteve acima dos 23°C todos os dias, com uma mínima de $17,8^{\circ}\text{C}$ e máxima de $34,1^{\circ}\text{C}$, se mantendo constante durante a semana. A duração do período claro foi próxima as 14h diárias com intensidade de aproximadamente $500 \mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$.

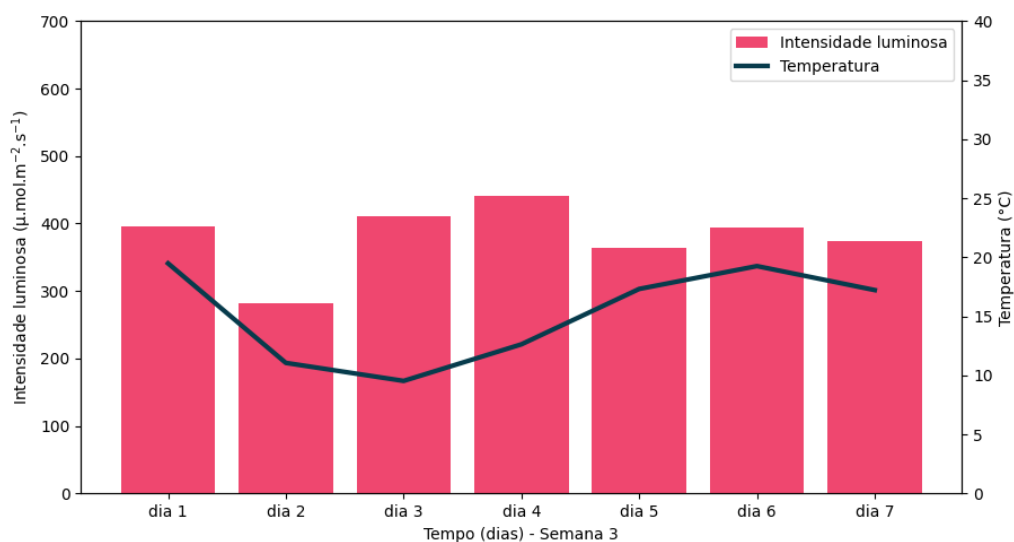
Tabela 19 – Fotoperíodo, intensidade luminosa e temperatura na área externa durante a semana 2.

Data	Duração do período claro	Intensidade luminosa média ($\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$)	Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)		
			média	máxima	mínima
1	14h05	581,5	26,4	33,9	19,8
2	13h55	521,4	26,0	34,1	21,0
3	13h55	521,1	24,5	32,4	18,6
4	13h30	544,5	23,9	31,6	18,1
5	13h25	423,7	23,3	28,9	19,7
6	13h30	533,9	23,5	31,2	17,8
7	13h25	533,6	24,6	31,2	19,0

Fonte: Própria autora.

Na Figura 30 estão apresentados os valores médios diários da intensidade luminosa no período claro e da temperatura na área externa onde se encontravam os FBR durante a semana 3. A partir da Figura 30 pode ser observado que durante a semana 3 houve oscilação na temperatura durante essa semana.

Figura 30 – Variação média diária da Intensidade Luminosa e Temperatura na área externa durante a semana 3.



Fonte: Própria autora.

A semana 3 foi realizada, durante o inverno, resultando em temperaturas mais baixas e um menor fotoperíodo comparadas as semanas anteriores realizadas durante o verão. Na Tabela 20 estão apresentadas a duração do período claro diário, a intensidade luminosa média do período claro, a temperatura média, máxima e mínima diária. A temperatura média diária se manteve abaixo dos 20°C todos os dias. O dia 3 apresentou as menores temperaturas, com mínima de $3,1^{\circ}\text{C}$ e máxima de $18,4^{\circ}\text{C}$. A duração do período claro foi de aproximadamente 11h, quase 3h diárias a menos do que as semanas realizadas durante o verão. A intensidade luminosa média da semana foi de $380 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, aproximadamente $100 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ a menos diariamente que no verão.

Tabela 20 – Fotoperíodo, intensidade luminosa e temperatura na área externa durante a semana 3.

Data	Duração do período claro	Intensidade luminosa média ($\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$)	Temperatura (°C)		
			média	máxima	mínima
1	11h20min	396,4	19,5	26,8	12,7
2	11h00min	282,7	11,1	16,2	6,6
3	11h10min	411,3	9,5	18,4	3,1
4	11h30min	440,6	12,6	20,7	5,7
5	11h20min	364,1	17,3	26,2	10,4
6	11h20min	394,6	19,3	27,3	13,8
7	11h10min	374,8	17,2	24,0	12,7

Fonte: Própria autora.

Na Tabela 21 pode se observar as amplitudes térmicas para cada semana do estudo considerando a diferença entre as temperaturas máximas e mínimas. As menores amplitudes estão presentes na semana 1 e 2 com apenas 9°C e a maior amplitude encontrada foi na semana 3 com 15,8°C.

Tabela 21 – Amplitude térmica para cada semana da Etapa 2.

Amplitude térmica (°C)		
Semana 1	Semana 2	Semana 3
9,2	14,1	14,0
13,8	13,1	9,6
12,3	13,9	15,2
13,1	13,5	15,0
13,2	9,2	15,8
13,4	13,3	13,5
14,6	12,2	11,3

Fonte: Própria autora.

Cada espécie de microalgas reage de formas diferentes a intensidade luminosa e temperatura, dessa forma, as temperaturas mais utilizadas em estudos variam entre 18°C e 20°C a fim de abranger diversas espécies ao mesmo tempo (BARSANTI; GUALTIERI, 2014). No entanto, em um estudo realizado por Lieswito *et al.* (2019) o consórcio de microalgas composto por *Clorella sorokiniana*, *Monoraphidium* sp., e *Scenedesmus obliquus* foi submetido as temperaturas de 25°C, 35°C e 45°C para análise de remoção de metais. Nesse estudo, a maior atividade das microalgas aconteceu na temperatura de 35°C,

pode se assim inferir que essa é uma temperatura adequada para o desenvolvimento do consórcio.

E ainda, no estudo realizado por Binnal e Babu (2017), foi avaliado o desempenho da microalga *Chlorella protothecoides* para o tratamento terciário de efluente municipal. No estudo foi identificado que a remoção de nutrientes não era suficiente para as temperaturas abaixo de 20°C ou acima de 30°C, sendo o melhor cultivo estabelecido a 25°C.

Cultivos realizados em ambientes controlados não expressam a amplitude das temperaturas que ocorrem nos cultivos externos. Porém, em um estudo realizado por Dias *et al.* (2021), um cultivo de microalgas foi submetido a condições ambientais de 33 localidades dentro das zonas climáticas equatorial e tropical variando apenas temperatura, intensidade luminosa e fotoperíodo. Pelo estudo, foi possível concluir que a região tropical foi a que apresentou as maiores produções de biomassa, indicando que as condições ambientais que ocorrem nessas regiões favorecem o desenvolvimento das microalgas (DIAS *et al.*, 2021).

Em estudo complementar realizado por Siqueira *et al.* (2020), considerando 6 cidades brasileiras dentro da zona tropical variando apenas temperatura, intensidade luminosa e fotoperíodo a cidade que apresentou maior produtividade de biomassa foi Boa Vista-RR durante o verão. O cultivo foi submetido a uma intensidade luminosa máxima de 1.949,9 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$, o foto período foi de 11h59 e a temperatura média foi de 27,7°C até a fase estacionária (SIQUEIRA *et al.*, 2020).

A espécie utilizada em ambos os estudos foi *Scenedesmus obliquus* devido a sua plasticidade biológica e resistências as variações de condições ambientais, mesma espécie presente nos consórcios utilizados nesse estudo juntamente com a espécie *Chlorella sp.* Dessa forma, pode ser observado que as condições ambientais as quais os consórcios foram submetidos durante verão e inverno não foram suficientes para causar algum tipo de inibição no desenvolvimento das microalgas. Deve ser levado em consideração que as microalgas nativas do efluente apresentam maior adaptação ao meio e assim se desenvolvem melhor, mesmo em condições de cultivo externo, quando comparadas a utilização de culturas puras (THOMAS *et al.*, 2019).

5.3.4 **Clorofila a**

Na Tabela 22 estão apresentadas as concentrações de clorofila *a* referente as semanas de cultivo realizadas. As análises foram realizadas no início, meio e fim do tempo

experimental. Todos os valores apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$), indicando que a cada semana os efluentes apresentaram um comportamento diferente.

Tabela 22 – Concentrações de clorofila *a* por semana de experimento.

Tempo	Clorofila <i>a</i> ($\mu\text{g.L}^{-1}$)					
	SEMANA 1		SEMANA 2		SEMANA 3	
	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B
Dia 1	187 $\pm$ 5	142 $\pm$ 10	124 $\pm$ 10	320 $\pm$ 40	320 $\pm$ 82	178 $\pm$ 50
Dia 4	1.657 $\pm$ 51	784 $\pm$ 60	623 $\pm$ 37	454 $\pm$ 32	409 $\pm$ 50	231 $\pm$ 60
Dia 6	142 $\pm$ 37	481 $\pm$ 26	-	-	-	-
Dia 7	-	-	1.425 $\pm$ 152	1.372 $\pm$ 110	4.740 $\pm$ 469	3.367 $\pm$ 443

Obs: Para a semana 1 a análise final foi realizada no dia 6 e para as demais no dia 7.

Fonte: Própria autora.

Pode ser observado que na semana 1 o dia 4 apresentou a maior concentração de biomassa em ambos os efluentes. O efluente A apresentou uma taxa de crescimento de 0,75 dia^{-1} em relação ao dia 1 e dia 4, para o efluente B a taxa de crescimento foi de 0,57 dia^{-1} para o mesmo período. Do dia 4 para o dia 7 houve uma redução 91% para o efluente A e 38% para o efluente B em relação a quantidade de biomassa. Dessa forma, podemos inferir que entre o dia 4 e o dia 7 do cultivo ambas as culturas atingiram o ápice de desenvolvimento e iniciaram a fase de declínio. A produção de biomassa durante o cultivo está diretamente relacionada a proporção de N:P disponível no meio, dessa forma, é possível que nos últimos dias de cultivo da semana 1 a proporção não estivesse favorável ao desenvolvimento das microalgas e consequente reduziu a produção de biomassa.

Na semana 2 pode-se observar que o crescimento do dia 1 para o dia 4 foi mais intenso para o efluente A, taxa de crescimento de 0,54 dia^{-1} , enquanto para o efluente B foi de 0,12 dia^{-1} . Ao final da semana o efluente A teve um aumento de 91,2% na biomassa em relação a concentração inicial, enquanto o efluente B apresentou 76,6% para o mesmo período.

Pelas concentrações da semana 3 pode-se inferir que essa apresentou a maior produção de biomassa para ambos os efluentes, sendo essa a semana durante o inverno com as menores temperaturas. Do dia 1 ao dia 4 o crescimento da clorofila *a* foi muito discreto, e muito semelhante para os efluentes A e B. Até o dia 4 foram registradas também as menores temperaturas e intensidade luminosa, impactando assim na produção da biomassa. Uma vez que após o dia 4 as temperaturas aumentaram, bem como a intensidade luminosa, foi possível

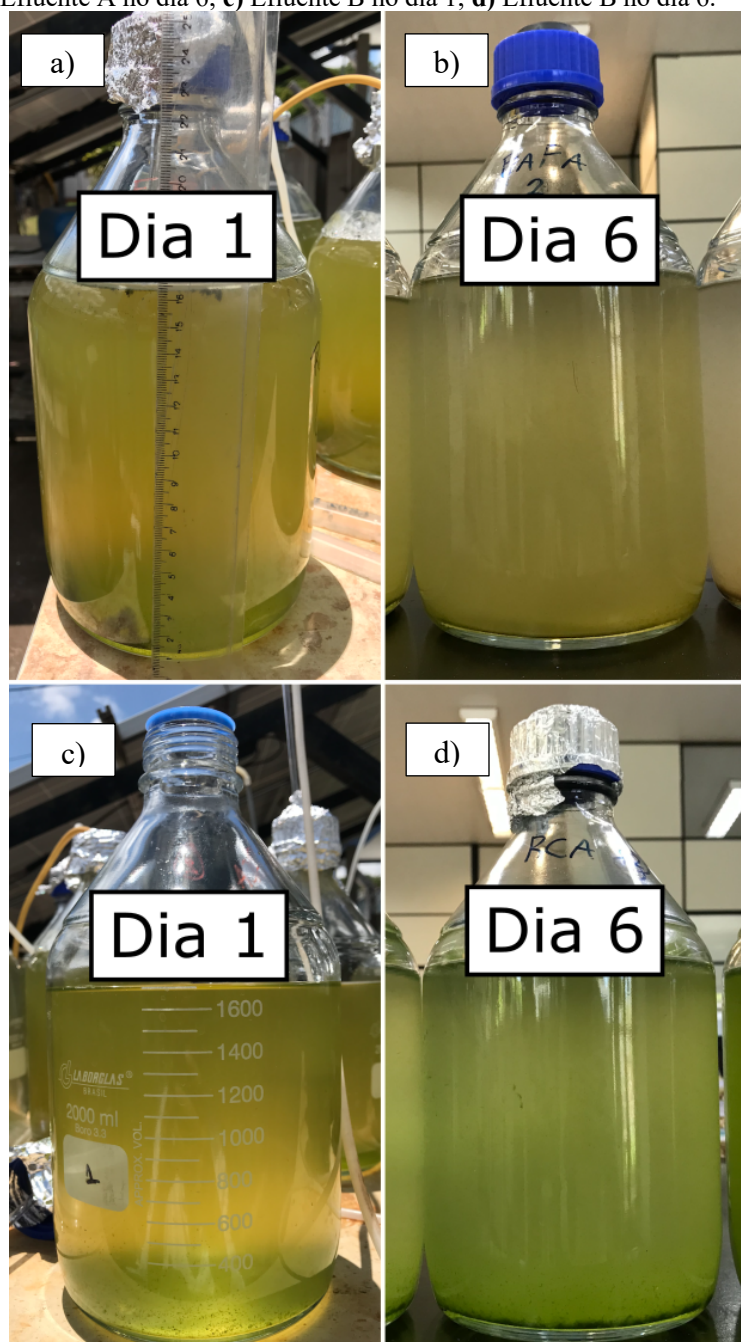
observar, do dia 4 ao dia 7, o aumento de 91% na concentração de biomassa no efluente A e 93% para o efluente B.

Considerando o dia 4 da semana 1 e os dias 7 das semanas 2 e 3, o efluente A apresentou em todas as semanas os maiores valores de concentração de biomassa. Esse fato pode ser entendido devido as características iniciais do Efluente A que apresenta maior concentração de sólidos em suspensão totais resultando em uma maior concentração de clorofila *a* e corroborado pelos com os valores de densidade óptica 680nm.

5.3.5 ***Densidade Óptica***

Na Figura 31 estão apresentados os FBR no início e no fim da semana 1 que foi finalizada no dia 6. A fim de garantir cultura viável para seguir para a Etapa 3 a semana foi finalizada um dia antes. Pode ser observado que no dia 6 o efluente A apresentou uma coloração esbranquiçada, muito semelhante ao início do cultivo. O efluente B também apresentou ao final do cultivo uma coloração esbranquiçada.

Figura 31 – Coloração do FBR no início e fim da semana 1, sendo **a)** Efluente A no dia 1; **b)** Efluente A no dia 6; **c)** Efluente B no dia 1; **d)** Efluente B no dia 6.



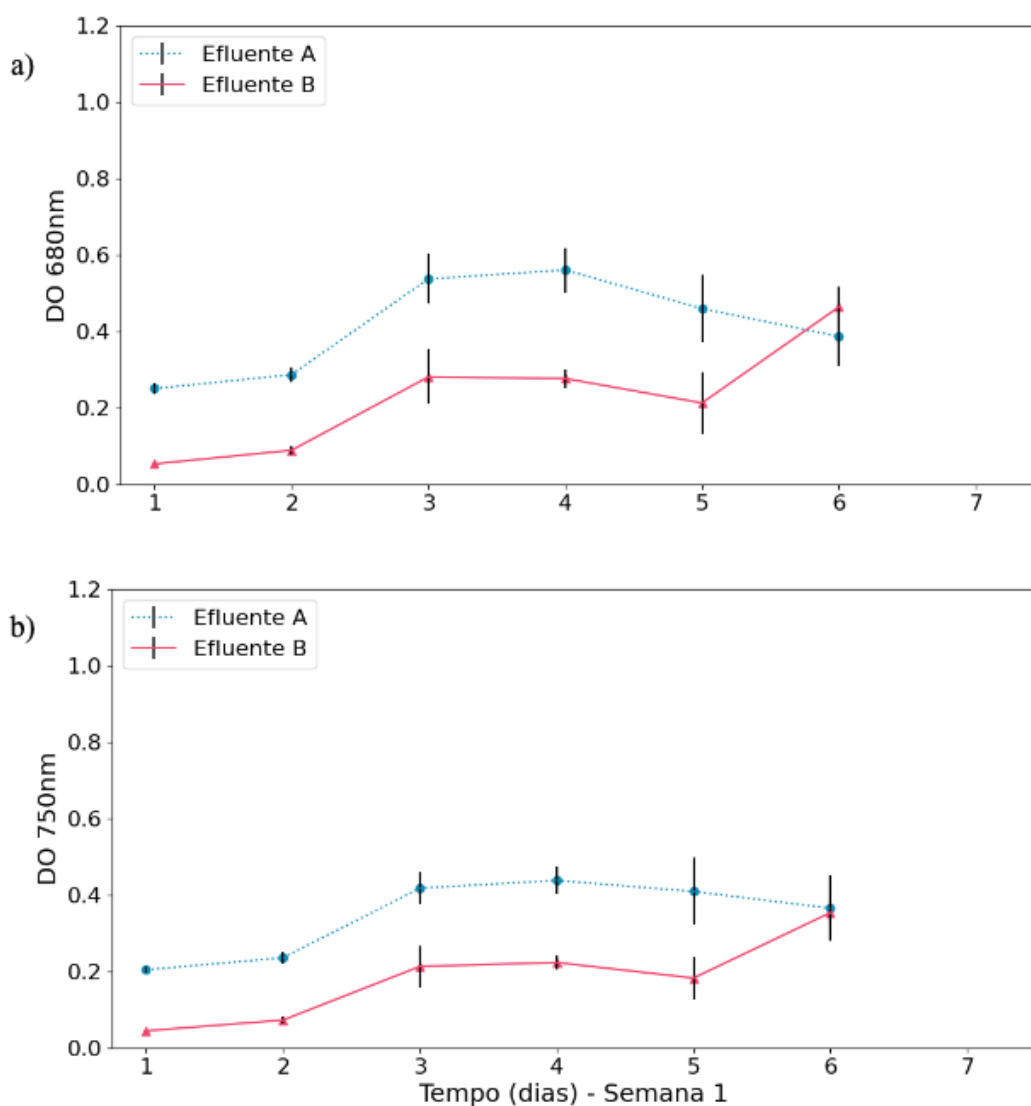
Fonte: Própria autora.

Na Figura 32 a) estão apresentadas as varrições na DO_{680} no Efluente A e Efluente B durante a semana 1. Pode ser observado que o efluente A apresentou valores significativamente ($p < 0,05$) maiores que os valores encontrados para o efluente B. Do dia 4 adiante pode ser observado um declínio nas concentrações para o efluente A, indicando o início da fase de morte das células corroborando com a diferença encontrada na concentração da clorofila *a* do dia 4 ao dia 7. No último dia do cultivo os valores de ambos os efluentes não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$). A Correlação de Pearson entre os valores

obtidos para DO_{680} em relação a concentração de clorofila a apresentou correlação fortíssima para ambos os efluentes, sendo de 0,9978 e 0,9999 para o efluente A e B, respectivamente.

Na Figura 32 b) estão apresentadas as variações em relação a DO_{750} , esta se comportou semelhante a DO_{680} nos primeiros dias para ambos os efluentes. A diferença foi apenas nos dias 5 e 6, pois o efluente A apresentou um declínio mais suave e o efluente B um aumento menos acentuado.

Figura 32 – a) Variação da DO_{680} para os FBRs em função do tempo da semana 1. **b)** Variação da DO_{750} para os FBRs em função do tempo da semana 1.

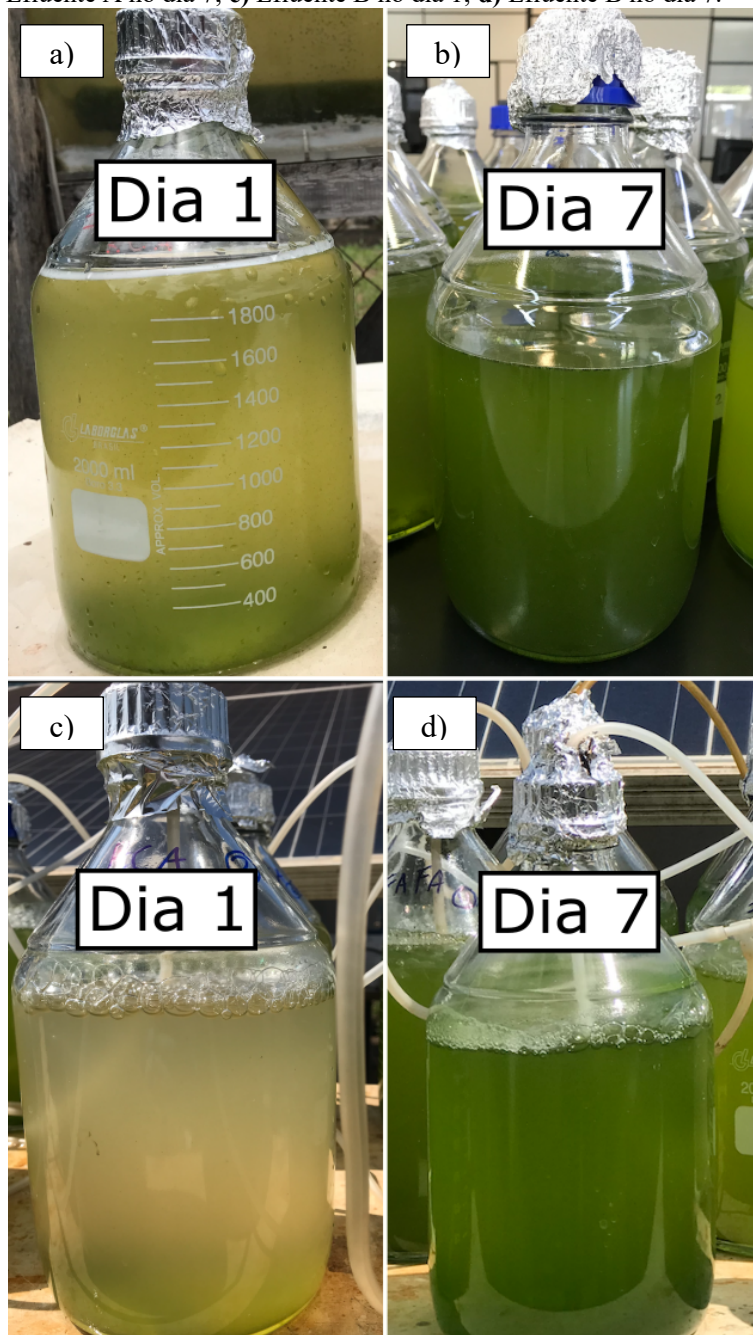


Fonte: Própria autora.

Na Figura 33 estão apresentados os FBR no início e no fim da semana 2 que foram cultivados por sete dias. Pode ser observado que diferente da semana 1, ao final do cultivo

os FBRs apresentaram coloração verde indicando o desenvolvimento das microalgas e um meio ainda ativo. O aumento da coloração verde foi refletido no aumento dos valores de DO.

Figura 33 – Coloração do FBR no início e fim da semana 2, sendo **a)** Efluente A no dia 1; **b)** Efluente A no dia 7; **c)** Efluente B no dia 1; **d)** Efluente B no dia 7.



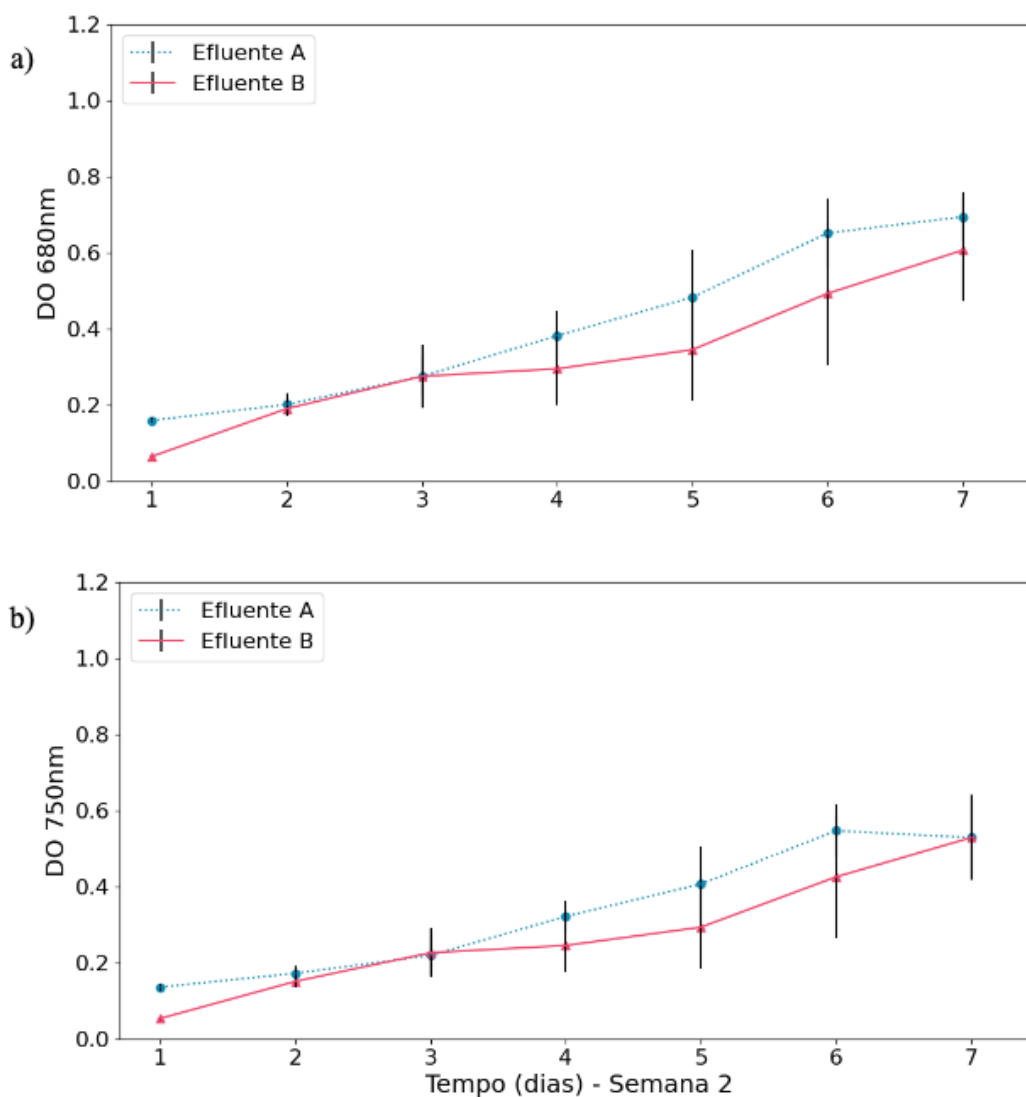
Fonte: Própria autora.

Na Figura 34 a) estão apresentadas as varrições na DO_{680} no Efluente A e Efluente B durante a semana 2. Pode ser observado que o efluente A e o efluente B apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$) apenas no dia 1. Nos demais dias até o final do cultivo pode-se perceber o desenvolvimento ascendente das microalgas. Nessa semana não foi

identificado o início da fase declínio, apenas fase exponencial. Esse desenvolvimento corrobora com os valores encontrados para a concentração de biomassa de clorofila *a*, apresentando uma correlação de Pearson de 1,0 para ambos os efluentes, indicando uma correlação direta.

Na Figura 34 b) estão apresentadas as variações em relação a DO_{750} , esta se comportou semelhante a DO_{680} em todos os dias da semana para ambos os efluentes.

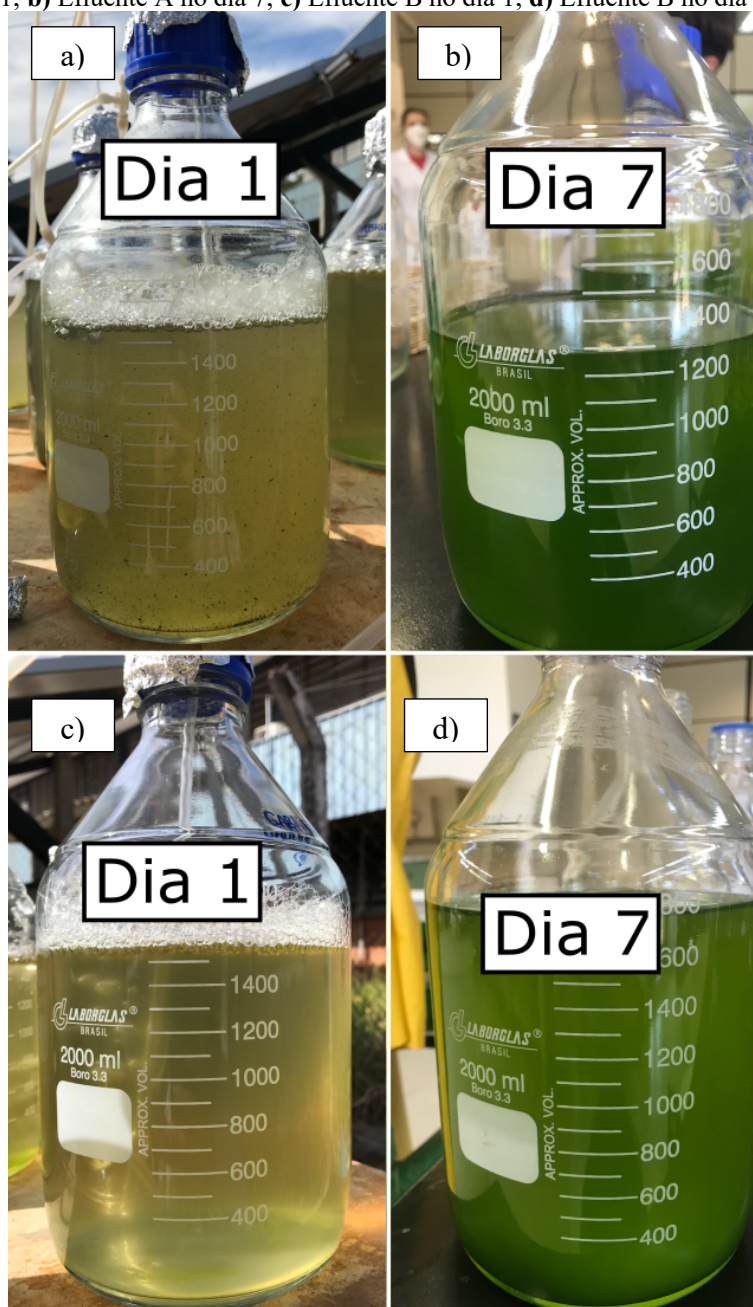
Figura 34 – a) Variação da DO_{680} para os FBRs em função do tempo da semana 2. b) Variação da DO_{750} para os FBRs em função do tempo da semana 2.



Fonte: Própria autora.

Na Figura 35 estão apresentados os FBR no início e no fim do tempo experimental da semana 3. O comportamento da semana 3 foi semelhante ao da semana 2, mesmo com temperaturas quase 15°C mais baixas considerando as mínimas nas duas semanas, e intensidade luminosa também reduzida.

Figura 35 – Coloração do FBR no início e fim da semana 3, sendo **a)** Efluente A no dia 1; **b)** Efluente A no dia 7; **c)** Efluente B no dia 1; **d)** Efluente B no dia 7.



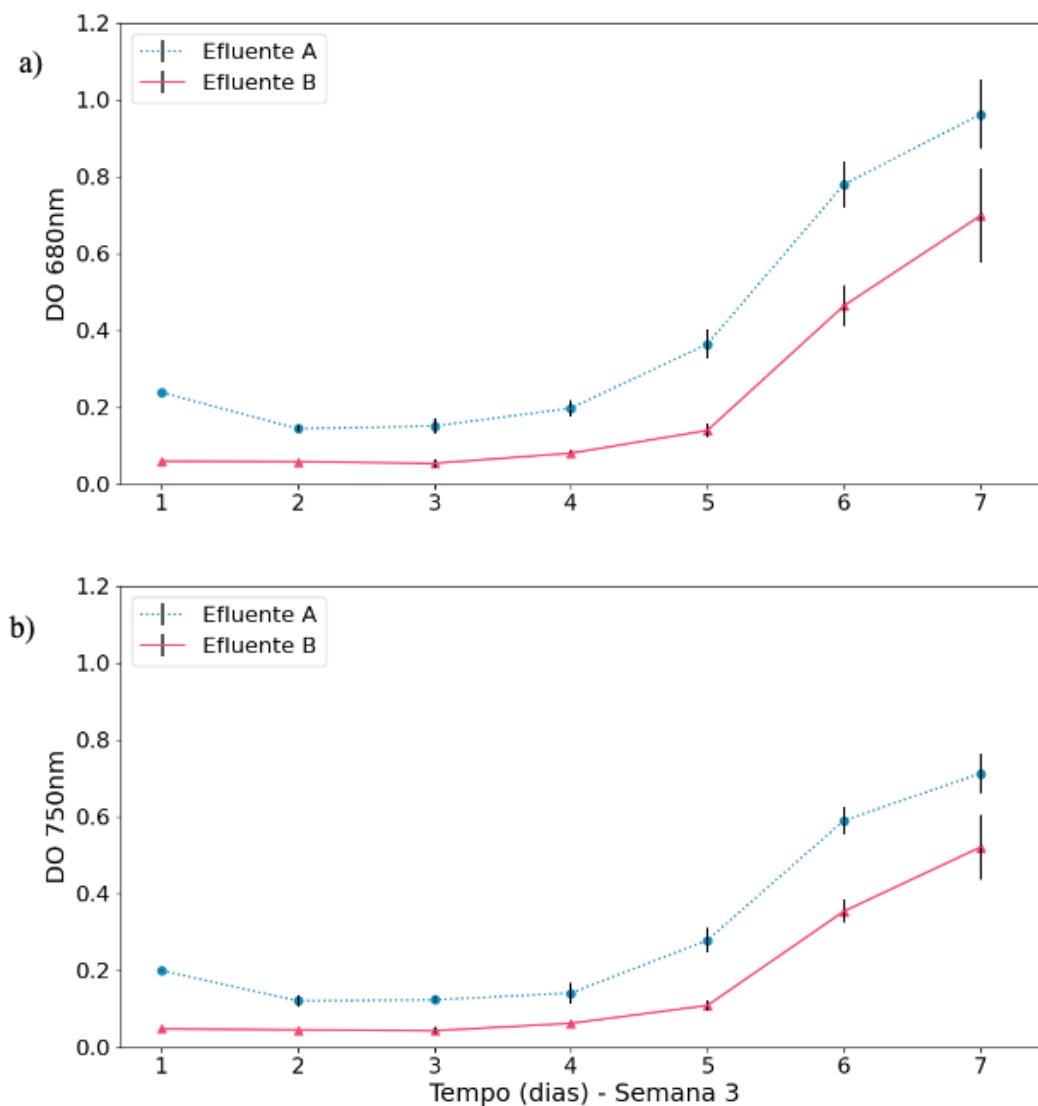
Fonte: Própria autora.

Na Figura 36 a) estão apresentadas as varrições na DO_{680} no Efluente A e Efluente B durante a semana 3. Pode ser observado que o efluente A apresentou um leve declínio nos dias 1 e 2, no entanto apresentou valores acima do Efluente B em todos os dias do experimento. Durante essa semana ambos os efluentes apresentaram maiores valores quando comparados as semanas anteriores, corroborando com os valores encontrados para a concentração de biomassa de clorofila *a.*, que apresentaram correlação de Pearson de 0,9993 e 0,9490 para o efluente A e B, respectivamente, indicando correlação fortíssima. Percebe-

se também a existência de uma fase *lag* maior, durante os dias de 1 a 5, onde se dá o início da fase de crescimento.

Na Figura 36 b) estão apresentadas as variações em relação a DO_{750} , esta se comportou semelhante a DO_{680} em todos os dias da semana para ambos os efluentes.

Figura 36 – a) Variação da DO_{680} para os FBRs em função do tempo da semana 3. b) Variação da DO_{750} para os FBRs em função do tempo da semana 3.



Fonte: Própria autora.

As informações obtidas para a DO_{680} corroboram com as concentrações de clorofila *a* apresentadas na Tabela 22. Dessa forma, pode-se pressupor que as baixas temperaturas atingidas durante o inverno não impediram o desenvolvimento das microalgas, pelo contrário, a menores temperaturas e intensidade luminosa foi observado um maior desenvolvimento das microalgas e consequentemente da biomassa. Esse maior

desenvolvimento da biomassa também pode estar atrelado as características iniciais dos efluentes, uma vez que o efluente A utilizado na semana 3 possuía uma alta concentração de sólidos em suspensão totais promovendo a produção de biomassa além das maiores concentrações de nutrientes favorecendo o desenvolvimento das microalgas. Já o efluente B na semana 3 apesar de apresentar a menor concentração de sólidos em suspensão total, possuía as maiores concentrações de nutrientes, fósforo e nitrogênio.

5.3.6 *Densidade celular*

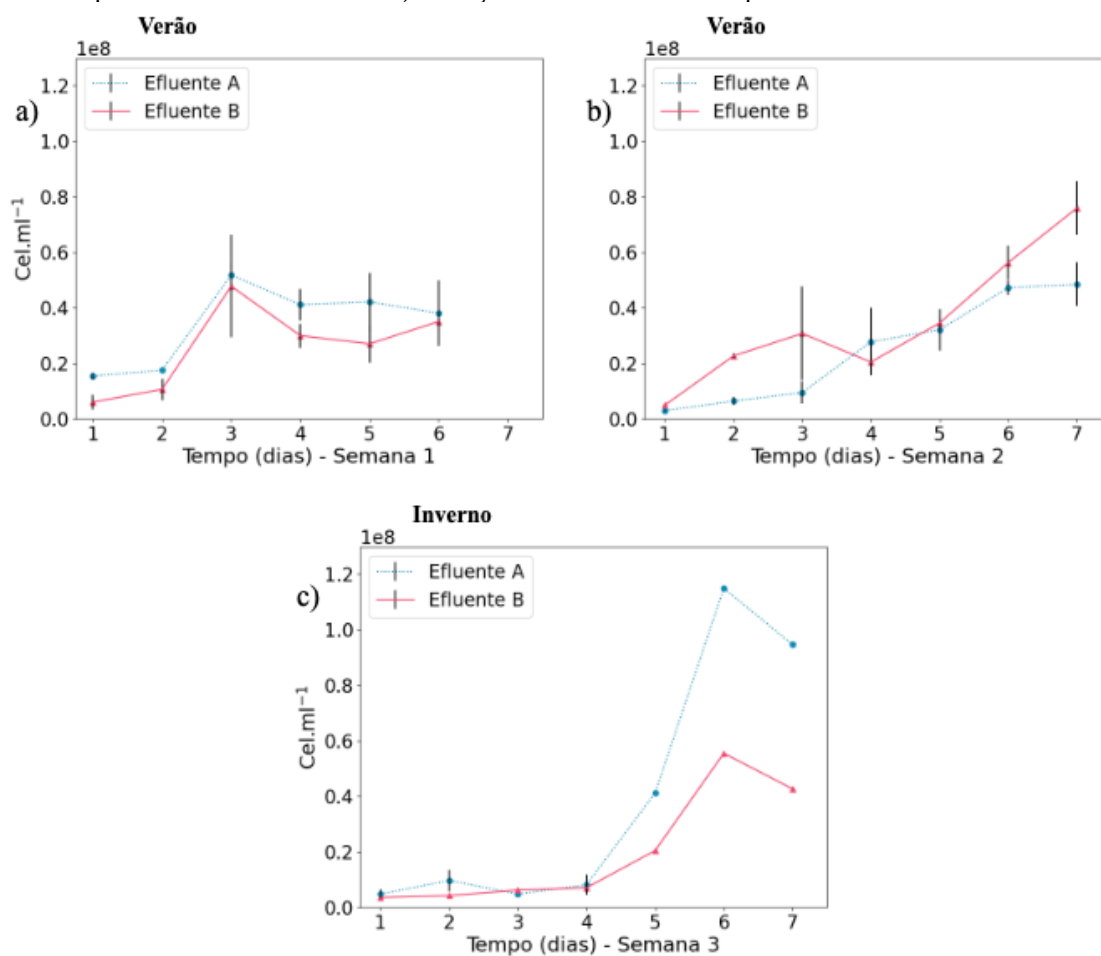
Na Figura 37 a) estão apresentadas as variações para a densidade celular para os efluentes A e B na semana 1. Pode ser observado que na semana 1 houve o aumento da densidade celular até o dia 3 do experimento, quando ocorreu a diminuição da densidade indicando a morte das células presentes no meio. Os efluentes não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$) entre as densidades, indicando que apresentavam quantidades similares ao final da semana. A correlação de Pearson entre a densidade celular e a DO_{680} foi de 0,9505 para o efluente A e 0,8902 para o efluente B, indicando correlação fortíssima. A morte de algumas células após o dia 3 do cultivo pode ser explicada pela relação nitrogênio e fósforo não favorável para o desenvolvimento das células, que sem os nutrientes necessários para o crescimento começaram a decair conforme foi constatado pela variação da DO_{680} .

Na Figura 37 b) estão apresentadas as variações para a densidade celular para os efluentes A e B na semana 2. Pode ser observado que diferente da semana 1, a semana 2 apresentou um aumento da densidade celular, considerando o início e fim do cultivo. Durante essa semana o efluente B iniciou o cultivo com maior densidade celular, porém apresentou uma diminuição igualando a densidade com a apresentada pelo efluente A. No entanto, ao final do cultivo o efluente B apresentou a maior densidade celular, com diferença significativa ($p < 0,05$). A variação na densidade do efluente B pode ser associada a alguma predação entre os microrganismos presentes no meio, pois não foi observada nenhuma variação nos demais parâmetros de desenvolvimento das microalgas, indicando também que essa queda na densidade celular não interferiu no desenvolvimento do efluente B. A correlação de Pearson entre a densidade celular e a DO_{680} foi de 0,9211 para o efluente A, indicando uma correlação fortíssima, no entanto para o efluente B a correlação foi de 0,7853 indicando uma correlação moderada. Ao observar as curvas do efluente B pode ser observado que a DO_{680} não apresentou decréscimo no dia quatro como apresentou a

densidade celular diferenciando o comportamento dos parâmetros e diminuindo a correlação entre eles.

Na Figura 37 c) estão apresentadas as variações para a densidade celular para os efluentes A e B na semana 3. Pode ser observado que o comportamento da semana 3 difere das semanas 1 e 2, pois nessa semana é possível observar a fase *lag* do desenvolvimento das microalgas entre os dias 1 e 4 do cultivo. Após o dia 4 ocorreu o desenvolvimento exponencial em ambos os efluentes atingindo maiores densidades celulares que as encontradas nas semanas realizadas durante o verão. Apesar de terem iniciado o cultivo com valores absolutos similares, a partir do dia 5 até final da semana o efluente A apresentou valores significativamente maiores que os apresentados pelo efluente B. O Comportamento observado pela densidade celular coaduna com os observados pela DO_{680} que apresentaram correlação de Pearson fortíssima, sendo 0,9898 para o efluente A e 0,97217 para o efluente B comparando densidade celular e DO_{680} .

Figura 37 – a) Variação da densidade celular para os FBRs na semana 1. b) Variação da densidade celular para os FBRs na semana 2. c) Variação da densidade celular para os FBRs na semana 3.



Fonte: Própria autora.

Através da densidade celular foi possível calcular a produtividade diária em cada FBR nas semanas do estudo. Na Tabela 23 estão apresentados os valores de produtividade diária para cada efluente por semana estudada. Pode ser observado que na semana 1 a produtividade do dia 2 para o dia 3 foram as produtividades mais altas, coincidindo com o pico nas curvas de crescimento identificadas nos outros parâmetros. No entanto, a partir do dia 4 pode ser constatado o decaimento do crescimento das microalgas em ambos efluentes.

Na semana 2 para o efluente A a produtividade foi constante apresentando apenas uma leve retração no dia 5. Já para o efluente B foi observado uma diminuição na produtividade do dia 3 ao dia 4, indicando que houve morte de células e diminuição na densidade celular, porém o consorcio recuperou o desenvolvimento apresentando uma produção de $19,6 \text{ cel.ml}^{-1}\text{dia}^{-1}$ no último dia de cultivo.

A produtividade para ambos os efluentes da semana 3 coadunam com as informações encontradas nos demais parâmetros, até o dia 4 do cultivo os consórcios encontravam em fase de adaptação e por isso a produtividade foi baixa, chegando a haver morte celular no efluente A do dia 2 ao dia 3 do cultivo. Isso pode ser justificado devido a uma adaptação dos consórcio aos meio em que foram inseridos. Após o dia 4 houve o desenvolvimento exponencial dos consórcios onde o efluente A atingiu a maior produtividade identificada em todas as semanas de análise $73,7 \text{ cel.ml}^{-1}\text{dia}^{-1}$. E ainda, no último dia do cultivo tanto o efluente A quanto o efluente B apresentaram produtividade negativa, indicando morte celular e início da fase de decaimento.

Tabela 23 – Produtividade diária de microalgas para os FBRs.

Tempo	P ($\text{cel.ml}^{-1}\text{dia}^{-1}$)					
	SEMANA 1		SEMANA 2		SEMANA 3	
	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B
1	-	-	-	-	-	-
2	2,117	4,625	3,450	17,755	3,075	0,683
3	34,258	37,142	3,067	8,058	- 4,875	2,000
4	-10,650	-17,800	18,275	-10,292	7,425	0,850
5	1,008	-2,950	4,358	14,042	29,000	13,375
6	- 4,079	8,029	15,142	21,779	73,750	35,075
7	-	-	1,233	19,646	- 20,250	- 12,800

Obs.: A semana 1 foi finalizada no dia 6, por isso não há produtividade diária para o dia 7.

Fonte: Própria autora.

Na Tabela 24 estão apresentadas as taxas de crescimento diárias para os efluentes A e B por semana estudada. Pode ser observado que as taxas coadunam com os valores

identificados para DO_{680} e densidade celular, indicando na semana 1 um crescimento rápido até o dia 3 do cultivo e declínio até o cultivo ser encerrado. Isso pode ser justificado devido as características iniciais do efluente que possibilitou o consumo rápido dos nutrientes e o desenvolvimento exponencial das microalgas que ao fim dos nutrientes entram em declínio celular até a semana ser encerrada.

Na semana 2 o maior crescimento para o efluente A foi do dia 3 para o dia 4, quando houve um leve declínio no efluente B, indicando que o efluente B apresentou uma adaptação ao meio nos primeiros dias e após esse período apresentou crescimento constante até o último dia da semana.

Na semana 3 é possível identificar o crescimento gradual nos primeiros dias de cultivo e um crescimento mais acentuado entre os dias 4 e 6, indicando uma fase de adaptação dos dois efluentes ao meio em que foram inseridos. No entanto, nos dias 5 e 6 apresentaram as maiores taxas de crescimento celular comparado com as demais semanas, indicando o desenvolvimento das microalgas ao meio.

Tabela 24 – Taxa de crescimento diária de microalgas para os FBRs.

Tempo	μ (d ⁻¹)					
	SEMANA 1		SEMANA 2		SEMANA 3	
	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B
1	-	-	-	-	-	-
2	0,128	0,568	0,768	1,519	0,381	0,175
3	1,082	1,500	0,390	0,304	-0,698	0,386
4	-0,230	-0,466	1,073	-0,407	0,932	0,128
5	0,024	-0,103	0,146	0,522	1,214	1,059
6	-0,102	0,260	0,386	0,489	1,025	0,998
7	-	-	0,026	0,299	-0,194	-0,262

Obs.: A semana 1 foi finalizada no dia 6, por isso não há taxa de crescimento diária para o dia 7.

Fonte: Própria autora.

5.3.7 *Sólidos em Suspensão Total*

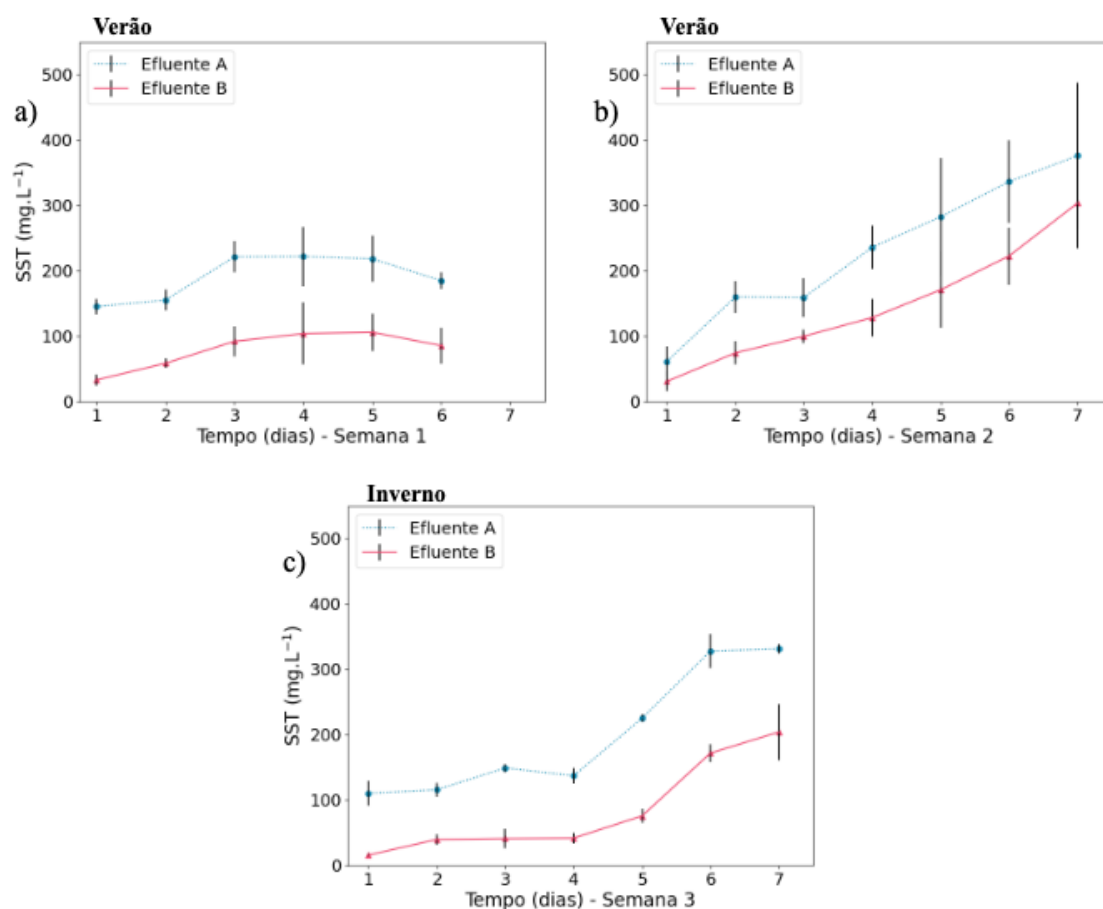
Na Figura 38 a) estão apresentados os valores de variação dos sólidos em suspensão total (SST) nos efluentes A e B durante o cultivo para a semana 1. Pode ser observado que o efluente A apresenta um significativa ($p < 0,05$) quantidade a mais de SST do que o efluente B. O efluente A apresentou a maior concentração no dia 4 com 222,1 mg.L⁻¹ de SST e até o dia 6 obteve um declínio de 16% na concentração. Já o efluente B teve o ápice no dia 5 com 106,3 mg.L⁻¹ e obteve um declínio de 19% para a concentração do dia seguinte.

Na Figura 38 b) estão apresentados os valores de variação de SST nos efluentes A e B na semana 2. Pode ser observado que diferente da semana 1, nessa semana houve o

aumento constante da concentração de SST, mesmo as duas semanas ocorrendo durante o verão. Na semana 2 ambos os efluentes iniciaram o cultivo com concentrações de SST diferentes estatisticamente entre eles, sendo 74,5 mg.L⁻¹ para o efluente A e 44,0 mg.L⁻¹ para o efluente B, porém terminaram com concentrações de SST sem diferença significativa ($p < 0,05$). O comportamento da curva de crescimento é semelhante ao da curva para DO₆₈₀ de ambos os efluentes.

Na Figura 38 c) estão apresentados os valores de variação de SST nos efluentes A e B para a semana 3. Pode ser observado que conforme a caracterização inicial dos efluentes, o efluente A apresentou 94 mg.L⁻¹ de SST acima da concentração de SST do que o efluente B e a diferença se manteve durante todo o cultivo, chegando a 127,16 mg.L⁻¹ no último dia. Assim como identificado nas curvas de crescimento de DO₆₈₀ para SST fica evidente a fase *lag* do desenvolvimento das microalgas entre os dias 1 e 4, e a fase de crescimento entre os dias 4 e 6, identificados como de maior atividade. Pode se perceber também o início da fase estacionário no dia 7.

Figura 38 – a) Variação dos sólidos em suspensão totais nos FBRs na semana 1. b) Variação dos sólidos em suspensão totais nos FBRs na semana 2. c) Variação dos sólidos em suspensão totais nos FBRs na semana 3.



Fonte: Própria autora.

Diferente do ocorrido para a DO_{680} as diferenças encontradas nas concentrações finais de SST para a semana 2 e semana 3 não foram significativamente ($p < 0,05$) diferentes apesar de terem iniciado o cultivo com concentrações diferentes. O efluente A iniciou a semana 3 com 33% a mais na concentração de SST, já o efluente B iniciou a semana 3 com 64% a menos na concentração de SST.

Diante disso, pode se inferir que a produção de SST não está diretamente correlacionada a estação do ano no Brasil ou sofre grandes alterações com a variação de temperatura e intensidade luminosa. Esses crescimentos podem estar associados a disponibilidade de nitrogênio e fósforo que são semelhantes na caracterização dos efluentes na semana 2 e 3 de ambos os efluentes

Na Tabela 25 estão apresentadas as correlações de Pearson entre os parâmetros de clorofila *a*, DO_{680} e densidade celular com os valores de SST para cada semana. Pode ser observado que em todas as semanas a correlação encontrada é considerada forte e até mesmo a correlação entre SST e clorofila *a* é diretamente positiva na semana 2 para ambos os efluentes. No entanto, o efluente B da semana 2 apresentou correlação moderada entre SST e densidade celular e DO_{680} . Mesmo assim, pode-se inferir que os parâmetros selecionados que apresentam uma correlação forte entre si podem servir como indicadores de desenvolvimento das microalgas.

Tabela 25 – Correlação de Pearson entre os parâmetros de clorofila *a*, densidade celular e DO_{680} com os valores de SST para o efluente A e efluente B.

	Efluente	Clorofila <i>a</i> x SST	Dens. celular x SST	DO_{680} x SST
Semana 1	A	0,995656899	0,974796329	0,955533781
	B	0,993608611	0,948500429	0,979068422
Semana 2	A	1	0,945210735	0,97387105
	B	1	0,766005168	0,65268014
Semana 3	A	0,980626924	0,970853917	0,973255877
	B	0,970379985	0,964144733	0,988111846

5.3.8 Nutrientes

Na Figura 39 a) está apresentada a variação da concentração de NTK para os efluentes A e B durante a semana 1. Inicialmente foram identificadas as concentrações de $34,7 \text{ mg.L}^{-1}$ e $30,0 \text{ mg.L}^{-1}$ para o efluente A e efluente B respectivamente. Pode-se perceber que houve remoção de NTK acima de 80% em ambos os efluentes considerando o início e fim do cultivo. Para o efluente A houve um leve aumento na concentração de NTK entre o

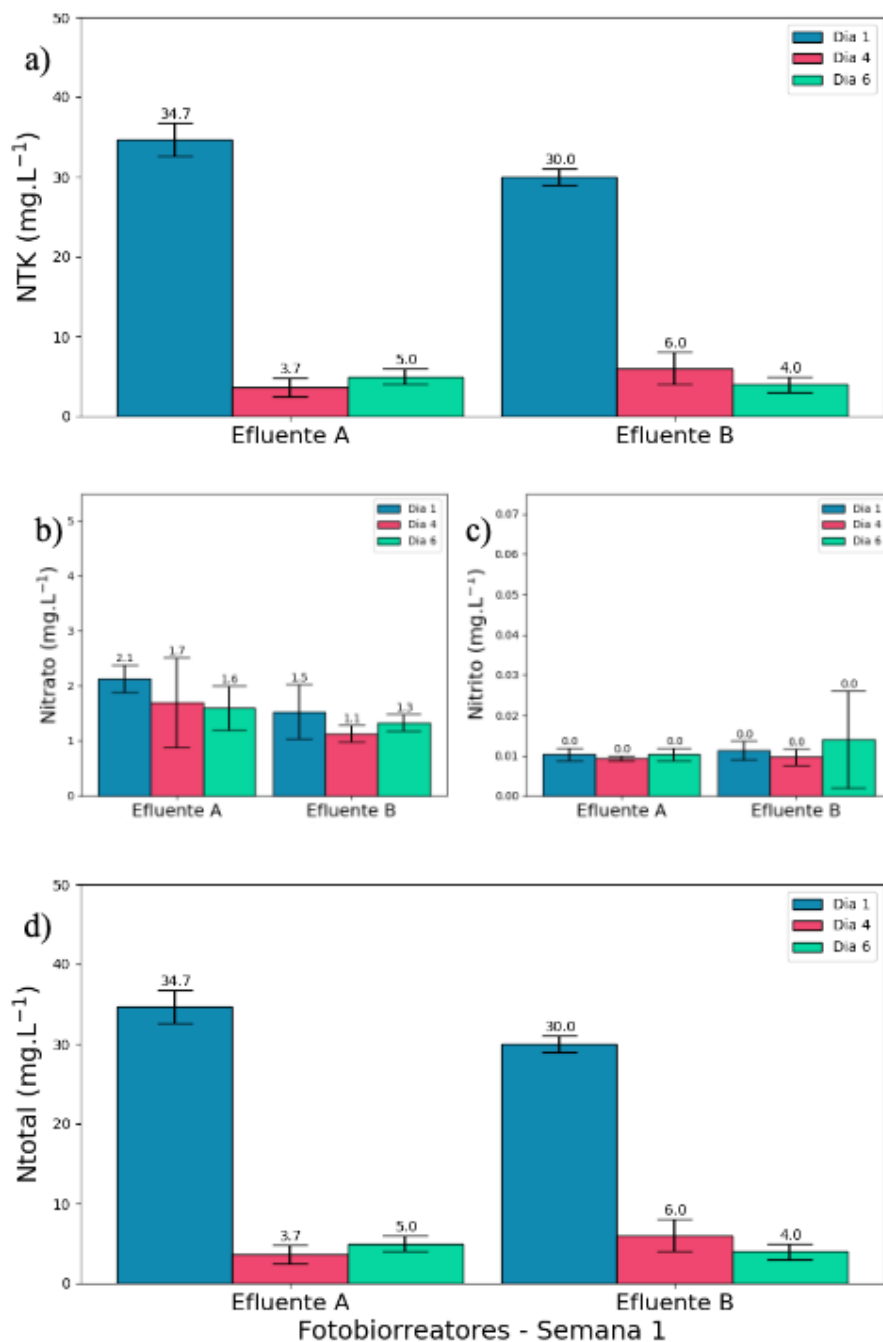
dia 4 e 7 do cultivo. Ao final do cultivo as concentrações de NTK não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$).

Na Figura 39 b) está apresentada a variação de nitrato nos efluentes A e B para a semana 1. Para o efluente A foi encontrado inicialmente uma concentração de $2,1 \text{ mg.L}^{-1}$ de nitrato que decaiu para $1,6 \text{ mg.L}^{-1}$ no último dia do experimento. O efluente B apresentou concentração final de nitrato de $1,3 \text{ mg.L}^{-1}$. Durante todo o cultivo as concentrações de nitrato não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$).

Na Figura 39 c) está apresentada a variação de nitrito ao longo da semana 1 para os efluentes A e B. Pode-se perceber que a concentração de nitrito não apresentou diferença significativa entre os efluentes ou mesmo entre os dias de análise, se mantendo em valores constantes durante os seis dias de cultivo. Durante todo o cultivo as concentrações de nitrito não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$). O nitrogênio nas formas de nitrato e nitrito não são as mais comuns no esgoto doméstico e, geralmente, são mais presentes em esgoto antigo, por isso os valores encontrados são baixos quando comparados as outras formas de nitrogênio (VON SPERLING, 2007).

Na Figura 39 d) estão apresentadas as concentrações de nitrogênio total (N_{total}) em função do tempo experimental. Pode ser observado na remoção de N_{total} o mesmo comportamento observado em NTK, pois esse representa a parcela mais significativa do N_{total} . Ao final do cultivo as concentrações de N_{total} não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$).

Figura 39 – Variação de NTK (a), de Nitrato (b), Nitrito (c) e N_{total} (d) presente nos FBRs na semana 1.

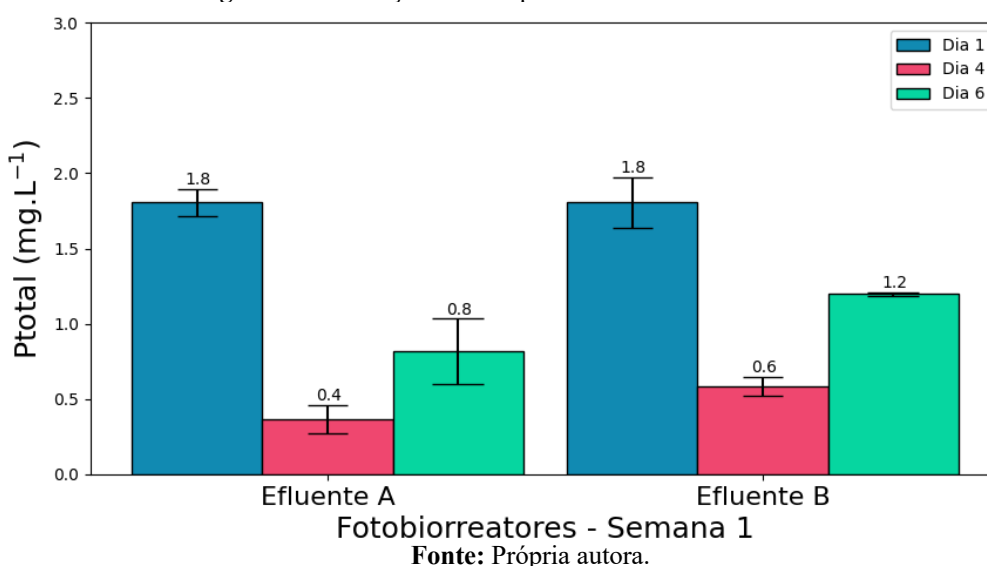


Fonte: Própria autora.

Na Figura 40 estão apresentados os valores de P_{total} no início, meio e fim da semana 1. Na caracterização inicial foram identificadas as concentrações de P_{total} de 1,88 mg.L⁻¹ e 1,86 mg.L⁻¹ para o efluente A e efluente B respectivamente, sem diferença significativa ($p < 0,05$), porém os valores não são semelhantes nos demais dias do cultivo. Pode-se perceber que para ambos os efluentes o dia 4 apresentou as menores concentrações de P_{total} , que aumentaram nas análises do último dia. Esse aumento pode ser explicado pela morte das células identificadas pela curva de crescimento da densidade celular.

Destaca-se que algumas microalgas realizam o consumo luxurioso do fósforo consumindo o nutriente em abundância, porém não promovem a conversão total em biomassa e/ou síntese de lipídios (POWELL *et al.*, 2009; SELLS *et al.*, 2018). Considerando essa característica da fisiologia das microalgas, pode-se entender que o aumento da concentração do fósforo ocorreu devido a liberação do nutriente não assimilado pelas células após a lisa da membrana, tornando o novamente disponível no meio. Para reforçar essa informação, pode-se observar que nas curvas de crescimento de densidade celular e DO_{680} o efluente B apresenta um leve aumento nas concentrações do dia 6, indicando que uma vez que houve o aumento da concentração de fósforo a relação N:P tornou-se novamente favoráveis para o crescimento das microalgas ainda presentes no meio.

Figura 40 – Variação de P_{total} presente nos FBRs na semana 1.



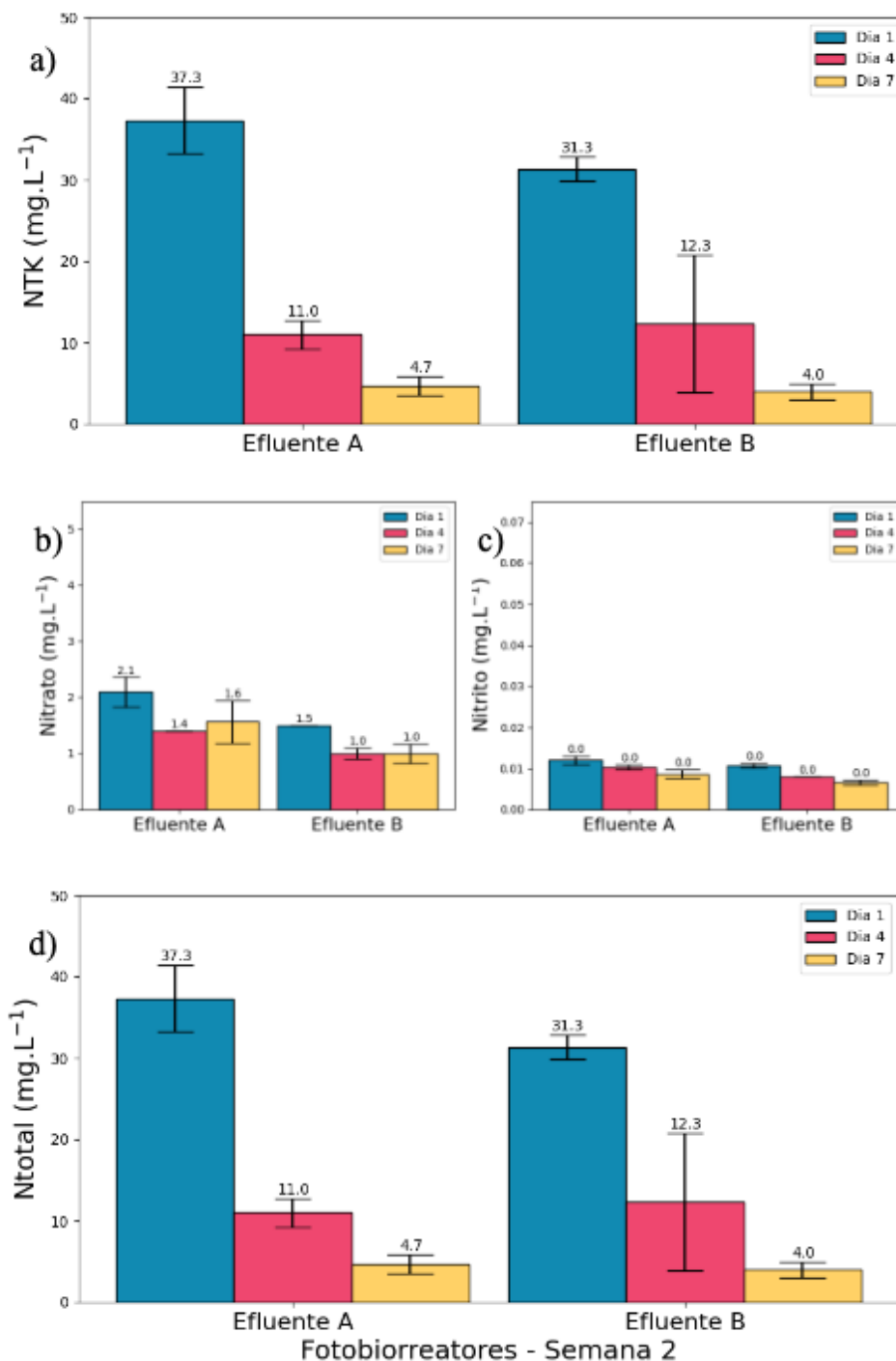
Na Figura 41 a) está apresentada a variação da concentração de NTK para os efluentes A e B durante a semana 2. Inicialmente foram identificadas as concentrações de $37,3 \text{ mg.L}^{-1}$ e $31,3 \text{ mg.L}^{-1}$ para o efluente A e efluente B respectivamente. Pode-se perceber que houve a mesma remoção de NTK para ambos os efluentes, de 87%, e os valores se mantiveram semelhantes durante todo o cultivo, sem diferença significativa ($p < 0,05$).

Na Figura 41 b) está apresenta a variação de nitrato nos efluentes A e B para a semana 2. Para o efluente A foi encontrado inicialmente uma concentração de $2,1 \text{ mg.L}^{-1}$ de nitrato que decaiu para $1,6 \text{ mg.L}^{-1}$ no último dia do experimento. O efluente B apresentou concentração final de nitrato de $1,0 \text{ mg.L}^{-1}$. Assim como na semana 1, houve diminuição da concentração de nitrato. Na Figura 41 c) está apresentada a variação de nitrito ao longo da semana 2. Pode-se perceber que a concentração de nitrito de não apresentou diferença

significativa entre os efluentes ou mesmo entre os dias de análise, se mantendo em valores constantes durante todo o cultivo.

Na Figura 41 d) estão apresentadas as concentrações de N_{total} para os efluentes A e B durante a semana 2. Pode ser observado que diferente da semana 1, a semana 2 apresentou remoção contínua nos valores de N_{total} até o final do cultivo. Durante todo o cultivo as concentrações de N_{total} não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$).

Figura 41 – Variação de NTK (a), de Nitrato (b), Nitrito (c) e N_{total} (d) presente nos FBRs na semana 2.

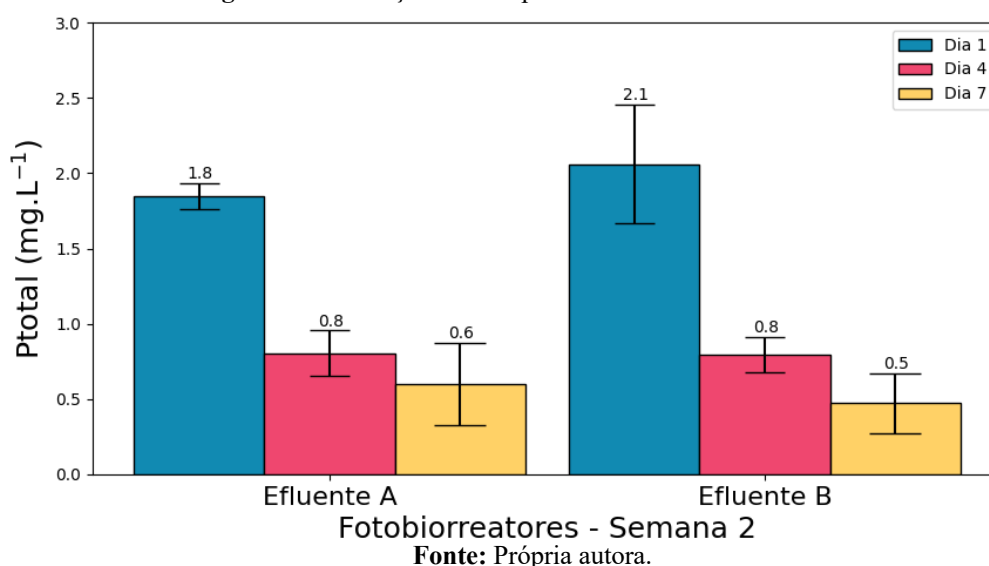


Fonte: Própria autora.

Na Figura 42 estão apresentados os valores de P_{total} no início, meio e fim da semana 2. Na caracterização inicial foram identificadas as concentrações de P_{total} de $1,8 \text{ mg.L}^{-1}$ e $2,1 \text{ mg.L}^{-1}$ para o efluente A e efluente B respectivamente. Durante todo o cultivo as concentrações de P_{total} não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$).

Pode-se perceber que diferente da semana 1, o fósforo não apresentou aumento na concentração. Ainda que no dia 4 do cultivo ambos os efluentes já apresentassem remoção acima de 50%, no entanto há a possibilidade de ainda assim as relações de nutrientes serem favoráveis no meio culminando no aumento da remoção de nitrogênio e fósforo bem como no desenvolvimento das microalgas representado pelas curvas de crescimento expressas pela densidade celular e DO_{680} .

Figura 42 – Variação de P_{total} presente nos FBRs na semana 2.



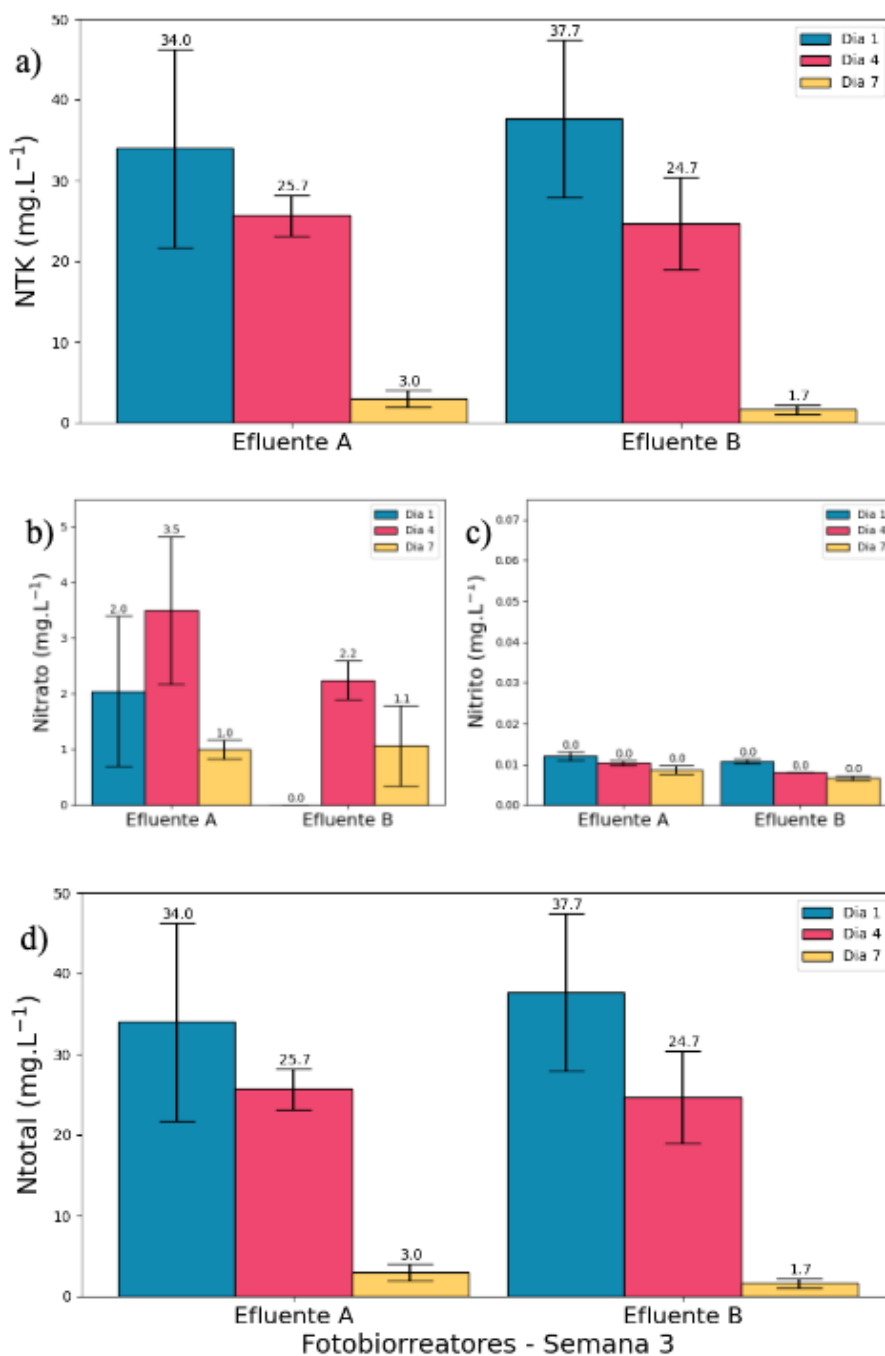
Na Figura 43 a) está apresentada a variação da concentração de NTK durante o tempo experimental. Inicialmente foram identificadas as concentrações de $34,0 \text{ mg.L}^{-1}$ e $36,1 \text{ mg.L}^{-1}$ para o efluente A e efluente B respectivamente. Pode-se perceber que houve remoção de NTK acima de 90% em ambos os efluentes considerando o início e fim do cultivo.

Na Figura 43 b) está apresenta a variação de nitrato nos Efluentes A e B para a semana 3. Pode ser observado que a análise de nitrato no dia 1 para o efluente B não foi realizado devido a intercorrências no laboratório. Para o efluente A foi encontrado inicialmente uma concentração de $2,0 \text{ mg.L}^{-1}$ de nitrato que decaiu para $1,0 \text{ mg.L}^{-1}$ no último dia do experimento. O efluente B apresentou concentração final de nitrato de $1,0 \text{ mg.L}^{-1}$ assim como o efluente A.

Na Figura 43 c)) está apresentada a variação de nitrito ao longo do tempo experimental. Na caracterização inicial dos efluentes ambos apresentaram a mesma concentração de nitrito, $0,06 \text{ mg.L}^{-1}$. Durante todo o cultivo as concentrações de nitrito não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$).

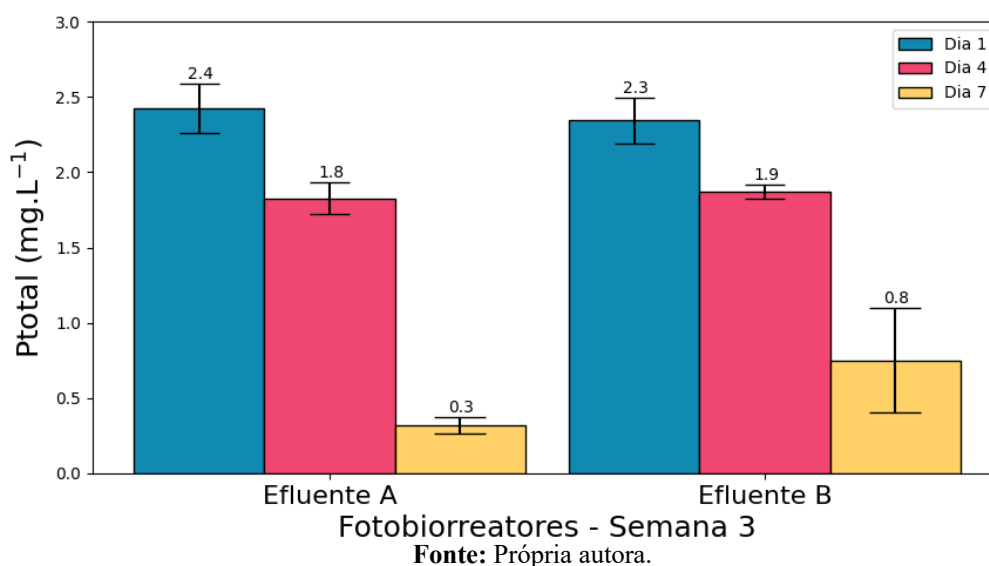
Na Figura 43 d) estão apresentadas as concentrações de N_{total} para os efluentes A e B durante a semana 3. Durante todo o cultivo as concentrações de N_{total} não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$). Porém, pode ser observado que diferente da semana 2, a semana 3 apresentou remoção desacelerada até o dia 4 do cultivo, representando apenas 19% para o efluente A e 28% para o efluente B. Conforme foi concluído pelas curvas de crescimento de densidade celular e DO680 os cultivos da semana 3 apresentaram uma fase *lag* até o dia 4, justificando a baixa remoção de nitrogênio durante esse período.

Figura 43 – Variação de NTK (a), de Nitrato (b), Nitrito (c) e N_{total} (d) presente nos FBRs na semana 3.



Fonte: Própria autora.

Na Figura 44 estão apresentadas as concentrações de P_{total} no início, meio e fim da semana 3. Na caracterização inicial foram identificadas as concentrações de P_{total} de $2,4 mg.L^{-1}$ e $2,3 mg.L^{-1}$ para o efluente A e efluente B respectivamente. Durante todo o cultivo as concentrações de P_{total} não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$). Assim como identificado para o nitrogênio, a remoção entre o início e o meio do cultivo foi de aproximadamente 20% apenas, diferente das remoções que ocorreram durante a semana 1 e 2.

Figura 44 – Variação de P_{total} presente nos FBRs na semana 3.

Na Tabela 26 estão apresentadas as porcentagens de redução dos nutrientes nos efluentes A e B por semana estudada, considerando apenas os valores iniciais e finais de cada semana.

Tabela 26 – Porcentagem (%) de redução da concentração dos nutrientes nos Efluentes A e B em relação a concentração inicial.

Nutriente	Semana 1		Semana 2		Semana 3	
	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B
N_{total}	82,0	82,9	84,2	84,8	88,9	92,3
P_{total}	54,8	33,6	78,2	82,5	86,3	67,9

Fonte: Própria autora.

Pode ser observado que a semana 1 apresentou altos valores de remoção nitrogênio total, acima de 80% conforme esperado para um cultivo aerado em esgoto, que promove a mistura de nutrientes e o contato com as microalgas, bem como por ser um cultivo em área externa com alta intensidade luminosa e temperatura. Porém segundo os valores apresentados o mesmo não ocorreu com o fósforo que quando comparado o dia 1 e o dia 6 do cultivo apresentou valores de 54% para o efluente A e apenas 33% para o Efluente B.

Apesar disso, se observarmos as taxas de remoção do fósforo até o dia 4 em relação ao início do cultivo podemos perceber que houve uma remoção maior de fósforo quando comparada com o fim do cultivo. Na Tabela 27 estão apresentadas as porcentagens de

remoção considerando o início e o dia 4 da semana 1 para os efluentes A e B. Pode ser observado que no dia 4 ambos os efluentes já apresentavam taxas de remoção acima de 50%, indicando que possivelmente um cultivo nessas condições precisaria de menos dias para a remoção total dos nutrientes.

Tabela 27 – Porcentagem (%) de redução da concentração de nutrientes para a semana 1 do dia 1 ao dia 4.

Nutrientes	Semana 1	
	Efluente A	Efluente B
Ntotal	85,3	77,3
Ptotal	79,6	67,5

Fonte: Própria autora.

Na semana 2 pode ser observado um comportamento similar ao da semana 1, rápida remoção de nutrientes já nos primeiros dias de cultivo, porém a remoção se manteve constante e atingiu altos valores ao final dos sete dias de cultivo. Apenas a remoção de fósforo no efluente A ficou abaixo de 80%, porém se manteve muito próximo.

Apesar da semana 3 ter sido realizada durante o inverno, com menores temperaturas e intensidade luminosa, as remoções de nutrientes foram em alguns casos ainda mais altas do que no verão. Pode se inferir que as condições ambientais no inverno propiciaram uma remoção mais lenta nos primeiros dias associada a uma maior fase *lag* no desenvolvimento das microalgas, porém ao final dos sete dias de cultivo a remoção foi a mesma das remoções atingidas em quatro dias de cultivo com maiores temperaturas e intensidade luminosa. Ainda assim, mais dias de cultivo para atingir a mesma eficiência de remoção podem significar um reator maior ou até mesmo maior tempo de detenção hidráulica para tratar o mesmo volume de efluente quando comparada com o tratamento no verão.

Na Tabela 28 estão apresentadas as taxas de remoção de nutrientes para cada semana realizada durante a Etapa 2. Na semana 1, pode ser observado as altas taxas de remoção no início do cultivo e taxas negativas do dia 4 ao dia 7, indicando o aumento de nutrientes no meio. A semana 2 apresentou taxas constantes durante todo o cultivo. As taxas corroboram com a fase *lag* identificada na semana 3 ao apresentar baixas taxas de remoção no dia 1 ao dia 4, e um aumento das taxas do dia 4 ao dia 7 do experimento.

Tabela 28 – Taxa de remoção diária de N_{total} e P_{total} para cada semana da Etapa 2.

Tempo	Semana 1		Semana 2		Semana 3	
	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B
	$N_{total} - \mu \text{ (d}^{-1}\text{)}$					
1	-	-	-	-	-	-
4	0,64	0,50	0,39	0,30	0,07	0,11
7	-0,07	0,10	0,23	0,33	0,66	0,76
	$P_{total} - \mu \text{ (d}^{-1}\text{)}$					
	-	-	-	-	-	-
	-	-	-	-	-	-
1	-	-	-	-	-	-
4	0,53	0,37	0,28	0,32	0,09	0,07
7	-0,26	-0,24	0,20	0,27	0,57	0,30

Conforme identificado na Etapa 1 a aeração promove altas taxas de remoção de nutrientes ao promover a mistura das microalgas com os nutrientes presentes no meio. E ainda, em ambos FBR o valor de pH ficou acima de 10,0 nos últimos dias do experimento propiciando a volatilização da amônia e aumentando a taxa de remoção do N_{total} que ficou próxima a 90% para o efluente A e acima para o Efluente B. Para P_{total} a remoção foi mais significativa para o Efluente A do que para o Efluente B que foi de apenas 67,9%.

Considerando a diferença nas remoções entre os efluentes, pode se afirmar que estes foram submetidos as mesmas condições ambientais durante a semana e cada efluente foi inoculado com um consórcio nativo do efluente de cada um, dessa forma, pode ser inferido que ambos os consórcios foram eficientes na remoção de nutrientes e apresentaram desempenho muito similares, não havendo diferença significativa ($p < 0,05$).

Mantovani *et al.* (2020), realizou um estudo utilizando um consórcio microalgas-bactérias com uma comunidade diversificada de *Chlorella* spp., *Scenedesmus* spp. e *Chlamydomonas* spp. para tratamento de fluxo lateral do sobrenadante do desaguamento de águas negras (centrado) em um tratamento de águas residuais urbanas em um raceway de 1200 L. O estudo obteve como resultado de 86% de remoção de nitrogênio e 71% de remoção de fósforo. Considerando que o estudo foi realizado em modo de operação contínua durante 10 dias no norte da Itália, durante a primavera do clima temperado, pode ser inferido que os resultados são semelhantes aos obtidos no estudo aqui realizado, entretanto, em clima tropical a remoção ocorre mais rapidamente devido as condições ambientais mais favoráveis mesmo durante o inverno.

Gonçalves; Pires; Simões (2016), realizou um estudo em fotobiorreator utilizando *Chlorella vulgaris*, *Pseudokirchneriella subcapitata* e *Microcystis aeruginosa* co-cultivadas

com *Synechocystis* salina como cultura para tratamento de efluente sintético. No estudo as espécies foram analisadas separadamente em pares para avaliar a potencialidade dos consórcios, que apresentou um aumento de pelo menos 51% na produção de biomassa e remoção de nutrientes acima de 80% para nitrogênio e fósforo em todos os consórcios analisados. O cultivo foi realizado por 7 dias à temperatura de 24,0°C e intensidade luminosa de 120 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$, condições controladas, porém inferiores as utilizadas nesse estudo. Dessa forma, pode ser inferido que os consórcios de microalgas possuem a capacidade de se adaptar aos meios em que estão inseridas e obter altos valores de remoção de nutrientes.

No estudo realizado por Silva *et al.* (2019), foi utilizada a *Chlorella Sorokiniana*. para o tratamento de água negra em FBR tubular de 211 L durante 5 dias. Nesse cultivo foi obtidos os índices de remoção de 78,4 e 68,7% para nitrogênio e fósforo respectivamente, valores próximos aos valores obtidos pelo efluente B da semana 1 em apenas 4 dias de cultivo. O efluente A em 4 dias apresentou eficiência de remoção mais alta do que as eficiências encontradas por Silva *et al.* (2019), porém o mesmo utilizou apenas uma espécie de microalgas o que pode ter reduzido a eficiência do tratamento uma vez que o uso de consórcios aumenta as remoções. O mesmo aconteceu no estudo realizado por Slompo *et al.* (2020) ao utilizar exclusivamente *Chlorella Sotokiniana* para o tratamento de água negra em FBR. Os valores obtidos nesse estudo foram de 66 e 74% de remoção para nitrogênio e fósforo respectivamente.

O mesmo foi obtido por Gonzalez *et al.* (2020), que realizou um cultivo externo em *flat-panel* de 14 L com um consórcio de microalgas nativas para o tratamento de efluente de biorreator de membrana anaeróbia. No estudo os valores de remoção foram de 85% para nitrogênio e 99% para fósforo após 25 dias de cultivo.

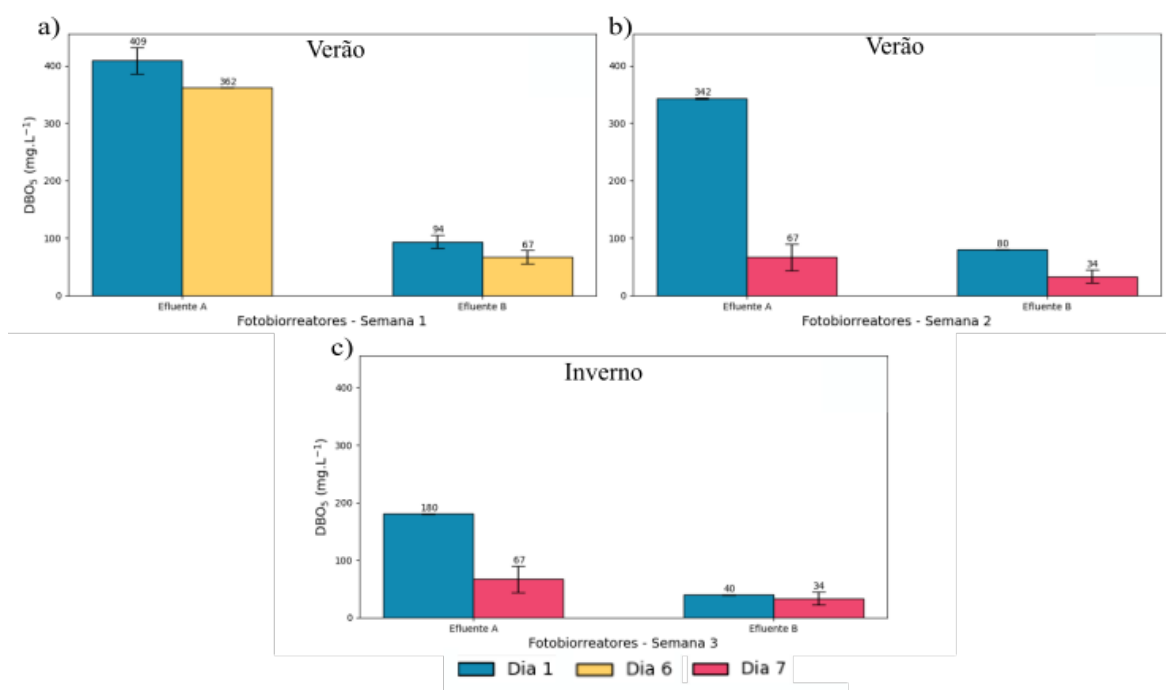
5.3.9 **DBO**

Na Figura 45 a) estão apresentadas as variações de DBO₅ em função do tempo para os efluentes durante a semana 1. Pode ser observado que o Efluente A apresentava no início do experimento um valor de DBO₅ bem mais elevado quando comparado ao Efluente B, com diferença significativa ($p < 0,05$), isso ocorre devido ao tratamento secundário a que foram submetidos. Devido o comportamento da cultura durante a semana 1, é possível que durante a semana tenha ocorrido o consumo da matéria orgânica, porém após a lise das células nos últimos dias de cultivo a matéria orgânica tenha sido liberada novamente ao meio, aumentando novamente a concentração no meio.

Na Figura 45 b) estão apresentadas as variações de DBO_5 em para os efluentes A e B durante a semana 2. Assim como na semana 1, na semana 2 o efluente A apresenta no início uma quantidade significativa de DBO_5 a mais que o efluente B. Porém, pode ser observado que o Efluente A apresentou nessa semana um consumo de matéria orgânica significativa ($p < 0,05$), de 80%, enquanto o efluente B apresentou apenas 58%.

Na Figura 45 c) estão apresentadas as variações de DBO_5 em função do tempo para os efluentes durante a semana 3. Pode ser observado que durante a semana 3 a taxa de remoção do efluente A de 60%, maior que a do efluente B, que foi de apenas 16%.

Figura 45 – a) Variação de DBO_5 presente nos FBRs da semana 1. **b)** Variação de DBO_5 presente nos FBRs da semana 2. **c)** Variação de DBO_5 presente nos FBRs da semana 3.



Fonte: Própria autora.

A partir dos valores iniciais de DBO_5 pode-se inferir que o tratamento aplicado no Efluente B pelo RCA, possui maior eficiência na remoção de matéria orgânica em comparação ao Efluente A tratado utilizando o FAFA. De qualquer forma, o pós-tratamento com as microalgas foi capaz de remover a matéria orgânica presente nos efluentes durante as semanas 2 e 3. Pode-se inferir que devido ao efluente A apresentar maior quantidade de matéria orgânica está disponibiliza um meio mais rico para o desenvolvimento das microalgas, justificando uma maior remoção de DBO no efluente A.

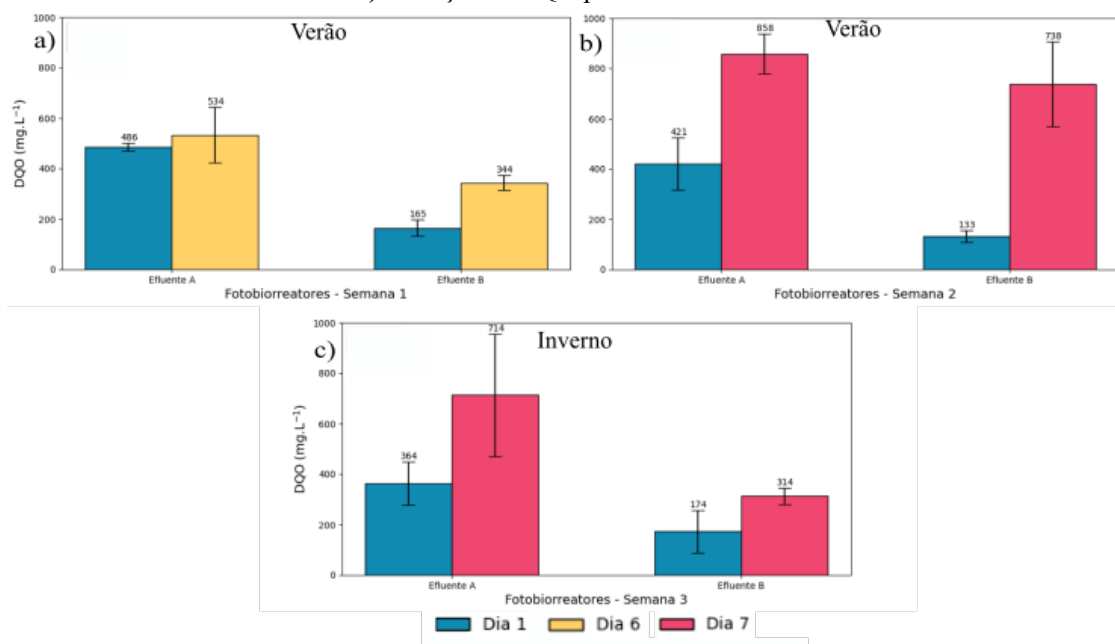
5.3.10 *DQO total*

A Figura 46 a) apresenta a variação de DQO nos efluentes no início e fim da semana 1. O crescimento nos valores de DQO é esperado, visto que ocorreu o crescimento da biomassa microalgal e a análise foi realizada com a amostra sem filtração. Pode-se observar que em ambos os casos houve um aumento na DQO, porém para o efluente A o aumento foi de apenas 9% enquanto para o efluente B foi de 52%. Esse aumento coincide com o aumento de SST nos efluentes que foi de 20% para o efluente A enquanto que para o efluente B foi de 62%.

A Figura 46 b) apresenta a variação de DQO nos efluentes no início e fim do cultivo da semana 2. O crescimento nos valores de DQO é esperado, visto que ocorreu o crescimento da biomassa microalgal. Pode-se observar que diferente da semana anterior, nessa semana em ambos os casos houve um aumento na DQO de aproximadamente 50%, ao final do cultivo ambos os efluentes apresentaram valores próximos, porém inicialmente o efluente A apresentava uma concentração maior de DQO.

A Figura 46 c) apresenta a variação de DQO nos efluentes no início e fim da semana 3, realizada durante o inverno. Pode-se observar que mesmo durante o inverno houve crescimento microalgal durante o cultivo, o aumento para o efluente A foi de 49% e para o efluente B foi de 44%, porém o efluente A apresenta valores maiores que do efluente B, com diferença significativa ($p > 0,05$). Isso ocorre devido as características iniciais dos efluente s que nessa semana.

Figura 46 – a) Variação de DQO presente nos FBRs na semana 1. **b)** Variação de DQO presente nos FBRs na semana 2. **c)** Variação de DQO presente nos FBRs na semana 3.

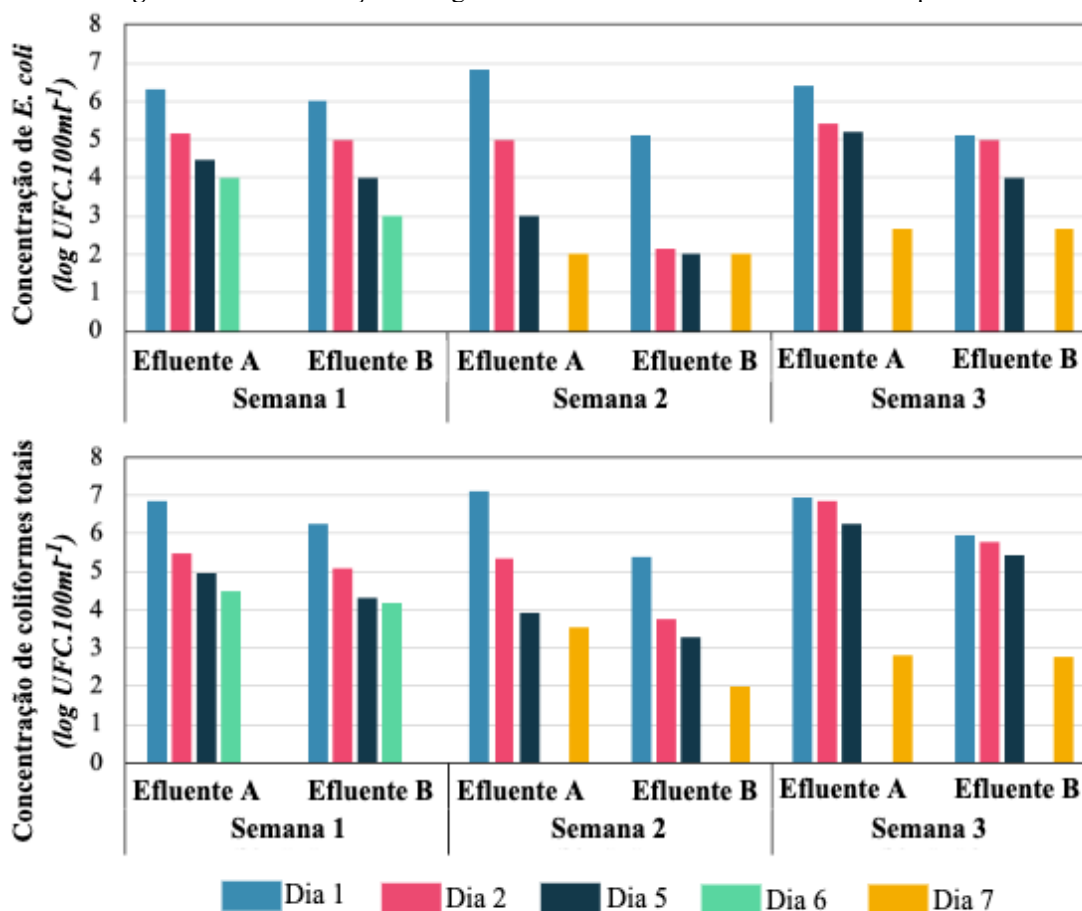


Fonte: Própria autora.

5.3.11 Remoção de coliformes totais e *E. coli*

Na Figura 47 estão apresentadas as Unidades Formadoras de Colonias (UFC) em log para *E. coli* e coliformes totais para cada efluente de acordo com a semana estudada em dias alternados. Pode ser observado o decréscimo na concentração de bactérias em ambos os efluentes em todas as semanas. Em questão de valores absolutos o cultivo na semana 2 apresentou as médias geométricas mais baixas para *E. coli*.

Figura 47 – Concentração de log UFC/100ml de *E. coli* e coliformes totais por FBR



Fonte: Própria autora.

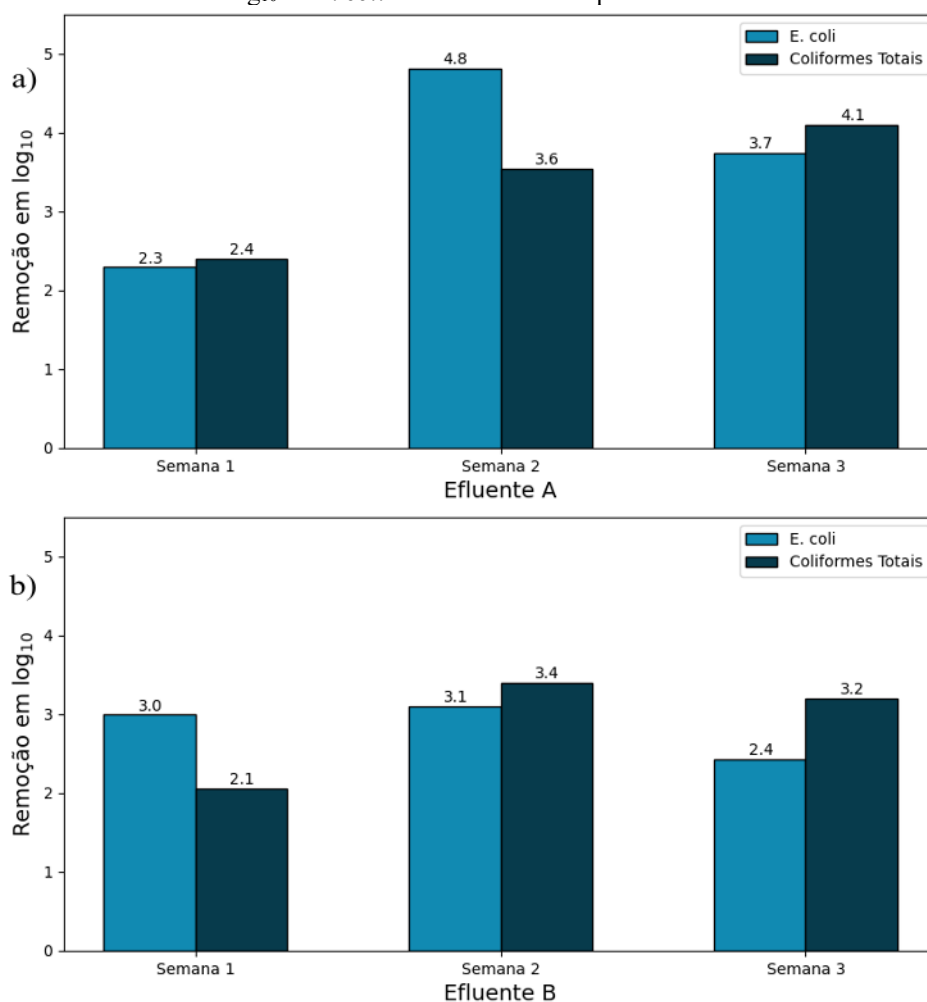
Pode ser observado que a remoção de *E. coli* e coliformes totais foi mais acelerada para as semanas 1 e 2 quando comparadas com a semana 3. Para a semana 3 a remoção de bactérias foi mais acentuada nos últimos dias do cultivo, dias em que as temperaturas ficaram acima dos 10°C.

Na Figura 48 estão apresentados os valores de remoção em log₁₀ para cada semana por efluente estudado. Pode ser observado que o efluente A da semana 1 apresentou os menores valores de remoção enquanto que na semana seguinte o efluente A apresentou a maior remoção. Considerando que ambas as semanas ocorreram durante o verão, a remoção

dos patógenos pode ser associada a manutenção do pH em valores próximos a 10,0 durante a semana 2 por mais tempo do que durante a semana 1, propiciando um ambiente mais propício a remoção de coliformes totais e *E. coli*.

Para o efluente B os valores de remoção foram similares em todas as semanas estudadas, não apresentando variação entre verão e inverno, indicando que a remoção pode estar associada mais ao desenvolvimento da cultura nas condições ambientais do que diretamente a remoção de patógenos. Mesmo assim, para a semana 1, semana em que houve o menor desenvolvimento das microalgas a remoção de *E. coli* apresentou o menor log de remoção.

Figura 48 – a) Remoção em $\log_{10}$ de *E. coli* e coliformes totais para o efluente A. **b)** Remoção em $\log_{10}$ de *E. coli* e coliformes totais para o efluente B.



Fonte: Própria autora.

5.3.12 **Considerações da Etapa 2**

Na caracterização dos efluentes para a realização da Etapa 2 do experimento foi possível identificar as diferenças entre a concentração de nutrientes, sólidos em suspensão totais e turbidez que resultaram em cultivos com comportamentos distintos durante as semanas estudadas. Os efluentes estudados foram submetidos às mesmas condições ambientais e a mesma intensidade de aeração para a verificação da performance de cada consorcio de microalgas nativas. Ambos os consórcios foram capazes de se desenvolver e apresentar altas eficiências de remoção de nutrientes e redução de UFC coliformes totais e *E. coli* mesmo diferindo na concentração de sólidos em suspensão total, que era superior no efluente A e resultou em maiores valores de clorofila-*a* e densidade ótica. Porém, independente do método de tratamento secundário, ou até mesmo, da maior presença de sólidos e matéria orgânica, as microalgas foram capazes de realizar o pós-tratamento com microalgas do efluente oriundo de tratamento anaeróbico em área externa, sem condições controladas, utilizando fotobiorreatores.

Apesar das diferenças, no cultivo da semana 1 ambos foram submetidos as mesmas características ambientais: temperaturas médias acima de 23°C, fotoperíodo de quase 14h claras e intensidade luminosa média diária de aproximadamente 500 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$. No decorrer desse cultivo, ambos os efluentes apresentaram rápido desenvolvimento atingindo as maiores remoções de nutrientes e a maior produção de biomassa em apenas 4 dias de cultivo. No entanto, quando comparados os indicadores patogênicos foi possível observar que devido ao rápido desenvolvimento apenas 4 dias não foi suficiente para a remoção total de coliformes totais como esperado. Por isso, pode ser inferido que a remoção de bactérias está diretamente associada a intensidade luminosa e as variações nos valores de pH entre dia e noite, que ocorrem quando há o desenvolvimento da atividade das microalgas.

Os efluentes utilizados na semana 2, que também foi realizado durante o verão, mantiveram a turbidez e sólidos em suspensão totais similares ao da semana 1, porém apresentavam maior concentração de nutrientes. As condições ambientais da semana 2 foram muito similares a semana 1, indicando que as diferenças encontradas durante o cultivo podem ser associadas diretamente as características iniciais dos efluentes. Nessa semana também foi identificado uma rápida remoção de nutrientes nos primeiros quatro dias do cultivo, no entanto a concentração de nutrientes foi suficiente para manter o desenvolvimento das microalgas durante os sete dias de cultivo aumentando ainda mais a remoção desses compostos. Quando se observa as concentrações dos indicadores patogênicos ambos os efluentes apresentaram baixos valores absolutos para coliformes totais

e *E. coli*, indicando que a temperatura e intensidade luminosa presente durante o verão tropical associadas a um cultivo de sete dias com alta atividade microalgal são eficientes para a remoção de bactérias até abaixo dos valores exigidos pela legislação.

Os efluentes caracterizados para a semana 3 foram os que apresentaram maior cor, alta turbidez e o efluente A apresentou alta concentração de SST. As condições ambientais do inverno tropical foram de temperaturas abaixo dos 20°C com uma mínima de 3°C, fotoperíodo de 11h e intensidade luminosa média de 380 $\mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$. Diante dessas condições ambientais os consórcios apresentaram um fase lag de adaptação das microalgas que não foi observada no verão que durou os quatro primeiros dias do cultivo. Essa fase pode estar associada as baixas temperaturas dos primeiros dias e da condição do dia três que registou uma temperatura média de 9,5°C, bem abaixo das temperaturas ideais recomendadas para o cultivo de microalgas. No entanto, as baixas temperaturas não foram fatais para os consórcios que com o aumento das temperaturas apresentou também aumento da atividade fotossintética, aumento da densidade celular e DO₆₈₀. Mesmo com as baixas temperaturas houve crescimento das microalgas até o último dia de cultivo e ainda resultou na maior concentração de biomassa, maiores valores de remoção de nutrientes e concentrações de patógenos abaixo dos valores exigidos pela legislação.

5.4 Etapa 3 – Análise do efluente após separação para reuso não potável

5.4.1 *Separação da biomassa*

Segundo o pré teste apresentado no APÊNDICE A – TESTE DE JARROS para a semana 1 apenas a concentração de 250 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG apresentou eficiência acima de 90% nos parâmetros analisados. Já para a semana 2 apenas 150 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG já foi o suficiente para a remoção de 90%. Para a semana 3 a concentração selecionada foi de 200 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG, apesar do parâmetro cor não ter alcançado os 90% todos os demais alcançaram logo essa concentração foi considerada suficiente para a separação necessária.

Para o efluente B o comportamento ao processo de separação é distinto do efluente A. Nesse caso, para a semana 1 o parâmetro cor foi resistente em praticamente todas as concentrações e apesar de ter atingido acima de 90% apenas na concentração de 250 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG essa obteve apenas 75% de remoção de cor. Dessa forma a concentração selecionada foi a de 100 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG sendo essa a menor concentração que atingiu

90% no maior número de parâmetros. Já para a semana 2 a concentração de 100 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG foi suficiente para atingir remoção de 90% em todos os parâmetros. Na separação do efluente da semana 3 o comportamento foi similar ao da semana 1, a cor também foi um parâmetro que demonstrou resistência, e utilizando o mesmo critério a concentração selecionada foi a de 100 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG.

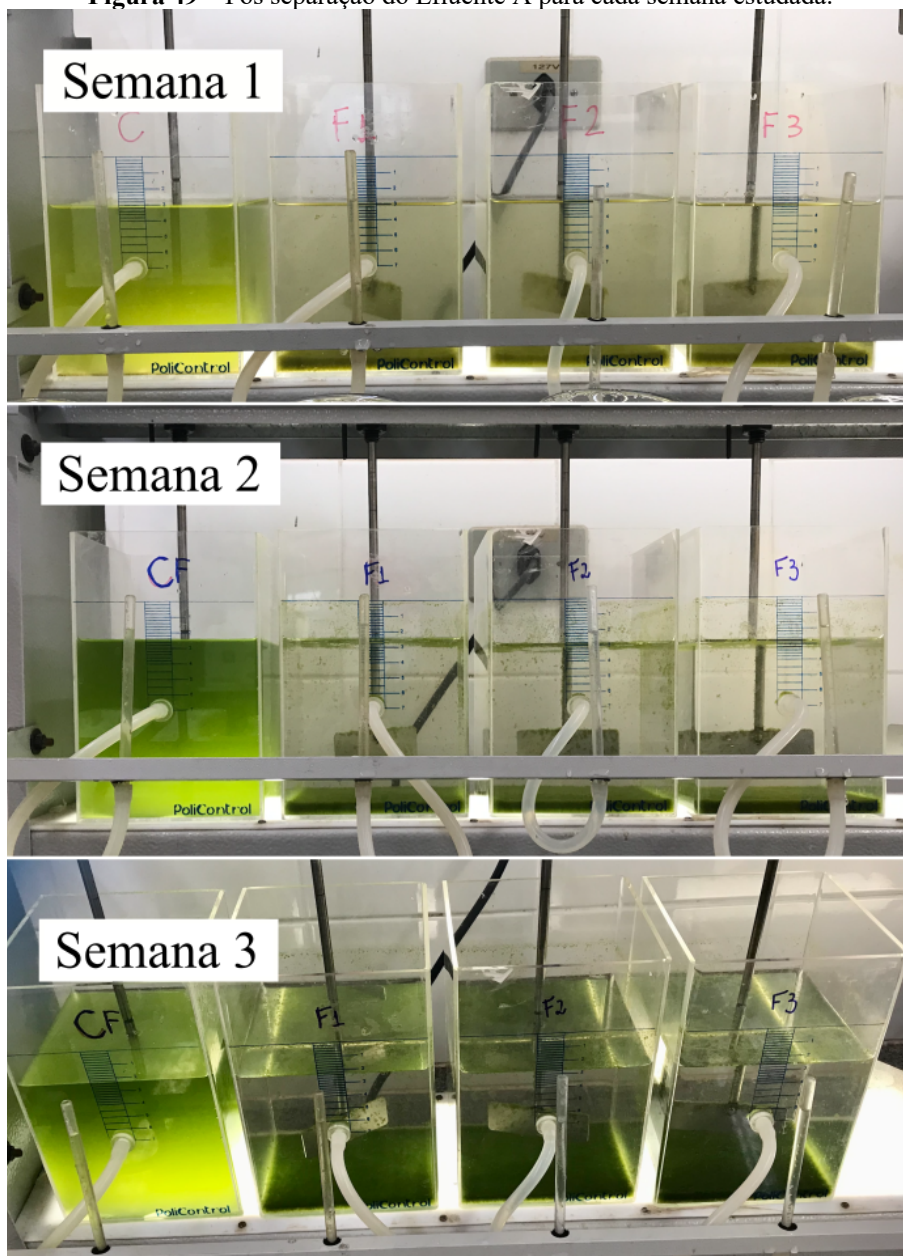
Após a escolha das dosagens de coagulante foi determinado o tempo de sedimentação após coagulação/floculação. O tempo de cinco minutos não atinge o ponto de decisão selecionado de 90%. Comparando os tempos de 10 e 15 minutos a eficiência de remoção não aumenta de forma significativa ($p < 0,05$) para indicar a utilização do maior tempo de sedimentação.

Na Figura 49 estão apresentados os jarros para efluente A após a coagulação e sedimentação de 10 min para cada semana estudada. Na Figura 50 estão apresentados os jarros do efluente B após a coagulação e sedimentação de 10 min para cada semana estudada.

Diante disso, podemos observar que o efluente A apresentou variações durante as semanas que mudaram suas características finais e por isso demandaram concentrações diferentes de coagulantes para a remoção da turbidez para cada semana. O efluente A é tratado na ETE por um tratamento secundário em FAFA e na sua caracterização inicial foi identificada uma quantidade de sólidos maior de que o efluente B. A concentração de sólidos influencia diretamente na turbidez do efluente e por isso em todas as semanas o efluente A precisou de maiores concentrações de coagulante.

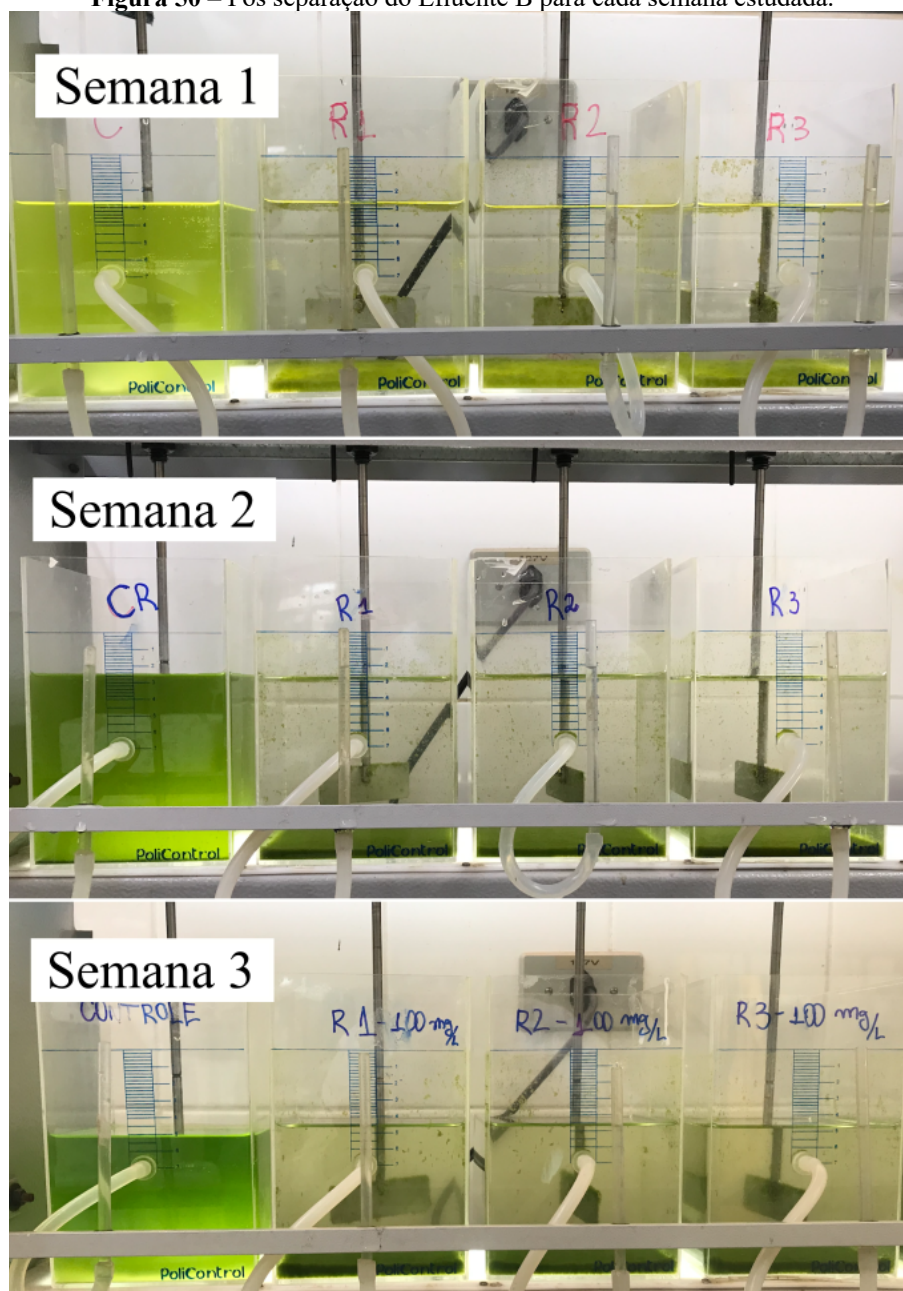
Diferentemente disso, o efluente B em sua caracterização inicial já apresentava menor concentração de sólidos, indicando que o tratamento secundário do RCA possui maior capacidade de remoção de sólidos. Em consequência disso, a separação do efluente ocorreu com uma menor concentração, essa ainda se mostrou constante em todas as semanas estudadas, indicando uma estabilidade melhor no tratamento secundário.

Figura 49 – Pós separação do Efluente A para cada semana estudada.



Fonte: Própria autora.

Figura 50 – Pós separação do Efluente B para cada semana estudada.



Fonte: Própria autora.

5.4.2 ***Qualidade do efluente após separação***

Na Tabela 29 estão apresentados os resultados das análises após a separação por efluente estudado.

Tabela 29 – Comparação das características dos efluentes estudados.

SEMANA 1	Efluente A			Efluente B		
	IC	PE	PS	IC	PE	PS
Alcalinidade (mgCaCO ₃ .L ⁻¹)	148,0	45,1	41,3	95,5	22,6	29,4
pH	6,8	8	6,8	6,5	9,74	7,0
Cor (UC)	68	497	68	25	371	31
Turbidez (UNT)	97	99	7	32	41	3
Ptotal (mg.L ⁻¹)	1,9	0,82	0,82	1,9	1,2	0,56
Ntotal (mg.L ⁻¹)	28,4	6,6	7,9	33,3	5,3	7,8
DQO (mg.L ⁻¹)	467	533	80	100	343	28
DBO ₅ (mg.L ⁻¹)	402	361	101	90	67	80
SST (mg.L ⁻¹)	91,7	185,1	17,2	35,0	85,8	8,1
SEMANA 2	Efluente A			Efluente B		
	IC	PE	PS	IC	PE	PS
Alcalinidade (mgCaCO ₃ .L ⁻¹)	124,9	44,8	13,9	128,1	41,5	18,9
pH	6,8	10,1	6,5	6,9	9,9	6,6
Cor (UC)	81	520	24	42	520	28
Turbidez (UNT)	98	117	3	39	94	3
Ptotal (mg.L ⁻¹)	2,1	0,45	1,46	2,2	0,36	1,23
Ntotal (mg.L ⁻¹)	43,8	6,2	4,7	36,6	5	3,8
DQO (mg.L ⁻¹)	648	735	59	113	632	34
DBO ₅ (mg.L ⁻¹)	341	67	60	80	33	40
SST (mg.L ⁻¹)	74,5	376,1	10,0	44,0	303,6	7,2
SEMANA 3	Efluente A			Efluente B		
	IC	PE	PS	IC	PE	PS
Alcalinidade (mgCaCO ₃ .L ⁻¹)	121,8	52,2	22,6	110,4	48,5	30,9
pH	7,2	10,6	6,5	7,9	10,2	7,0
Cor (UC)	110	520	74	181	520	66
Turbidez (UNT)	90	135	7	88	74	7
Ptotal (mg.L ⁻¹)	2,2	0,33	0,06	2,3	0,75	0,08
Ntotal (mg.L ⁻¹)	36,1	4	6,0	38,0	2,8	5,4
DQO (mg.L ⁻¹)	363	713	130	138	313	94
DBO ₅ (mg.L ⁻¹)	180	69	60	40	36	40
SST (mg.L ⁻¹)	111,0	331,4	18,8	30,0	204,3	19,6

Abreviaturas: IC = Inicial, PE = Pré separação, PS = Pós separação.

Fonte: Própria autora.

Pode ser observado a diminuição da cor e turbidez em relação aos efluentes antes da separação ou mesmo a caracterização inicial de cada efluente. A semana 1 não apresentou

diminuição de cor em relação a caracterização inicial dos efluentes que começaram o cultivo com cor 67,8 para o efluente A e 24,7 para o efluente B, porém apresentaram remoção de turbidez acima de 90%. Na semana 2 os efluentes A e B apresentaram os menores valores para cor e turbidez após a separação, porém para o efluente B a redução de cor foi de apenas 32% em relação ao valor apresentado na caracterização inicial. Na semana 3 as porcentagens de remoção para cor e turbidez são as maiores devido aos altos valores encontrados na caracterização inicial de ambos os efluentes, porém os valores encontrados após a separação não foram os menores quando comparados os valores da semana 1 e 2.

Em relação aos nutrientes pode ser observado que os efluentes A e B da semana 3 apresentaram os menores valores de P_{total} , enquanto a semana 1 apresentou os maiores valores. Para N_{total} , em relação aos valores apresentados na caracterização a remoção de nitrogênio ficou acima de 70% para todos os efluentes e semanas. A alcalinidade, DQO e DBO também apresentaram redução acima de 70% em todas as semanas. A redução de sólidos em suspensão total é a mais significativa uma vez que ocorre fisicamente pelo método de separação selecionado.

Na Tabela 30 estão apresentados os valores pré e pós separação para *E. coli* para os efluentes A e B por semana estudada. Pode ser observado que houve o declínio de unidades formadoras de colônias em todas as semanas estudadas. Os efluentes A e B da semana 2 e 3 foram as que apresentaram menor concentração em números absolutos, chegando a apresentar valores abaixo da indicação utilizada para a realização da análise.

Tabela 30 – Valores pré e pós separação de *E. coli* (UFC/100ml) para os efluentes A e B por semana.

Tempo	Semana 1		Semana 2		Semana 3	
	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B
Pré separação	$1,0 \times 10^4$	<1000*	<100*	<100*	<500*	<500*
Pós separação	<1000*	<200*	<100*	<100*	<100*	<100*

*Valores abaixo da indicação utilizada.

Fonte: Própria autora.

Na Tabela 31 estão apresentados os valores pré e pós separação para coliformes totais para os efluentes A e B por semana estudada. Pode ser observado que houve diminuição das concentrações em ambos os efluentes em todas as semanas estudadas. Os efluentes A e B da semana 3 foram as que apresentaram menor concentração em números absolutos.

Tabela 31 – Valores pré e pós separação de coliformes totais (UFC/100ml) para os efluentes A e B por semana.

Tempo	Semana 1		Semana 2		Semana 3	
	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B	Efluente A	Efluente B
Pré separação	$3,0 \times 10^4$	$1,6 \times 10^4$	$3,2 \times 10^3$	<1000*	<500*	<500*
pós separação	$1,6 \times 10^4$	$5,9 \times 10^3$	<200*	<500*	<200*	<400*

*Valores abaixo da indicação utilizada.

Fonte: Própria autora.

5.4.3 *Reuso do efluente tratado*

Os efluentes pós separação foram comparados com as legislações vigentes a fim de verificar a possibilidade de reuso dos efluentes estudados. Na Tabela 32 estão apresentados os valores de remoção de *E. coli* em $\log_{10}$ exigidos pelas diretrizes emitidas pela WHO (2006), *Guidelines for the Safe Use of Wasterwater Excreta and Greywate* em comparação com as remoções atingidas por cada efluente estudado. A OMS possui diretrizes para nortear o uso de esgoto tratado em agricultura e aquicultura com critérios de *E. coli*. 100ml⁻¹ e Ovos de helmintos.L⁻¹, aqui os efluentes foram comparados com as diretrizes da OMS em relação a remoção de *E. coli*.

Tabela 32 – Remoção de *E. coli* e seu respectivo uso segundo a OMS.

Categoria de irrigação	Remoção de patógenos ($\log_{10}$) após tratamento	Qualidade do efluente durante o uso	Semana 1		Semana 2		Semana 3	
			A	B	A	B	A	B
			Remoção de <i>E. coli</i> ($\log_{10}$)					
		<i>E. coli</i> /100ml	3,1	3,6	4,7	2,7	4,4	3,1
Irrestrita	4	$\leq 10^3$			x		x	
	3	$\leq 10^4$	x	x	x		x	x
	2	$\leq 10^5$	x	x	x	x	x	x
	4	$\leq 10^3$			x		x	
	6 ou 7	$\leq 10^1$ ou 10^0						
Restrita	4	$\leq 10^4$			x		x	
	3	$\leq 10^5$	x	x	x	x	x	x
	< 1	$\leq 10^6$	x	x	x			

Fonte: Própria autora.

Conforme apresentado pela diretriz da OMS os usos estão diretamente relacionados com o número de remoção em log e média geométrica UFC de *E. coli* no efluente final. O efluente B da semana 2 apresentou uma remoção de apenas 2,7 $\log_{10}$, indicando um uso mais restritivo, agricultura de alto nível tecnológico e altamente mecanizado, onde não há contato

entre a água de irrigação e o operador, para o cultivo apenas de folhosas distantes do solo. Os usos menos restritivos seriam os efluentes A da semana 2 e 3, que apresentaram remoção acima de 4 log₁₀, estando aptos para agricultura de baixo nível tecnológico e mão de obra intensiva, onde há maiores chances do contato entre a água de reuso e o operador, no cultivo de folhosas, raízes e tubérculos independente da distância do solo.

Considerando que o uso denominado irrestrito se refere à: irrigação superficial ou por aspersão de qualquer cultura, inclusive culturas alimentícias consumidas cruas; e o uso restrito à: irrigação superficial ou aspersão de qualquer cultura não ingerida crua. Em todos os usos, a diretriz recomenda que a irrigação deve ser encerrada no mínimo 10 dias antes da colheita.

Na Tabela 33 estão apresentados os resultados da comparação do efluentes pós separação e o padrão de qualidade estipulado pela Resolução Conjunta SES/SMA/SSRH nº1, legislação do estado de São Paulo vigente mais restritiva. Considerando que os usos permitidos pela restrição moderada são: irrigação paisagística, lavagem de ruas e outros espaços públicos e privados, construção civil, desobstrução de galerias de águas pluviais e rede de esgoto, lavagem de veículos e combate a incêndio. Para o uso de restrição severa são considerados todos os usos anteriores exceto lavagem de veículos.

Destaca-se que a legislação especifica o uso de coliformes termotolerantes como parâmetro para o reuso. No entanto, o termo é utilizado para bactérias que suportam uma temperatura superior à 40°C e podem ser denominadas também como coliformes fecais. Ambos os termos, coliformes termotolerantes e fecais, se tratam de uma classificação não específica que abrange 4 gêneros principais: *escherichia*, *klebsiella*, *enterobacter*, e *citrobacter*; dos 4 o *E. coli* é o que têm maior indicação de contaminação fecal. Dessa forma, os valores da norma para coliformes termotolerantes foram comparados com os obtidos para *E. coli*.

Tabela 33 – Comparação dos resultados com os padrões estabelecidos pela Resolução SES/SMA/SSRH 01/2017.

Parâmetros	Categorias de uso		Semana 1		Semana 2		Semana 3	
	Uso Restrição Moderada	Uso Restrição Severa	A	B	A	B	A	B
pH	6 a 9	6 a 9	sim	sim	sim	sim	sim	sim
DBO _{5,20} (mg.L ⁻¹)	≤10	≤30	não	Não	Severa	não	Severa	não
turbidez (UNT)	≤2		não	não	não	não	não	não
Sólidos em Suspensão Totais (mg.L ⁻¹)	-1	<30	sim	sim	sim	sim	sim	sim
Coliformes Termotolerantes (UFC.100mL ⁻¹)	Não detectável	<200	não	Severa	severa	Severa	severa	severa

Fonte: Própria autora.

Conforme apresentado, os parâmetros de pH e sólidos suspensos totais atenderam os padrões de reuso estabelecidos pela SES/SMA/SSRH nº1, porém os valores de turbidez, DBO₅ não atendem nenhum dos padrões. Quanto as bactérias, os efluentes da semana 2 e 3 se enquadram para o uso com restrição severa uma vez que apresentaram valores <200 UFC.100ml⁻¹ para *E. coli*. Os demais parâmetros analisados pela SES/SMA/SSRH nº1 não foram analisados nessa pesquisa, dessa forma, para o efetivo reuso dos efluentes seriam necessárias mais análises complementares.

Na Tabela 34 estão apresentados os resultados dos efluentes em comparação com os valores limites estipulados pela Norma Técnica NBR 13.969, item nº 5.6 - Reuso Local. Destaca se que a legislação especifica o uso de coliformes fecais, dessa forma os valores da norma para coliformes fecais foram comparados com os obtidos para *E. coli*.

Tabela 34 - Comparação dos efluentes com os padrões estabelecidos pela NBR 13.969 (ABNT, 1997).

Parâmetros	Classes				Semana 1		Semana 2		Semana 3	
	1	2	3	4	A	B	A	B	A	B
<i>Coliformes Fecais</i> (UFC.100mL ⁻¹)	<200	<500	<500	<500	não	2	1	1	1	1
pH	6 a 8	-	-	-	1	1	1	1	1	1
<i>Turbidez (UNT)</i>	<5	<5	<10		3	1	1	1	3	3

Fonte: Própria autora.

Diante dos resultados apresentados pode-se concluir que em relação a NBR 13.969 o pH encontra-se dentro do padrão de todas as classes. Quanto a turbidez, para a classe 1 e 2 é <5, porém para a classe 3 é <10, por isso os efluentes da semana 3 e o efluente A da

semana 1 satisfazem apenas a classe 3. Para as bactérias pode ser observado que os efluentes da semana da semana 2 e 3 se enquadram na classe mais restritiva que possui a mesma restrição da resolução SES/SMA/SSRH nº1. O efluente B da semana 1 se enquadra na classe 2 pois apresenta valores abaixo de 500 UFC.100ml⁻¹.

Assim sendo, exceto o efluente A da semana 1, os demais estão dentro dos limites estabelecidos pela norma, considerando sempre o uso mais restritivo. Os usos por classe podem ser:

- **Classe 1** - Lavagem de carros, com possível aspersão de aerossóis;
- **Classe 2** - Lavagem de pisos, calçadas e irrigação de jardins;
- **Classe 3** - Descargas em vasos sanitários;
- **Classe 4** - Irrigação pontual ou escoamento superficial de pomares, cereais, forragens, pastagens.

Destaca-se que não foram analisados todos os parâmetros necessários para o efetivo reuso do efluente, para tal as análises devem ser complementadas com: cloro residual (mg CL₂.L⁻¹); sólidos dissolvidos totais (mg.L⁻¹), e oxigênio dissolvido (mg.L⁻¹). A legislação exige cloro residual para classe 1 e 2, sendo necessário a desinfecção mesmo que a quantidade de bactérias seja inferior ao limite exigido.

De maneira geral, pode-se inferir que para o efetivo reuso dos efluentes estudados é necessário adicionar uma etapa de desinfecção para diminuir ainda mais o potencial de contaminação. E ainda, em alguns casos uma etapa de filtração para remoção de cor e turbidez dos efluentes possibilitaria que o efluente se enquadrasse nos limites de turbidez e pudessem ser reutilizados em uma maior variedade de atividades.

5.4.4 ***Considerações da Etapa 3***

Na Etapa 3, por meio do pré-teste foi possível constatar que as distintas características dos efluentes resultaram em diferentes concentrações de coagulante para a remoção da biomassa microalgal. Para o efluente A, que apresentou as maiores concentrações de sólidos em suspensão, a dosagem ideal de coagulante foi de 250 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG na semana 1, 150 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG na semana 2 e 200 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG na semana 3. Para o efluente B a concentração de coagulante foi a mesma para as 3 semanas estudadas, 100 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG.

Utilizando o pós tratamento com microalgas e a separação da biomassa microalgas o efluente final atingiu os padrões das diretrizes da OMS, além de apresentar valores abaixo

dos limites estabelecidos pela Resolução SES/SMA/SSRH 01/2017 e NBR 13.969. Porém, para que os efluentes finais possam se enquadrar em atividades mais restritivas é necessário adicionar um etapa de desinfecção para diminuir ainda mais o potencial de contaminação. E ainda, deve ser aplicada uma etapa de filtração para remoção de cor e turbidez dos efluentes para que os efluentes se enquadrem nos limites de turbidez mais restritivos e possam ser reutilizados em uma maior variedade de atividades.

6 CONCLUSÕES

Diante dos parâmetros analisados nesse estudo, é possível perceber que as estações podem influenciar diretamente no desenvolvimento dos cultivos de microalgas para a região onde o estudo foi realizado uma vez que alteram naturalmente fatores importantes para o crescimento das microalgas. Considerando que as características dos efluentes também variam de acordo com as estações e isso impacta diretamente no desenvolvimento das microalgas, pode se inferir que que esses fatores devem ser considerados para aplicação de microalgas como tratamento terciário de efluente.

Durante o verão diante de maiores temperaturas e intensidade luminosa pode-se inferir que essas condições favorecem o desenvolvimento das microalgas, aceleram o seu metabolismo e com isso diminuem o tempo de cultivo para alcançar altas eficiências de remoção. Enquanto que durante o inverno, os consorcio atingem as mesmas remoções quando não maiores, porém é necessária uma adaptação as baixas temperaturas tornando um cultivo mais demorado para atingir as mesmas remoções.

De maneira geral, através das taxas de crescimento, remoção de nutrientes e patógenos é possível perceber que ao se utilizar um consorcio de microalgas nativas do efluente este apresenta a capacidade de se adaptar as características do efluente e as condições ambientais as quais foram submetidos apresentando, independente da estação do ano, eficiência para o tratamento terciário de efluentes.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABINANDAN, S.; SUBASHCHANDRABOSE, S. R.; VENKATESWARLU, K.; MEGHARAJ, M. Nutrient removal and biomass production: advances in microalgal biotechnology for wastewater treatment. **Critical Reviews in Biotechnology**, [s. l.], v. 38, n. 8, p. 1244–1260, 2018.

ABNT, A. B. de N. T. ABNT - Associação Brasileira de Normas Técnicas. **Tanques sépticos - Unidades de tratamento complementar e disposição final dos efluentes líquidos - Projeto, construção e operação**. 1997. Disponível em: <https://www.abntcatalogo.com.br/norma.aspx?ID=3633>. Acesso em: 3 set. 2021.

ACIÉN, F. G.; GÓMEZ-SERRANO, C.; FERNÁNDEZ-SEVILLA, J. M. Recovery of Nutrients From Wastewaters Using Microalgae. **Frontiers in Sustainable Food Systems**, [s. l.], v. 2, p. 59, 2018.

ACIÉN, F. G.; GÓMEZ-SERRANO, C.; MORALES-AMARAL, M. M.; FERNÁNDEZ-SEVILLA, J. M.; MOLINA-GRIMA, E. Wastewater treatment using microalgae: how realistic a contribution might it be to significant urban wastewater treatment?. **Applied Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 100, n. 21, p. 9013–9022, 2016.

ACIÉN, F. G.; REIS, A.; WIJFFELS, R. H.; BARBOSA, M.; VERDELHO, V.; LLAMAS, B. The role of microalgae in the bioeconomy. **New Biotechnology**, [s. l.], v. 61, p. 99–107, 2021.

AFED ULLAH, K.; JIANG, J.; WANG, P. Land use impacts on surface water quality by statistical approaches. **Global Journal of Environmental Science and Management**, [s. l.], v. 4, n. 2, p. 231–250, 2018.

AFOLABI, O. O. D.; SOHAIL, M. Microwaving human faecal sludge as a viable sanitation technology option for treatment and value recovery – A critical review. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 187, p. 401–415, 2017.

AHMAD, F.; IFTIKHAR, A.; ALI, A. S.; SHABBIR, S. A.; WAHID, A.; MOHY-U-DIN, N.; RAUF, A. Removal of coliform bacteria from municipal wastewater by algae. **Proceedings of the Pakistan Academy of Sciences**, [s. l.], v. 51, n. 2, p. 129–138, 2014.

ALCÁNTARA, C.; DOMÍNGUEZ, J. M.; GARCÍA, D.; BLANCO, S.; PÉREZ, R.; GARCÍA-ENCINA, P. A.; MUÑOZ, R. Evaluation of wastewater treatment in a novel anoxic–aerobic algal–bacterial photobioreactor with biomass recycling through carbon and nitrogen mass balances. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 191, p. 173–186, 2015a.

ALCÁNTARA, C.; FERNÁNDEZ, C.; GARCÍA-ENCINA, P. A.; MUÑOZ, R. Mixotrophic metabolism of *Chlorella sorokiniana* and algal-bacterial consortia under extended dark-light periods and nutrient starvation. **Applied Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 99, n. 5, p. 2393–2404, 2015b.

ALCÁNTARA, C.; GODOS, I. de; MUÑOZ, R. New technologies for wastewater treatment and value-added product development. *Em: WASTEWATER TREATMENT RESIDUES AS RESOURCES FOR BIOREFINERY PRODUCTS AND ENERGY*. [S. l.: s. n.], 2019.

AL-MOMANI, F. A.; ÖRMECI, B. Performance of *Chlorella vulgaris*, *Neochloris oleoabundans*, and mixed indigenous microalgae for treatment of primary effluent, secondary effluent and centrate. **Ecological Engineering**, [s. l.], v. 95, 2016. Disponível em: <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20163371954>. Acesso em: 14 set. 2021.

AMENGUAL-MORRO, C.; MOYÀ NIELL, G.; MARTÍNEZ-TABERNER, A. Phytoplankton as bioindicator for waste stabilization ponds. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 95 Suppl, p. S71-76, 2012.

AMMAR, E. E.; AIOUB, A. A. A.; ELESawy, A. E.; KARKOUR, A. M.; MOUHAMED, M. S.; AMER, A. A.; EL-SHERSHABY, N. A. Algae as Bio-fertilizers: Between current situation and future prospective: The role of Algae as a Bio-fertilizer in serving of ecosystem. **Saudi Journal of Biological Sciences**, [s. l.], v. 29, n. 5, p. 3083–3096, 2022.

ANA. **Atlas esgotos: atualização da base de dados de estações de tratamento de esgotos no Brasil**. Brasília: Agência Nacional de Águas, 2020a. Disponível em: <http://atlasesgotos.ana.gov.br/>. Acesso em: 6 set. 2021.

ANA. **Conjuntura dos Recursos Hídricos no Brasil 2020: informe anual**. Brasília: Agência Nacional de Águas e Saneamento Básico., 2020b. Disponível em: <http://conjuntura.ana.gov.br/usoagua>. Acesso em: 6 set. 2021.

ANDRULEVICIUTE, V.; MAKAREVICIENE, V.; SKORUPSKAITE, V.; GUMBYTĖ, M. Biomass and oil content of *Chlorella* sp., *Haematococcus* sp., *Nannochloris* sp. and *Scenedesmus* sp. under mixotrophic growth conditions in the presence of technical glycerol. **Journal of Applied Phycology**, [s. l.], v. 26, 2014.

ANJOS, B. F. dos. **Produção de agentes coagulantes para clarificação da água a partir de taninos de espécies florestais da Caatinga**. 2021. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Macaíba/RN 2021. Disponível em: <https://repositorio.ufrn.br/handle/123456789/45305>. Acesso em: 14 abr. 2022.

APHA. **Standard methods for the examination of water and wastewater**. 23. ed. Washington, D.C., USA: E. W. Rice, R. B. Baird, A. D. Eaton and L. S. Clesceri. American Public Health Association (APHA), American Water Works Association (AWWA) and Water Environment Federation (WEF), 2017. 2017. Disponível em: <https://www.standardmethods.org/>. Acesso em: 7 set. 2021.

ARBIB, Z.; RUIZ, J.; ÁLVAREZ-DÍAZ, P.; GARRIDO-PÉREZ, C.; PERALES, J. A. Capability of different microalgae species for phytoremediation processes: Wastewater tertiary treatment, CO₂ bio-fixation and low cost biofuels production. **Water Research**, [s. l.], v. 49, p. 465–474, 2014.

ARIAS, D. M.; RUEDA, E.; GARCÍA-GALÁN, M. J.; UGGETTI, E.; GARCÍA, J. Selection of cyanobacteria over green algae in a photo-sequencing batch bioreactor fed with wastewater. **Science of The Total Environment**, [s. l.], v. 653, p. 485–495, 2019.

ASSUNÇÃO, J.; MALCATA, F. X. Enclosed “non-conventional” photobioreactors for microalga production: A review. **Algal Research**, [s. l.], v. 52, p. 102107, 2020.

BABAEI, A.; MEHRNIA, M. R.; SHAYEGAN, J.; SARRAFZADEH, M.-H. Comparison of different trophic cultivations in microalgal membrane bioreactor containing N-riched

wastewater for simultaneous nutrient removal and biomass production. **Process Biochemistry**, [s. l.], v. 51, n. 10, p. 1568–1575, 2016.

BABAEI, A.; MEHRNIA, M. R.; SHAYEGAN, J.; SARRAFZADEH, M.-H.; AMINI, E. Evaluation of Nutrient Removal and Biomass Production Through Mixotrophic, Heterotrophic, and Photoautotrophic Cultivation of *Chlorella* in Nitrate and Ammonium Wastewater. **International Journal of Environmental Research**, [s. l.], v. 12, n. 2, p. 167–178, 2018.

BALDISSEROTTO, C.; DEMARIA, S.; ACCOTO, O.; MARCHESINI, R.; ZANELLA, M.; BENETTI, L.; AVOLIO, F.; MAGLIE, M.; FERRONI, L.; PANCALDI, S. Removal of Nitrogen and Phosphorus from Thickening Effluent of an Urban Wastewater Treatment Plant by an Isolated Green Microalga. **Plants (Basel, Switzerland)**, [s. l.], v. 9, n. 12, p. E1802, 2020.

BARBER, W. P.; STUCKEY, D. C. The use of the anaerobic baffled reactor (ABR) for wastewater treatment: a review. **Water Research**, [s. l.], v. 33, n. 7, p. 1559–1578, 1999.

BARCELÓ-VILLALOBOS, M.; FERNÁNDEZ-DEL OLMO, P.; GUZMÁN, J. L.; FERNÁNDEZ-SEVILLA, J. M.; ACIÉN FERNÁNDEZ, F. G. Evaluation of photosynthetic light integration by microalgae in a pilot-scale raceway reactor. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 280, p. 404–411, 2019.

BARSANTI, L.; GUALTIERI, P. **Algae: Anatomy, Biochemistry, and Biotechnology**. Second Editioned. United Kingdom: CRC Press, 2014. 2014. Disponível em: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1529-8817.2007.00335.x>. Acesso em: 11 maio 2022.

BAUTISTA-MONROY, S. S.; CHÁVEZ-URBIOLA, E. A.; ORTEGA-PALACIOS, R.; GONZÁLEZ-SÁNCHEZ, A.; GÓMEZ-ALDAPA, C. A.; RODRÍGUEZ-NAVA, O.; SALGADO-RAMÍREZ, J. C.; CADENA-RAMÍREZ, A. Insights of Raceway Bioreactor Scale-Up: Effect of Agitation on Microalgae Culture and Reduction of the Liquid Medium Speed. **Applied Sciences (Switzerland)**, [s. l.], v. 12, n. 3, 2022.

BEHRENS, P. Photobioreactors and fermentors: The light and dark side of growing algae. **Algal Culturing Techniques**, [s. l.], 2005.

BELETE, Y. Z.; LEU, S.; BOUSSIBA, S.; ZORIN, B.; POSTEN, C.; THOMSEN, L.; WANG, S.; GROSS, A.; BERNSTEIN, R. Characterization and utilization of hydrothermal carbonization aqueous phase as nutrient source for microalgal growth. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 290, 2019.

BELLUCCI, M.; MARAZZI, F.; NADDEO, L. S.; PIERGIACOMO, F.; BENEDUCE, L.; FICARA, E.; MEZZANOTTE, V. Disinfection and nutrient removal in laboratory-scale photobioreactors for wastewater tertiary treatment. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, [s. l.], v. 95, n. 4, p. 959–966, 2020.

BHAGAWAN, D.; KUMAR, P. K.; POOJA, K.; VERMA, K.; HIMABINDU, V.; KRISHNA, S. V. Phycoremediation of sewage wastewater and industrial flue gases for biomass generation from microalgae. **South African Journal of Chemical Engineering**, [s. l.], v. 25, n. 1, p. 133–146, 2018.

BINNAL, P.; BABU, P. N. Optimization of environmental factors affecting tertiary treatment of municipal wastewater by *Chlorella protothecoides* in a lab scale photobioreactor. **Journal of Water Process Engineering**, [s. l.], v. C, n. 17, p. 290–298, 2017.

BRASIL. Poder Legislativo. **Política Nacional de Saneamento Básico**. Esta Lei estabelece as diretrizes nacionais para o saneamento básico e para a política federal de saneamento básico. 5 jan. 2007. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2007-2010/2007/lei/111445.htm. Acesso em: 16 set. 2021.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, Conselho Nacional do Meio Ambiente. **Resolução CONAMA Nº 430**. Dispõe sobre as condições e padrões de lançamento de efluentes, complementa e altera a Resolução no 357, de 17 de março de 2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente-CONAMA. 13 maio 2011. Disponível em: <https://www.legisweb.com.br/legislacao/?id=114770>. Acesso em: 8 set. 2021.

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**, [s. l.], v. 14, n. 2, p. 557–577, 2010.

CAI, T.; PARK, S. Y.; LI, Y. Nutrient recovery from wastewater streams by microalgae: Status and prospects. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 19, p. 360–369, 2013.

CAMARGO, E. F. M. de. Tratamento anaeróbico de águas residuárias, em batelada, com microrganismos imobilizados e circulação da fase aquosa. [s. l.], 2018. Disponível em: <http://repositorio.eesc.usp.br/handle/RIEESC/6671>. Acesso em: 6 set. 2021.

CAMARGO, J.; ALONSO, A. Ecological and Toxicological Effects of Inorganic Nitrogen Pollution in Aquatic Ecosystems: A Global Assessment. **Environment international**, [s. l.], v. 32, p. 831–49, 2006.

CHANDRA, R.; PRADHAN, S.; PATEL, A.; GHOSH, U. K. An approach for dairy wastewater remediation using mixture of microalgae and biodiesel production for sustainable transportation. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 297, p. 113210, 2021.

CHISTI, Y. Biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**, [s. l.], v. 25, n. 3, p. 294–306, 2007.

CHOUDHARY, P.; PRAJAPATI, S. K.; MALIK, A. Screening native microalgal consortia for biomass production and nutrient removal from rural wastewaters for bioenergy applications. **Ecological Engineering**, [s. l.], v. 91, p. 221–230, 2016.

COSTA, M. H. J. da; NONATO, N. da S.; MORIOKA, S. N.; NÓBREGA, M. M.; SANTOS, S. F. de M.; PEREIRA, D. A. Ocorrências e aplicações de consórcio de microalgas: uma revisão sistemática da literatura. **Research, Society and Development**, [s. l.], v. 11, n. 1, p. e11511124421–e11511124421, 2022.

DASA, Y. K.; LAM, M.-K.; YUSUP, S.; LIM, J.-W.; HO, Y. C.; SHOW, P. L.; TAN, I.-S.; KIEW, P. L. Microalgae Cultivation in Open Pond and Photobioreactor. *Em: BIOFUEL*

PRODUCTION FROM MICROALGAE, MACROALGAE AND LARVAE: PROCESSES AND CONVERSION TECHNOLOGIES. [S. l.: s. n.], 2021. p. 27–49.

DAY, J. G.; GONG, Y.; HU, Q. Microzooplanktonic grazers – A potentially devastating threat to the commercial success of microalgal mass culture. **Algal Research**, [s. l.], v. 27, p. 356–365, 2017.

DE-BASHAN, L.; BASHAN, Y. Immobilized microalgae for removing pollutants: Review of practical aspects. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 101, p. 1611–1627, 2010.

DELGADILLO-MIRQUEZ, L.; LOPES, F.; TAIDI, B.; PAREAU, D. Nitrogen and phosphate removal from wastewater with a mixed microalgae and bacteria culture. **Biotechnology Reports**, [s. l.], v. 11, p. 18–26, 2016.

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

DIAS, R. R.; LASTA, P.; VENDRUSCOLO, R. G.; WAGNER, R.; ZEPKA, L. Q.; JACOB-LOPES, E. Mapping the performance of photobioreactors for microalgae cultivation. Part II: equatorial and tropical climate zone. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, [s. l.], v. 96, n. 3, p. 613–621, 2021.

EL WALI, M.; GOLROUDBARY, S. R.; KRASLAWSKI, A. Circular economy for phosphorus supply chain and its impact on social sustainable development goals. **Science of The Total Environment**, [s. l.], v. 777, p. 146060, 2021.

ENCARNAÇÃO, T.; AGUIAR, A.; PALITO, C.; PAIS, A. A. C. C.; CAMPOS, M. G.; SOBRAL, A. J. F. N.; BURROWS, H. D. Development and validation of a RP-HPLC method for the simultaneous analysis of paracetamol, ibuprofen, olanzapine, and simvastatin during microalgae bioremediation. **MethodsX**, [s. l.], v. 7, 2020.

ESPINOSA, M. F.; VERBYLA, M. E.; VASSALLE, L.; ROSA-MACHADO, A. T.; ZHAO, F.; GAUNIN, A.; MOTA, C. R. Reduction and partitioning of viral and bacterial indicators in a UASB reactor followed by high rate algal ponds treating domestic sewage. **Science of the Total Environment**, [s. l.], v. 760, 2021.

FALLAHI, A.; REZVANI, F.; ASGHARNEJAD, H.; KHORSHIDI NAZLOO, E.; HAJINAJAF, N.; HIGGINS, B. Interactions of microalgae-bacteria consortia for nutrient removal from wastewater: A review. **Chemosphere**, [s. l.], v. 272, p. 129878, 2021.

FERNÁNDEZ, I.; ACIÉN, F. G.; GUZMÁN, J. L.; BERENGUEL, M.; MENDOZA, J. L. Dynamic model of an industrial raceway reactor for microalgae production. **Algal Research**, [s. l.], v. 17, p. 67–78, 2016.

FERNÁNDEZ DEL OLMO, P.; ACIÉN, F. G.; FERNÁNDEZ-SEVILLA, J. M. Productivity analysis in tubular photobioreactors using a dynamic photosynthesis model coupled to computational fluid dynamics particle tracking. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 344, 2022.

FERNÁNDEZ-ARÉVALO, T.; LIZARRALDE, I.; FDZ-POLANCO, F.; PÉREZ-ELVIRA, S. I.; GARRIDO, J. M.; PUIG, S.; POCH, M.; GRAU, P.; AYESA, E. Quantitative

assessment of energy and resource recovery in wastewater treatment plants based on plant-wide simulations. **Water Research**, [s. l.], v. 118, p. 272–288, 2017.

FOLADORI, P.; PETRINI, S.; NESSENZIA, M.; ANDREOTTOLA, G. Enhanced nitrogen removal and energy saving in a microalgal–bacterial consortium treating real municipal wastewater. **Water Science and Technology**, [s. l.], v. 78, n. 1, p. 174–182, 2018.

FONTOURA, J. T. da. **Crescimento de microalgas em efluente de curtume : remoção de nutrientes, viabilidade de produção de biodiesel e utilização da biomassa residual**. 2017. 203 f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Escola de Engenharia. Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química., Porto Alegre 2017. Disponível em: <https://lume.ufrgs.br/handle/10183/173885>. Acesso em: 8 set. 2021.

GALÈS, A.; BONNAFOUS, A.; CARRÉ, C.; JAUZEIN, V.; LANOUGUÈRE, E.; LE FLOC'H, E.; PINOIT, J.; POUILLAIN, C.; ROQUES, C.; SIALVE, B.; SIMIER, M.; STEYER, J.-P.; FOUILLAND, E. Importance of ecological interactions during wastewater treatment using High Rate Algal Ponds under different temperate climates. **Algal Research - Biomass, Biofuels and Bioproducts**, [s. l.], v. 40, p. 101508, 2019.

GAO, F.; LI, C.; ZENG, G.-M.; FENG, L.-J.; LIU, J.; LIU, M.; CAI, H. Continuous microalgae cultivation in aquaculture wastewater by a membrane photobioreactor for biomass production and nutrients removal. **Ecological Engineering**, [s. l.], v. 92, p. 55–61, 2016.

GARBOWSKI, T.; CHARAZIŃSKA, S.; PULIKOWSKI, K.; WIERCIK, P. Application of microalgae cultivated on pine bark for the treatment of municipal wastewater in cylindrical photobioreactors. **Water and Environment Journal**, [s. l.], v. 34, n. S1, p. 949–959, 2020.

GARCEZ, L. N. **Manual de Procedimentos e Técnicas Laboratoriais Voltado para Análises de Águas e Esgotos Sanitário e Industrial**. São Paulo: Escola Politécnica da Universidade de São Paulo: [s. n.], 2004. Disponível em: <https://docplayer.com.br/3031799-Manual-de-procedimentos-e-tecnicas-laboratoriais-voltado-para-analises-de-aguas-e-esgotos-sanitario-e-industrial.html>. Acesso em: 28 set. 2021.

GIRARD, J. E. **Principles of Environmental Chemistry**. [S. l.]: Jones & Bartlett Publishers, 2009. 2009.

GODOS, I. de; BLANCO, S.; GARCÍA-ENCINA, P. A.; BECARES, E.; MUÑOZ, R. Long-term operation of high rate algal ponds for the bioremediation of piggery wastewaters at high loading rates. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 100, n. 19, p. 4332–4339, 2009.

GONÇALVES, G. de C.; BORGES, A. C.; RAMOS, N. de F. S.; SOUZA, T. D. de; MATOS, A. T. de; SOUZA, C. de F. Performance of a hybrid anaerobic reactor in the treatment of swine wastewater. **Revista Ciência Agronômica**, [s. l.], v. 52, n. 2, p. 1–8, 2021.

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

GONÇALVES, A. L.; PIRES, J. C. M.; SIMÕES, M. Biotechnological potential of *Synechocystis salina* co-cultures with selected microalgae and cyanobacteria: Nutrients

removal, biomass and lipid production. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 200, p. 279–286, 2016.

GONZÁLEZ, I.; HERRERO, N.; SILES, J. Á.; CHICA, A. F.; ÁNGELES MARTÍN, M.; IZQUIERDO, C. G.; GÓMEZ, J. M. Wastewater nutrient recovery using twin-layer microalgae technology for biofertilizer production. **Water Science and Technology**, [s. l.], v. 82, n. 6, p. 1044–1061, 2020.

GONZÁLEZ-CAMEJO, J.; APARICIO, S.; JIMÉNEZ-BENÍTEZ, A.; PACHÉS, M.; RUANO, M. V.; BORRÁS, L.; BARAT, R.; SECO, A. Improving membrane photobioreactor performance by reducing light path: operating conditions and key performance indicators. **Water research**, [s. l.], v. 172, p. 2020 v.172, 2020.

GONZÁLEZ-CAMEJO, J.; APARICIO, S.; RUANO, M. V.; BORRÁS, L.; BARAT, R.; FERRER, J. Effect of ambient temperature variations on an indigenous microalgae-nitrifying bacteria culture dominated by *Chlorella*. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 290, 2019a.

GONZÁLEZ-CAMEJO, J.; FERRER, J.; SECO, A.; BARAT, R. Outdoor microalgae-based urban wastewater treatment: Recent advances, applications, and future perspectives. **WIREs Water**, [s. l.], v. 8, n. 3, p. e1518, 2021.

GONZÁLEZ-CAMEJO, J.; JIMÉNEZ-BENÍTEZ, A.; RUANO, M. V.; ROBLES, A.; BARAT, R.; FERRER, J. Optimising an outdoor membrane photobioreactor for tertiary sewage treatment. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 245, p. 76–85, 2019b.

GREENE DOBBINS, E. Human rights, sanitation, and sewers. **Azafra**, [s. l.], v. 21, n. 1, p. 129–157, 2019.

GUILLARD, R. R. L. Culture of Phytoplankton for Feeding Marine Invertebrates. *Em*: SMITH, Walter L.; CHANLEY, Matoira H. (org.). **Culture of Marine Invertebrate Animals: Proceedings — 1st Conference on Culture of Marine Invertebrate Animals Greenport**. Boston, MA: Springer US, 1975. p. 29–60. Disponível em: https://doi.org/10.1007/978-1-4615-8714-9_3. Acesso em: 17 set. 2021.

GUO, G.; GUAN, J.; SUN, S.; LIU, J.; ZHAO, Y. Nutrient and heavy metal removal from piggery wastewater and CH₄ enrichment in biogas based on microalgae cultivation technology under different initial inoculum concentration. **Water Environment Research**, [s. l.], v. 92, n. 6, p. 922–933, 2020.

GUPTA, S. K.; ANSARI, F. A.; SHRIWASTAV, A.; SAHOO, N. K.; RAWAT, I.; BUX, F. Dual role of *Chlorella sorokiniana* and *Scenedesmus obliquus* for comprehensive wastewater treatment and biomass production for bio-fuels. **Journal of Cleaner Production**, [s. l.], v. 115, p. 255–264, 2016.

GUTIÉRREZ-ALFARO, S.; RUEDA-MÁRQUEZ, J. J.; PERALES, J. A.; MANZANO, M. A. Combining sun-based technologies (microalgae and solar disinfection) for urban wastewater regeneration. **Science of The Total Environment**, [s. l.], v. 619–620, p. 1049–1057, 2018.

HERNÁNDEZ, J. G.; MIRANDA, E. R.; SÁNCHEZ, J. L. G.; FERNÁNDEZ, F. G. A.; VISIOLI, A. Temperature optimization in microalgae raceway reactors by depth regulation.

RIAI - Revista Iberoamericana de Automatica e Informatica Industrial, [s. l.], v. 19, n. 2, p. 164–173, 2022.

HESPAHOL, I. Potencial de Reuso de Água no Brasil Agricultura, Industria, Municípios, Recarga de Aquíferos. **Revista Brasileira de Recursos Hídricos**, [s. l.], v. 7, n. 4, p. 75–95, 2002.

HUANG, J.; HANKAMER, B.; YARNOLD, J. Design scenarios of outdoor arrayed cylindrical photobioreactors for microalgae cultivation considering solar radiation and temperature. **Algal Research**, [s. l.], v. 41, p. 101515, 2019.

INCT, Ete. S. **INCT ETES Sustentáveis**. [S. l.: s. n.], 2021. Disponível em: <https://etes-sustentaveis.org/o-instituto/>. Acesso em: 6 set. 2021.

IWMI. **Water for Food, Water for Life: A Comprehensive Assessment of Water Management in Agriculture**: Comprehensive Assessment of Water Management in Agriculture. London: Earthscan and Colombo: International Water Management Institute, 2007. Disponível em: <https://www.routledge.com/search?sb=SCES>. Acesso em: 1 out. 2021.

JIA, H.; YUAN, Q. Removal of nitrogen from wastewater using microalgae and microalgae–bacteria consortia. **Cogent Environmental Science**, [s. l.], v. 2, n. 1, p. 1275089, 2016.

KAYOMBO, S.; MBWETTE, T. S. A.; MAYO, A. W.; KATIMA, J. H. Y.; JØRGENSEN, S. E. Diurnal cycles of variation of physical-chemical parameters in waste stabilization ponds. **Ecological Engineering**, [s. l.], v. 3, n. 18, p. 287–291, 2002.

KLIGERMAN, D.C. **Esgotamento Sanitário: de Alternativa Tecnológica a Tecnologias Apropriadas – Uma Análise Técnica, Econômica e Social**. 1995. 154 f. - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro 1995. Acesso em: 2 set. 2021.

KLIPHUIS, A. M. J.; DE WINTER, L.; VEJRAZKA, C.; MARTENS, D. E.; JANSSEN, M.; WIJFFELS, R. H. Photosynthetic efficiency of *Chlorella sorokiniana* in a turbulently mixed short light-path photobioreactor. **Biotechnology Progress**, [s. l.], 2010.

KUMAR, V.; JAISWAL, K. K.; VERMA, M.; VLASKIN, M. S.; NANDA, M.; CHAUHAN, P. K.; SINGH, A.; KIM, H. Algae-based sustainable approach for simultaneous removal of micropollutants, and bacteria from urban wastewater and its real-time reuse for aquaculture. **Science of the Total Environment**, [s. l.], v. 774, 2021.

KUMAR, M. S.; MIAO, Z. H.; WYATT, S. K. Influence of nutrient loads, feeding frequency and inoculum source on growth of *Chlorella vulgaris* in digested piggery effluent culture medium. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 101, n. 15, p. 6012–6018, 2010.

KWON, G.; KIM, H.; SONG, C.; JAHNG, D. Co-culture of microalgae and enriched nitrifying bacteria for energy-efficient nitrification. **Biochemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 152, p. 107385, 2019.

LAM, T. P.; LEE, T.-M.; CHEN, C.-Y.; CHANG, J.-S. Strategies to control biological contaminants during microalgal cultivation in open ponds. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 252, p. 180–187, 2018.

LEDDA, C.; IDÀ, A.; ALLEMAND, D.; MARIANI, P.; ADANI, F. Production of wild *Chlorella* sp. cultivated in digested and membrane-pretreated swine manure derived from a full-scale operation plant. **Algal Research**, [s. l.], v. 12, p. 68–73, 2015.

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

LEONETI, A. B. **Avaliação de modelo de tomada de decisão para escolha de sistema de tratamento de esgoto sanitário**. 2009. 154 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade de São Paulo, Faculdade de Economia, Administração e Contabilidade de Ribeirão Preto 2009. Disponível em: <http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/96/96132/tde-06052009-144711/>. Acesso em: 21 set. 2021.

LI, L.; XU, X.; WANG, W.; LAU, R.; WANG, C.-H. Hydrodynamics and mass transfer of concentric-tube internal loop airlift reactors: A review. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 359, 2022.

LIANG, Y. Producing liquid transportation fuels from heterotrophic microalgae. **Applied Energy**, [s. l.], v. 104, n. C, p. 860–868, 2013.

LIESWITO, N. A.; RINANTI, A.; FACHRUL, M. F. Removal of heavy metal (Cu²⁺) by immobilized microalgae biosorbent with effect of temperature and contact time. *Em*: 2019, [s. l.], . **Anais [...]**. [S. l.: s. n.], 2019.

LIMA, N. T.; BUSS, P. M.; PAES-SOUSA, R. A pandemia de COVID-19: uma crise sanitária e humanitária. **Cadernos de Saúde Pública**, [s. l.], v. 36, p. e00177020, 2020.

LIMA, S.; VILLANOVA, V.; GRISAFI, F.; CAPUTO, G.; BRUCATO, A.; SCARGIALI, F. Autochthonous microalgae grown in municipal wastewaters as a tool for effectively removing nitrogen and phosphorous. **Journal of Water Process Engineering**, [s. l.], v. 38, 2020.

LIU, J.; WU, Y.; WU, C.; MUYLAERT, K.; VYVERMAN, W.; YU, H.-Q.; MUÑOZ, R.; RITTMANN, B. Advanced nutrient removal from surface water by a consortium of attached microalgae and bacteria: A review. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 241, p. 1127–1137, 2017.

LOURENÇO, S. de O. **Cultivo de Microalgas Marinhas. Princípios e Aplicações**. São Carlos: APGIQ, 2007. 2007.

LOURENÇO, S. O.; BARBARINO, E.; BISPO, M. das G. S.; BORGES, D. A.; COELHO-GOMES, C.; LAVÍN, P. L.; SANTOS, F. Effects of light intensity on growth, inorganic nitrogen storage, and gross chemical composition of four marine microalgae in batch cultures. **Aplicações da ficologia. Anais do XI Congresso Brasileiro de Ficologia e Simpósio Latino-Americano sobre Algas Nocivas, Organização da Sociedade Brasileira de Ficologia, Universidade do Vale do Itajai, 25 de março a 01 de abril de 2006**, [s. l.], p. 203–214, 2006.

LUO, Y.; LE-CLECH, P.; HENDERSON, R. K. Assessment of membrane photobioreactor (MPBR) performance parameters and operating conditions. **Water Research**, [s. l.], v. 138, p. 169–180, 2018.

MAGALHÃES, K. Microalgas: ecologia, biodiversidade e importância. *Em: APOSTILA BOTÂNICA NO INVERNO 2014*. [S. l.: s. n.], 2014. p. 35–47.

MANHAEGHE, D.; MICHELS, S.; ROUSSEAU, D. P. L.; VAN HULLE, S. W. H. A semi-mechanistic model describing the influence of light and temperature on the respiration and photosynthetic growth of *Chlorella vulgaris*. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 274, p. 361–370, 2019.

MANTOVANI, M.; MARAZZI, F.; FORNAROLI, R.; BELLUCCI, M.; FICARA, E.; MEZZANOTTE, V. Outdoor pilot-scale raceway as a microalgae-bacteria sidestream treatment in a WWTP. **Science of The Total Environment**, [s. l.], v. 710, p. 135583, 2020.

MARA, D. D. **Domestic Wastewater Treatment in Developing Countries**. [S. l.]: Earthscan, London., 2003. 2003. Disponível em: <https://www.susana.org/en/knowledge-hub/resources-and-publications/library/details/3064>. Acesso em: 14 set. 2021.

MARCHELLO, A. E.; LOMBARDI, A. T.; DELLAMANO-OLIVEIRA, M. J.; SOUZA, C. W. O. de. Microalgae population dynamics in photobioreactors with secondary sewage effluent as culture medium. **Brazilian Journal of Microbiology**, [s. l.], v. 46, p. 75–84, 2015.

MARIA, J.; LEITÃO, A.; MARTINS, R. Tratamento anaeróbio do efluente da indústria de laticínios usando um reator UASB. **4ª Conferência Nacional sobre Ciência e Tecnologia**, [s. l.], 2015. Disponível em: <https://bibliotecadigital.ipb.pt/handle/10198/16399>. Acesso em: 6 set. 2021.

MARKOU, G.; VANDAMME, D.; MUYLAERT, K. Ammonia inhibition on *Arthrospira platensis* in relation to the initial biomass density and pH. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 166, p. 259–265, 2014.

MASOJÍDEK, J.; PRÁŠIL, O. The development of microalgal biotechnology in the Czech Republic. **Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 37, n. 12, p. 1307–1317, 2010.

MATA, T. M.; MARTINS, A. A.; CAETANO, Nidia. S. Microalgae for biodiesel production and other applications: A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 14, n. 1, p. 217–232, 2010.

MATAMOROS, V.; GUTIÉRREZ, R.; FERRER, I.; GARCÍA, J.; BAYONA, J. M. Capability of microalgae-based wastewater treatment systems to remove emerging organic contaminants: A pilot-scale study. **Journal of Hazardous Materials**, [s. l.], v. 288, p. 34–42, 2015.

METCALF, L.; EDDY, H. P. **Wastewater engineering : treatment, disposal, and reuse**. 4th ed.ed. New York, NJ: McGraw-Hill: George Tchobanoglous, Franklin L. Burton, H. David Stensel, 2003. 2003.(McGraw-Hill series in water resources and environmental engineering). Disponível em: <https://library.wur.nl/WebQuery/titel/1979505>. Acesso em: 3 set. 2021.

MEZZARI, M. P.; DA SILVA, M. L. B.; PIROLI, M.; PERAZZOLI, S.; STEINMETZ, R. L. R.; NUNES, E. O.; SOARES, H. M. Assessment of a tannin-based organic polymer to

harvest *Chlorella vulgaris* biomass from swine wastewater digestate phycoremediation. **Water Science and Technology**, [s. l.], v. 70, n. 5, p. 888–894, 2014.

MIKI, R. E.; MIKI, M. K. ESTAÇÃO DE TRATAMENTO DE ESGOTO COMO INSTALAÇÃO DE RECUPERAÇÃO DE RECURSOS. *Em: ENCONTRO TECNICO AESABESP*, 2019, [s. l.], . **Anais [...]**. [S. l.: s. n.], 2019. p. 13.

MINH, T. T.; TIEN, N. H.; GIANG, L. V.; LOC, H. H.; HIEN, V. T. D.; TRAN, T. Green technologies for air pollution treatment by microalgae in tubular photobioreactor. *Em: 2021*, [s. l.], . **Anais [...]**. [S. l.: s. n.], 2021.

MOLINA GRIMA, E.; BELARBI, E.-H.; ACIÉN FERNÁNDEZ, F. G.; ROBLES MEDINA, A.; CHISTI, Y. Recovery of microalgal biomass and metabolites: process options and economics. **Biotechnology Advances**, [s. l.], v. 20, n. 7, p. 491–515, 2003.

MORENO-GARCÍA, A. F.; NERI-TORRES, E. E.; MENA-CERVANTES, V. Y.; ALTAMIRANO, R. H.; PINEDA-FLORES, G.; LUNA-SÁNCHEZ, R.; GARCÍA-SOLARES, M.; VAZQUEZ-ARENAS, J.; SUASTES-RIVAS, J. K. Sustainable biorefinery associated with wastewater treatment of Cr (III) using a native microalgae consortium. **Fuel**, [s. l.], v. 290, p. 119040, 2021.

MORITA, M.; WATANABE, Y.; SAIKI, H. High photosynthetic productivity of green microalga *Chlorella sorokiniana*. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, [s. l.], v. 87, n. 3, p. 203–218, 2000.

MUNDIM, B. C.; JUNIOR, I. V.; HOFFMANN, B. S. UTILIZAÇÃO DA AVALIAÇÃO DO CICLO DE VIDA EM ESTAÇÕES DE TRATAMENTO DE ESGOTO DOMÉSTICO NO BRASIL. *Em: ABES*, 2019, [s. l.], . **Anais [...]**. [S. l.: s. n.], 2019. p. 6. Disponível em: <https://abesnacional.com.br/XP/XP-EasyArtigos/Site/Uploads/Evento45/TrabalhosCompletoPDF/VI-058.pdf>.

NANSUBUGA, I.; BANADDA, N.; VERSTRAETE, W.; RABAEY, K. A review of sustainable sanitation systems in Africa. **Reviews in Environmental Science and Biotechnology**, [s. l.], v. 15, n. 3, p. 465–478, 2016.

NIEMI, C.; GENTILI, F. G. The use of natural organic flocculants for harvesting microalgae grown in municipal wastewater at different culture densities. **Physiologia Plantarum**, [s. l.], 2021.

NWOBA, E. G.; PARLEVLIET, D. A.; LAIRD, D. W.; ALAMEH, K.; MOHEIMANI, N. R. Light management technologies for increasing algal photobioreactor efficiency. **Algal Research**, [s. l.], v. 39, p. Article 101433, 2019.

ODUM, E.; BARRET, G. **Fundamentos de Ecologia**. Sao Paulo: Editora Interamericana, 2007. 2007.v. 1. Disponível em: <https://www.anolisbooks.com.br/produtos/detalhes/861/fundamentos-de-ecologia-odum-barret>. Acesso em: 1 set. 2021.

OJAH, A.; SABRI, L. S.; ALDAHMAN, M. H. Local volumetric mass transfer coefficient estimation for *Scenedesmus* microalgae culture in a cylindrical airlift photobioreactor. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, [s. l.], v. 96, n. 3, p. 764–774, 2021.

OLIVEIRA, R. A. de; DUDA, R. M.; FERNANDES, G. F. R. Reator anaeróbio compartimentado para o tratamento de águas residuárias de suinocultura. **Engenharia Sanitaria e Ambiental**, [s. l.], v. 19, p. 383–391, 2014.

ONU. **Sustainable Development Goals** , 2016. Disponível em: <https://brasil.un.org/pt-br/sdgs/6>. Acesso em: 6 set. 2021.

OSWALD, W.; GOTAAS, H. B. Photosynthesis in Sewage Treatment. **undefined**, [s. l.], 1957. Disponível em: <https://www.semanticscholar.org/paper/Photosynthesis-in-Sewage-Treatment-Oswald-Gotaas/c877410d8b8a2c1e9faeca68b7144628db17e08d>. Acesso em: 8 set. 2021.

PACHÉS, M.; MARTÍNEZ-GUIJARRO, R.; GONZÁLEZ-CAMEJO, J.; SECO, A.; BARAT, R. Selecting the most suitable microalgae species to treat the effluent from an anaerobic membrane bioreactor. **Environmental Technology**, [s. l.], v. 41, n. 3, p. 267–276, 2020.

PAHAZRI, N. F.; MOHAMED, R.; AL-GHEETHI, A.; KASSIM, A. H. M. Production and harvesting of microalgae biomass from wastewater: a critical review. **Environmental Technology Reviews**, [s. l.], v. 5, n. 1, p. 39–56, 2016.

PAN, Y.; WANG, H. S.; LIU, Z. W.; YAN, H. Advances in biological wastewater treatment technology of microalgae. **Ying yong sheng tai xue bao = The journal of applied ecology**, [s. l.], v. 30, n. 7, p. 2490–2500, 2019.

PASSOS, A. L. L.; DE FREITAS MUNIZ, D. H.; FILHO, E. C. O. Criteria for assessing water quality in Brazil: A Questioning about the parameters used. **Fronteiras**, [s. l.], v. 7, n. 2, p. 290–303, 2018.

PIRES, J.; ALVIM-FERRAZ, M. C. M.; MARTINS, F.; SIMÕES, M. Carbon Dioxide Capture from Flue Gases Using Microalgae: Engineering Aspects and Biorefinery Concept. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 16, p. 3043–3053, 2012.

POWELL, N.; SHILTON, A.; CHISTI, Y.; PRATT, S. Towards a luxury uptake process via microalgae--defining the polyphosphate dynamics. **Water Research**, [s. l.], v. 43, n. 17, p. 4207–4213, 2009.

QADIR, M.; DRECHSEL, P.; JIMÉNEZ CISNEROS, B.; KIM, Y.; PRAMANIK, A.; MEHTA, P.; OLANIYAN, O. Global and regional potential of wastewater as a water, nutrient and energy source. **Natural Resources Forum**, [s. l.], v. 44, n. 1, p. 40–51, 2020.

QIN, L.; WANG, Z.; SUN, Y.; SHU, Q.; FENG, P.; XU, J.; QI, W. Microalgae consortia cultivation in dairy wastewater to improve the potential of nutrient removal and biodiesel feedstock production. **Environmental Science and Pollution Research**, [s. l.], v. 23, p. 1–9, 2016.

RAJASULOCHANA, P.; PREETHY, V. Comparison on efficiency of various techniques in treatment of waste and sewage water – A comprehensive review. **Resource-Efficient Technologies**, [s. l.], v. 2, 2016.

RARY, E.; ANDERSON, S. M.; PHILBRICK, B. D.; SURESH, T.; BURTON, J. Smart sanitation—biosensors as a public health tool in sanitation infrastructure. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, [s. l.], v. 17, n. 14, p. 1–14, 2020.

RAS, M.; STEYER, J.-P.; BERNARD, O. Temperature effect on microalgae: A crucial factor for outdoor production. **Reviews in Environmental Science and Biotechnology**, [s. l.], v. 12, n. 2, p. 153–164, 2013.

RAZZAK, S. A.; HOSSAIN, M. M.; LUCKY, R. A.; BASSI, A. S.; DE LASA, H. Integrated CO₂ capture, wastewater treatment and biofuel production by microalgae culturing—A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 27, p. 622–653, 2013.

REIS, M.; RIBEIRO, A. Conversion factors and general equations applied in agricultural and forest meteorology. [s. l.], v. 27, p. 227–258, 2020.

REN, H.-Y.; LIU, B.-F.; KONG, F.; ZHAO, L.; REN, N. Hydrogen and lipid production from starch wastewater by co-culture of anaerobic sludge and oleaginous microalgae with simultaneous COD, nitrogen and phosphorus removal. **Water Research**, [s. l.], v. 85, p. 404–412, 2015.

REYNOLDS, C. S. **The Ecology of Freshwater Phytoplankton**. Cambridge ; New York: Cambridge University Press, 2006. 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1017/CBO9780511542145>.

RICHMOND, A.; HU, Q. **Handbook of Microalgal Culture: Applied Phycology and Biotechnology**. 2nd ed. edição. Chichester, West Sussex, UK: Wiley-Blackwell, 2013. 2013.

ROBLES, Á.; CAPSON-TOJO, G.; GALES, A.; VIRUELA, A.; SIALVE, B.; SECO, A.; STEYER, J.-P.; FERRER, J. Performance of a membrane-coupled high-rate algal pond for urban wastewater treatment at demonstration scale. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 301, p. 122672, 2020.

RODRÍGUEZ-MIRANDA, E.; ACIÉN, F. G.; GUZMÁN, J. L.; BERENGUEL, M.; VISIOLI, A. A new model to analyze the temperature effect on the microalgae performance at large scale raceway reactors. **Biotechnology and Bioengineering**, [s. l.], v. 118, n. 2, p. 877–889, 2021a.

RODRÍGUEZ-MIRANDA, E.; GUZMÁN, J. L.; ACIÉN, F. G.; BERENGUEL, M.; VISIOLI, A. Indirect regulation of temperature in raceway reactors by optimal management of culture depth. **Biotechnology and Bioengineering**, [s. l.], v. 118, n. 3, p. 1186–1198, 2021b.

ROMERO VILLEGAS, G. I.; FIAMENGO, M.; ACIÉN FERNÁNDEZ, F. G.; MOLINA GRIMA, E. Outdoor production of microalgae biomass at pilot-scale in seawater using centrate as the nutrient source. **Algal Research**, [s. l.], v. 25, p. 538–548, 2017.

ROSSI, S.; DÍEZ-MONTERO, R.; RUEDA, E.; CASTILLO CASCINO, F.; PARATI, K.; GARCÍA, J.; FICARA, E. Free ammonia inhibition in microalgae and cyanobacteria grown in wastewaters: Photo-respirometric evaluation and modelling. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 305, p. 123046, 2020.

RUAN, Y.; WU, R.; LAM, J. C. W.; ZHANG, K.; LAM, P. K. S. Seasonal occurrence and fate of chiral pharmaceuticals in different sewage treatment systems in Hong Kong: Mass balance, enantiomeric profiling, and risk assessment. **Water research**, [s. l.], v. 149, p. 607–616, 2019.

RUAS, G.; SEREJO, M. L.; FARIAS, S. L.; SCARCELLI, P.; BONCZ, M. Á. Removal of pathogens from domestic wastewater by microalgal-bacterial systems under different cultivation conditions. **International Journal of Environmental Science and Technology**, [s. l.], 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s13762-021-03820-2>. Acesso em: 12 maio 2022.

RUGGERI, M. V. R.; GODOY, R. F. B.; ARROYO, P. A.; TREVISAN, E. Evaluation of natural flocculant efficiency in the harvest of microalgae *Monoraphidium contortum*. **SN Applied Sciences**, [s. l.], v. 3, n. 6, 2021.

SALGUERO-RODRÍGUEZ, Y.; GÓMEZ-PÉREZ, C. A.; ARANGO-RESTREPO, J. P.; ESPINOSA, J. Static mixer proposal for tubular photobioreactors to reduce mixing energy consumption and enhance light–dark cycles. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, [s. l.], v. 96, n. 1, p. 113–124, 2021.

SÁNCHEZ-MARTÍN, J.; BELTRÁN-HEREDIA, J.; COCO-RIVERO, B. New lab-made coagulant based on *Schinopsis balansae* tannin extract: synthesis optimization and preliminary tests on refractory water pollutants. **Applied Water Science**, [s. l.], v. 4, n. 3, p. 261–271, 2014.

SANTOS, F. N. B. **Análise comparativa dos custos operacionais de 44 estações de tratamento de esgoto na região sudeste do Brasil**. 2018. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), Departamento de Engenharia sanitária e ambiental 2018. Disponível em: <https://repositorio.ufmg.br/handle/1843/31029>.

SÃO PAULO. **Resolução Conjunta SES/SMA/SSRH N° 01**. “Disciplina o reúso direto não potável de água, para fins urbanos, proveniente de Estações de Tratamento de Esgoto Sanitário e dá providências correlatas”. 28 jun. 2017. Disponível em: <https://www.infraestruturameioambiente.sp.gov.br/legislacao/2017/06/resolucao-conjunta-ses-sma-ssrh-01-2017/>. Acesso em: 3 set. 2021.

SCHNEIDERS, D.; DIAS DA SILVA, J.; LAPA, K. R.; PINHEIRO, A. TRATAMENTO DE LODO DA INDÚSTRIA TÊXTIL E PRODUÇÃO DE BIOGÁS EM REATOR UASB. **Revista AIDIS de Ingeniería y Ciencias Ambientales. Investigación, desarrollo y práctica**, [s. l.], v. 11, n. 2, p. 182–201, 2018.

SELLS, M. D.; BROWN, N.; SHILTON, A. N. Determining variables that influence the phosphorus content of waste stabilization pond algae. **Water Research**, [s. l.], v. 132, p. 301–308, 2018.

SERRA-MAIA, R.; BERNARD, O.; GONÇALVES, A.; BENSALÉM, S.; LOPES, F. Influence of temperature on *Chlorella vulgaris* growth and mortality rates in a photobioreactor. **Algal Research**, [s. l.], v. 18, p. 352–359, 2016.

SFORZA, E.; RAMOS-TERCERO, E. A.; GRIS, B.; BETTIN, F.; MILANI, A.; BERTUCCO, A. Integration of *Chlorella protothecoides* production in wastewater treatment

plant: From lab measurements to process design. **Algal Research**, [s. l.], v. 6, p. 223–233, 2014.

SHADPOUR, S.; PIROUZI, A.; NOSRATI, M.; HAMZE, H. Chlorella vulgaris Cultivation Using Triangular External Loop Airlift Photobioreactor: Hydrodynamic and Mass Transfer Studies. **Journal of Renewable Energy and Environment**, [s. l.], v. 9, n. 1, p. 93–105, 2022.

SHAHID, A.; MALIK, S.; ZHU, H.; XU, J.; NAWAZ, M. Z.; NAWAZ, S.; ASRAFUL ALAM, M.; MEHMOOD, M. A. Cultivating microalgae in wastewater for biomass production, pollutant removal, and atmospheric carbon mitigation; a review. **The Science of the Total Environment**, [s. l.], v. 704, p. 135303, 2020.

SHANTHALA, M.; SHANKAR, P. H.; BASALING, B. H. Diversity of phytoplanktons in a waste stabilization pond at Shimoga Town, Karnataka State, India. **Environmental Monitoring and Assessment**, [s. l.], v. 151, n. 1, p. 437–443, 2009.

SILVA, J. I. A. O.; CUNHA, B. P. da. O saneamento básico brasileiro versus pandemia: a necessidade urgente de mudança de paradigma. **Revista Direito Ambiental e Sociedade**, [s. l.], v. 10, n. 3, 2020. Disponível em: <http://www.ucs.br/etc/revistas/index.php/direitoambiental/article/view/9449>. Acesso em: 6 set. 2021.

SILVA, G. H. R.; SUEITT, A. P. E.; HAIMES, S.; TRIPIDAKI, A.; VAN ZWIETEN, R.; FERNANDES, T. V. Feasibility of closing nutrient cycles from black water by microalgae-based technology. **Algal Research**, [s. l.], v. 44, p. 101715, 2019.

SIQUEIRA, S. F.; MARONEZE, M. M.; DIAS, R. R.; VENDRUSCOLO, R. G.; WAGNER, R.; DE MENEZES, C. R.; ZEPKA, L. Q.; JACOB-LOPES, E. Mapping the performance of photobioreactors for microalgae cultivation: geographic position and local climate. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, [s. l.], v. 95, n. 9, p. 2411–2420, 2020.

SLADE, R.; BAUEN, A. Micro-algae cultivation for biofuels: Cost, energy balance, environmental impacts and future prospects. **Biomass and Bioenergy**, [s. l.], v. 53, 20th European Biomass Conference, p. 29–38, 2013.

SLOMPO, N. D. M.; QUARTAROLI, L.; FERNANDES, T. V.; SILVA, G. H. R. da; DANIEL, L. A. Nutrient and pathogen removal from anaerobically treated black water by microalgae. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 268, p. 110693, 2020.

SNIS. **Diagnóstico dos Serviços de Água e Esgotos - 2020**. Brasília: SNS/MDR: [s. n.], 2021. Disponível em: <http://www.snis.gov.br/diagnosticos>. Acesso em: 16 maio 2022.

SOARES, D. **Avaliação do crescimento celular e da produtividade de lipídeos de microalgas marinhas em diferentes regimes de cultivo**. 2010. 107 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba 2010. Disponível em: <https://acervodigital.ufpr.br/handle/1884/22075>. Acesso em: 12 out. 2021.

SOLDATELLI, V. F. **Avaliação da comunidade fitoplanctônica em lagoas de estabilização utilizadas no tratamento de efluentes domésticos : estudo de caso - ETE - UCS**. 2007. 182 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Instituto de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Ecologia., UFRGS. Porto Alegre 2007. Disponível em: <https://lume.ufrgs.br/handle/10183/10953>. Acesso em: 8 set. 2021.

SOLÉ-BUNDÓ, M.; CUCINA, M.; FOLCH, M.; TÀPIAS, J.; GIGLIOTTI, G.; GARFÍ, M.; FERRER, I. Assessing the agricultural reuse of the digestate from microalgae anaerobic digestion and co-digestion with sewage sludge. **Science of the Total Environment**, [s. l.], v. 586, p. 1–9, 2017.

SOUZA, C. F.; BASTOS, R. G.; GOMES, M. P. de M.; PULSCHEN, A. A. Eficiência de estação de tratamento de esgoto doméstico visando reuso agrícola. **Revista Ambiente & Água**, [s. l.], v. 10, p. 587–597, 2015.

SUKENIK, A.; SHELEF, G. Algal autoflocculation—verification and proposed mechanism. **Biotechnology and Bioengineering**, [s. l.], v. 26, n. 2, p. 142–147, 1984.

SWEENEY, M. W.; KABOURIS, J. C. Modeling, instrumentation, automation, and optimization of water resource recovery facilities. **Water Environment Research**, [s. l.], v. 89, n. 10, p. 1299–1314, 2017.

TALAIEKHOZANI, A.; REZANIA, S. Application of photosynthetic bacteria for removal of heavy metals, macro-pollutants and dye from wastewater: A review. **Journal of Water Process Engineering**, [s. l.], v. 19, p. 312–321, 2017.

TEIXEIRA, M. S. **Avaliação do desempenho do coagulante natural tanfloc e do sulfato de alumínio para recuperação de biomassa de microalga cultivada em efluente**. 2021. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Engenharia, Bauru 2021. Disponível em: <https://repositorio.unesp.br/handle/11449/214529>. Acesso em: 14 jan. 2022.

TEIXEIRA, M. S.; SPERANZA, L. G.; DA SILVA, I. C.; MORUZZI, R. B.; SILVA, G. H. R. Tannin-based coagulant for harvesting microalgae cultivated in wastewater: Efficiency, floc morphology and products characterization. **Science of The Total Environment**, [s. l.], v. 807, p. 150776, 2022.

THOMAS, P. K.; DUNN, G. P.; GOOD, A. R.; CALLAHAN, M. P.; COATS, E. R.; NEWBY, D. T.; FERIS, K. P. A natural algal polyculture outperforms an assembled polyculture in wastewater-based open pond biofuel production. **Algal Research**, [s. l.], v. 40, p. 101488, 2019.

TIWARI, B.; SELLAMUTHU, B.; OUARDA, Y.; DROGUI, P.; TYAGI, R. D.; BUELNA, G. Review on fate and mechanism of removal of pharmaceutical pollutants from wastewater using biological approach. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 224, p. 1–12, 2017.

TOMAZELLA, M. G. C. **Extração de Lipídios de Microalgas Presentes em Lagoas de Estabilização para Produção de Biodiesel**. 2011. 64 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis 2011.

TORRES, H. S. de J. **Cultivo de microalgas em efluente de tratamento anaeróbio de esgoto**. 2014. Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória 2014. Disponível em: <http://repositorio.ufes.br>. Acesso em: 8 set. 2021.

TRATA BRASIL. **SANEAMENTO E DOENÇAS DE VEICULAÇÃO HÍDRICA – ANO BASE 2019**. Setembro: Instituto Trata Brasil, 2021. Disponível em: <https://tratabrasil.org.br/estudos/estudos-itb/itb/saneamento-e-doencas-de-veiculacao-hidrica-ano-base-2019>. Acesso em: 10 out. 2021.

TUNDISI, J. G.; TUNDISI, T. M. **Limnologia**. Oficina de textos: 1, 2008. 2008. Disponível em: <https://www.ofitexto.com.br/livro/limnologia/>. Acesso em: 22 set. 2021.

UMAMAHESWARI, J.; SHANTHAKUMAR, S. Efficacy of microalgae for industrial wastewater treatment: a review on operating conditions, treatment efficiency and biomass productivity. **Reviews in Environmental Science and Bio/Technology**, [s. l.], v. 15, n. 2, p. 265–284, 2016.

UMMALYMA, S. B.; MATHEW, A. K.; PANDEY, A.; SUKUMARAN, R. K. Harvesting of microalgal biomass: Efficient method for flocculation through pH modulation. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 213, International Conference on New Horizons in Biotechnology (NHBT-2015), p. 216–221, 2016.

UN. **Progress on Wastewater Treatment – 2021 Update**. [S. l.]: UN - United Nations, 2021. SDG6 indicator report. Disponível em: <https://www.unwater.org/publications/progress-on-wastewater-treatment-631-2021-update/>. Acesso em: 6 set. 2021.

UNESCO; UN-WATER. **The United Nations World Water Development Report 2021: Valuing Water**. Paris: UNESCO, 2021. Disponível em: <https://unesdoc.unesco.org/ark:/48223/pf0000375724>. Acesso em: 1 out. 2021.

UNESCO; UN-WATER. **United Nations World Water Development Report 2020: Water and Climate Change**. Paris: UNESCO, 2020. Disponível em: <https://en.unesco.org/themes/water-security/wwap/wwdr>. Acesso em: 6 set. 2021.

VADLAMANI, A.; VIAMAJALA, S.; PENDYALA, B.; VARANASI, S. Cultivation of Microalgae at Extreme Alkaline pH Conditions: A Novel Approach for Biofuel Production. **ACS Sustainable Chemistry & Engineering**, [s. l.], v. 5, n. 8, p. 7284–7294, 2017.

VON SPERLING, M. **Waste Stabilisation Ponds**. 1. ed. London: IWA Publishing, 2008. 2008.(Biological Wastewater Treatment Series). v. 3. Disponível em: Acesso em: 3 set. 2021.

VON SPERLING, M. **Wastewater Characteristics, Treatment and Disposal**. [S. l.]: IWA Publishing, 2007. 2007.(Biological Wastewater Treatment Series). v. 1.

VONSHAK, A. **Spirulina Platensis Arthrospira: Physiology, Cell-Biology And Biotechnology**. London: CRC Press, 1997. 1997. Disponível em: <https://www.routledge.com/Spirulina-Platensis-Arthrospira-Physiology-Cell-Biology-And-Biotechnology/Vonshak/p/book/9780748406746>. Acesso em: 12 out. 2021.

WALLS, L. E.; VELASQUEZ-ORTA, S. B.; ROMERO-FRASCA, E.; LEARY, P.; YÁÑEZ NOGUEZ, I.; ORTA LEDESMA, M. T. Non-sterile heterotrophic cultivation of native wastewater yeast and microalgae for integrated municipal wastewater treatment and bioethanol production. **Biochemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 151, p. 107319, 2019.

WANG, L.; MIN, M.; LI, Y.; CHEN, P.; CHEN, Y.; LIU, Y.; WANG, Y.; RUAN, R. Cultivation of green algae *Chlorella* sp. in different wastewaters from municipal wastewater treatment plant. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, [s. l.], v. 162, n. 4, p. 1174–1186, 2010.

WARD, A. J.; AROLA, K.; THOMPSON BREWSTER, E.; MEHTA, C. M.; BATSTONE, D. J. Nutrient recovery from wastewater through pilot scale electrodialysis. **Water Research**, [s. l.], v. 135, p. 57–65, 2018.

WATANABE, Y. **Algal Culturing Techniques**. 1. ed. [S. l.]: Elsevier Academic Press, 2005. 2005. Disponível em: <https://www.elsevier.com/books/algal-culturing-techniques/andersen/978-0-12-088426-1>. Acesso em: 12 out. 2021.

WETZEL, R. **Limnology**. Dept of Botany and Plant Pathology, Purdue University: Academic Press 3rd, 2001. 2001. Disponível em: <https://www.elsevier.com/books/limnology/wetzel/978-0-08-057439-4>. Acesso em: 22 set. 2021.

WHO. **Guidelines for the Safe Use of Wastewater Excreta and Greywater**. Geneva: World Health Organization, 2006. 2006. (Wastewater and excreta use in aquaculture). v. 1. Disponível em: www.who.int/water_sanitation_health/wastewater/. Acesso em: 10 out. 2021.

WHO/UNICEF. **Progress on drinking water, sanitation and hygiene 2000–2017**. New York: United Nations Children’s Fund (UNICEF) and World Health Organization, 2019. Disponível em: <https://www.unicef.org/reports/progress-on-drinking-water-sanitation-and-hygiene-2019>. Acesso em: 16 set. 2021.

WHO/UNICEF. **Progress on Sanitation and Drinking Water, Sanitation and Hygiene**. [S. l.]: World Health Organisation/United Nations Children’s Fund, 2015. Disponível em: <https://www.unicef.org/reports/progress-sanitation-and-drinking-water>. Acesso em: 16 set. 2021.

WOLDEYOHANES, T.; KUHN, A.; HECKELEI, T.; DUGUMA, L. Modeling non-cooperative water use in river basins. **Sustainability (Switzerland)**, [s. l.], v. 13, n. 15, 2021.

WU, Y.-H.; ZHU, S.-F.; YU, Y.; SHI, X.-J.; WU, G.-X.; HU, H.-Y. Mixed cultivation as an effective approach to enhance microalgal biomass and triacylglycerol production in domestic secondary effluent. **Chemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 328, p. 665–672, 2017.

WUANG, S. C.; KHIN, M. C.; CHUA, P. Q. D.; LUO, Y. D. Use of *Spirulina* biomass produced from treatment of aquaculture wastewater as agricultural fertilizers. **Algal Research**, [s. l.], v. 15, p. 59–64, 2016.

WWAP. **World Water Assessment Programme**. [S. l.: s. n.], 2020. Disponível em: <https://en.unesco.org/wwap>. Acesso em: 1 out. 2021.

XIONG, W.; LI, X.; XIANG, J.; WU, Q. High-density fermentation of microalga *Chlorella protothecoides* in bioreactor for microbio-diesel production. **Applied Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 78, n. 1, p. 29–36, 2008.

XU, X.; GU, X.; WANG, Zhongyang; SHATNER, W.; WANG, Zhenjun. Progress, challenges and solutions of research on photosynthetic carbon sequestration efficiency of microalgae. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 110, n. C, p. 65–82, 2019.

YAN, R.; DU, Z.; ZHANG, Z.; ZENG, Q.; CHU, J. Carbon metabolism and energy conversion of *Synechococcus* sp. PCC 7942 under mixotrophic conditions: Comparison with photoautotrophic condition. **Journal of Applied Phycology - J APPL PHYCOL**, [s. l.], v. 24, 2011.

YAQOUBNEJAD, P.; RAD, H. A.; TAGHAVIJELOUDAR, M. Development a novel hexagonal airlift flat plate photobioreactor for the improvement of microalgae growth that simultaneously enhance CO₂ bio-fixation and wastewater treatment. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 298, p. 113482, 2021.

YEO, U.; LEE, I.; SEO, I.; KIM, R. Identification of the key structural parameters for the design of a large-scale PBR. **Biosystems Engineering**, [s. l.], v. 171, p. 165–178, 2018.

ZHANG, B.; LI, W.; GUO, Y.; ZHANG, Z.; SHI, W.; CUI, F.; LENS, P. N. L.; TAY, J. H. Microalgal-bacterial consortia: From interspecies interactions to biotechnological applications. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 118, p. 109563, 2020.

ZHOU, W.; WANG, J.; CHEN, P.; JI, C.; KANG, Q.; LU, B.; LI, K.; LIU, J.; RUAN, R. Bio-mitigation of carbon dioxide using microalgal systems: Advances and perspectives. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 76, p. 1163–1175, 2017.

APÊNDICE A – TESTE DE JARROS

O teste de jarros consiste na aplicação de uma faixa de concentrações do coagulante selecionado a fim de achar a menor concentração e não desperdiçar o efluente utilizado. Dessa forma, o teste foi realizado em béqueres de 500 ml testando as dosagens de 50 a 250 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG para ambos os efluentes separadamente. Foi mantido um frasco sem adição de coagulante para o controle do processo.

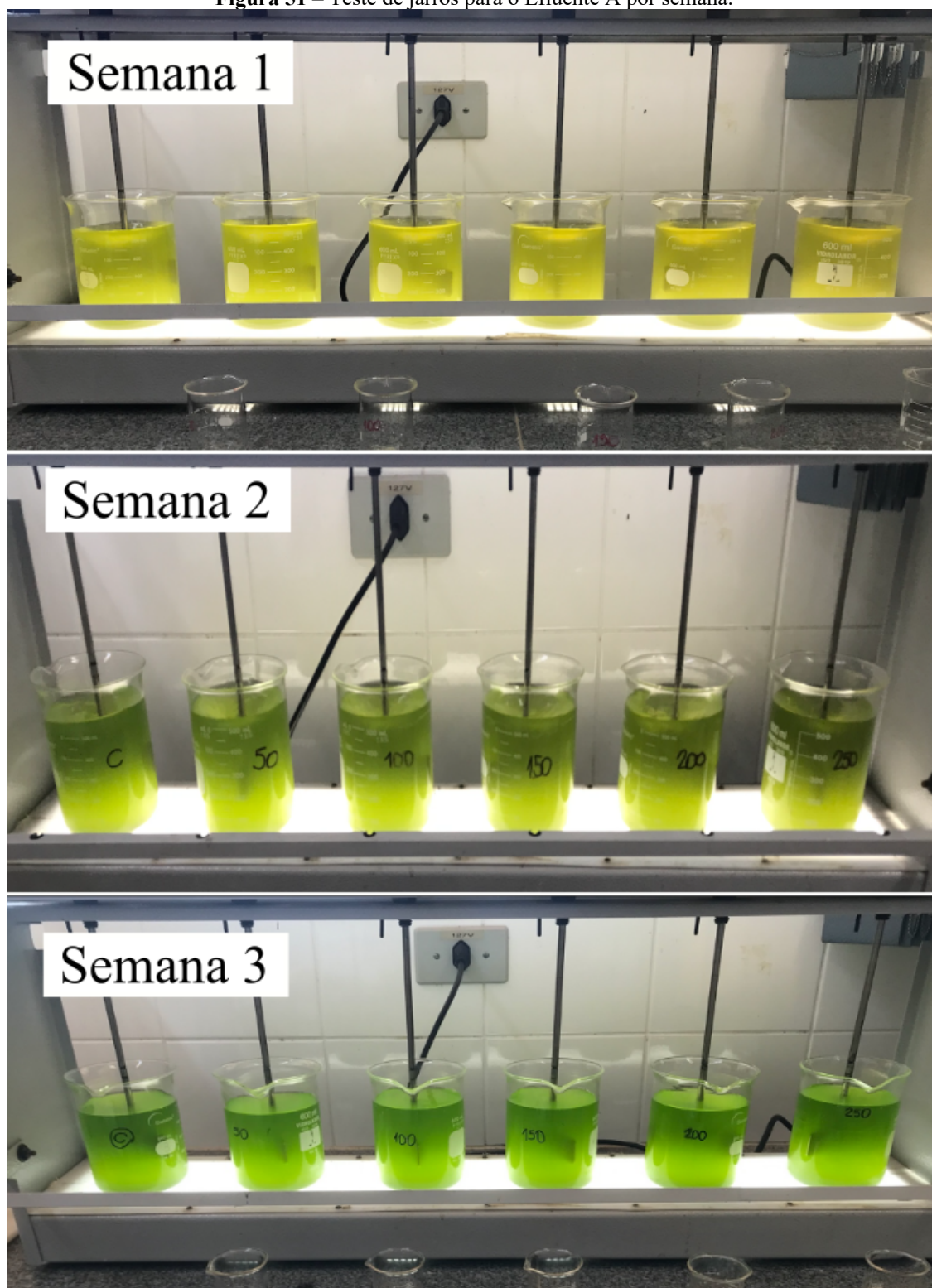
Na Figura 51 estão apresentados os frascos do efluente A para cada semana estudada antes da adição do coagulante. Na Figura 52 estão apresentados os frascos do efluente B para cada semana estudada também antes da adição do coagulante.

Após a separação da biomassa microalgal o efluente foi testado para os parâmetros de cor, turbidez, DO₅₄₀, DO₆₈₀ e DO₇₅₀. O ponto de decisão para a melhor concentração selecionado foi a remoção acima de 90% dos parâmetros analisados.

Na Figura 53 estão apresentadas as eficiências de remoção de todos os parâmetros analisados para o Efluente A durante as semanas estudadas. Pode ser observado que para a semana 1 apenas a concentração de 250 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG apresentou eficiência acima de 90% nos parâmetros analisados. Já para a semana 2 apenas 150 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG já foi o suficiente para a remoção de 90%. Para a semana 3 a concentração selecionada foi de 200 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG, apesar do parâmetro cor não ter alcançado os 90% todos os demais alcançaram logo essa concentração foi considerada suficiente para a separação necessária.

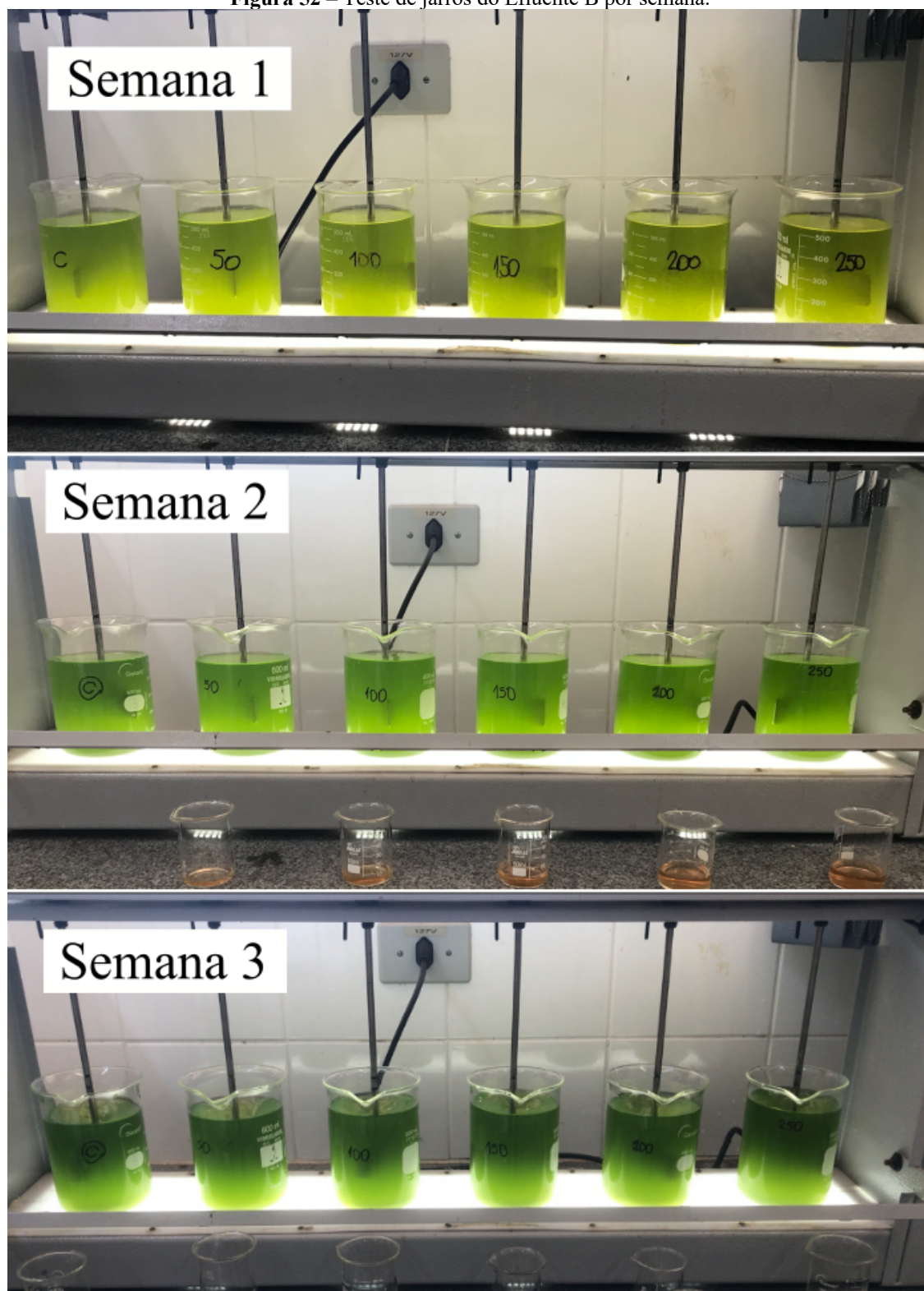
Na Figura 54 estão apresentadas as eficiências de remoção de todos os parâmetros analisados pra o efluente B para as semanas estudadas. Pode ser observado que o comportamento do efluente B ao processo de separação é distinto do efluente A. Nesse caso, para a semana 1 o parâmetro cor foi resistente em praticamente todas as concentrações e apesar de ter atingido acima de 90% apenas na concentração de 250 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG essa obteve apenas 75% de remoção de cor. Dessa forma a concentração selecionada foi a de 100 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG sendo essa a menor concentração que atingiu 90% no maior número de parâmetros. Já para a semana 2 a concentração de 100 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG foi suficiente para atingir remoção de 90% em todos os parâmetros. Na separação do efluente da semana 3 o comportamento foi similar ao da semana 1, a cor também foi um parâmetro que demonstrou resistência, e utilizando o mesmo critério a concentração selecionada foi a de 100 mg.L⁻¹ de Tanfloc SG.

Figura 51 – Teste de jarros para o Efluente A por semana.



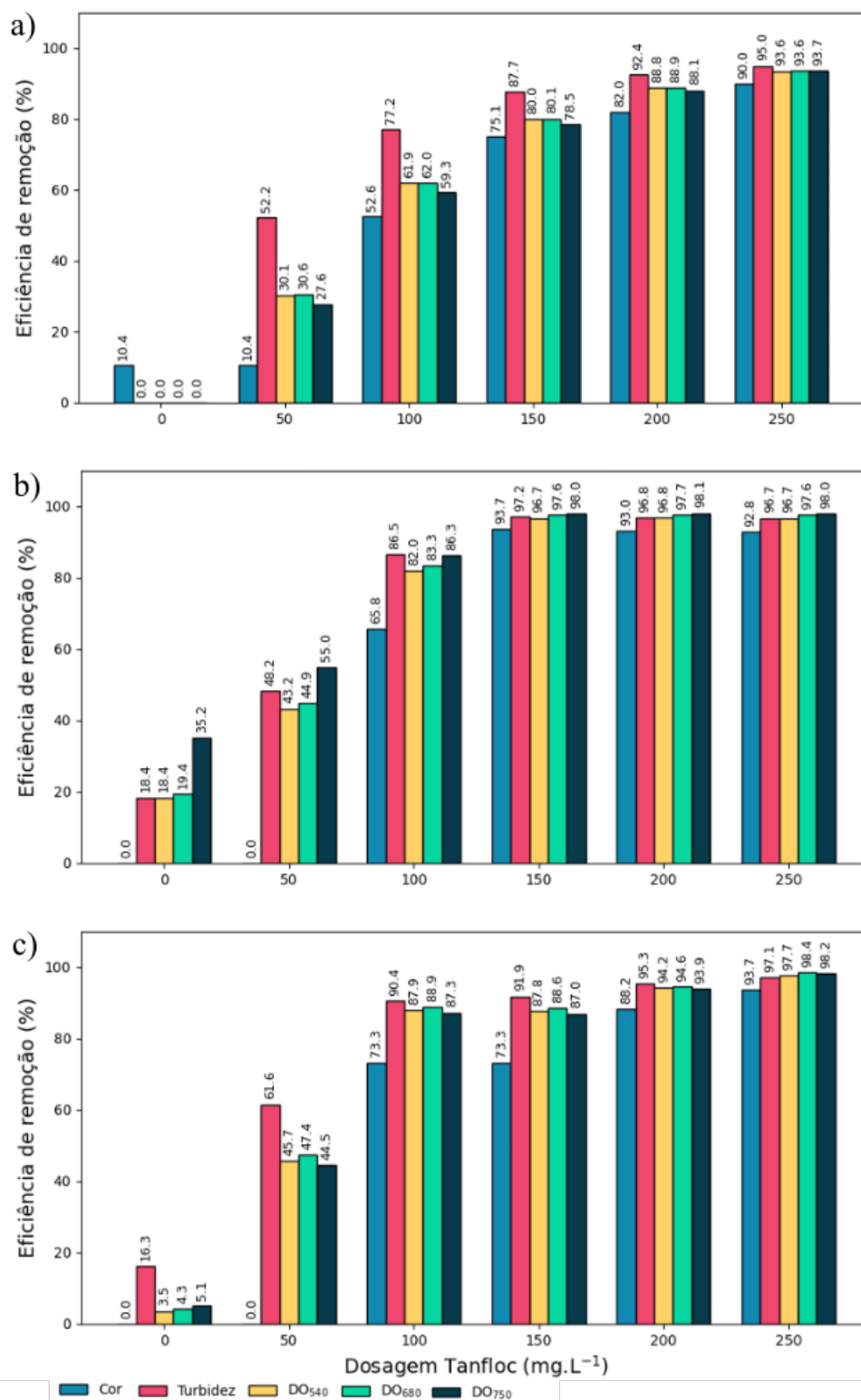
Fonte: Própria autora.

Figura 52 – Teste de jarros do Efluente B por semana.



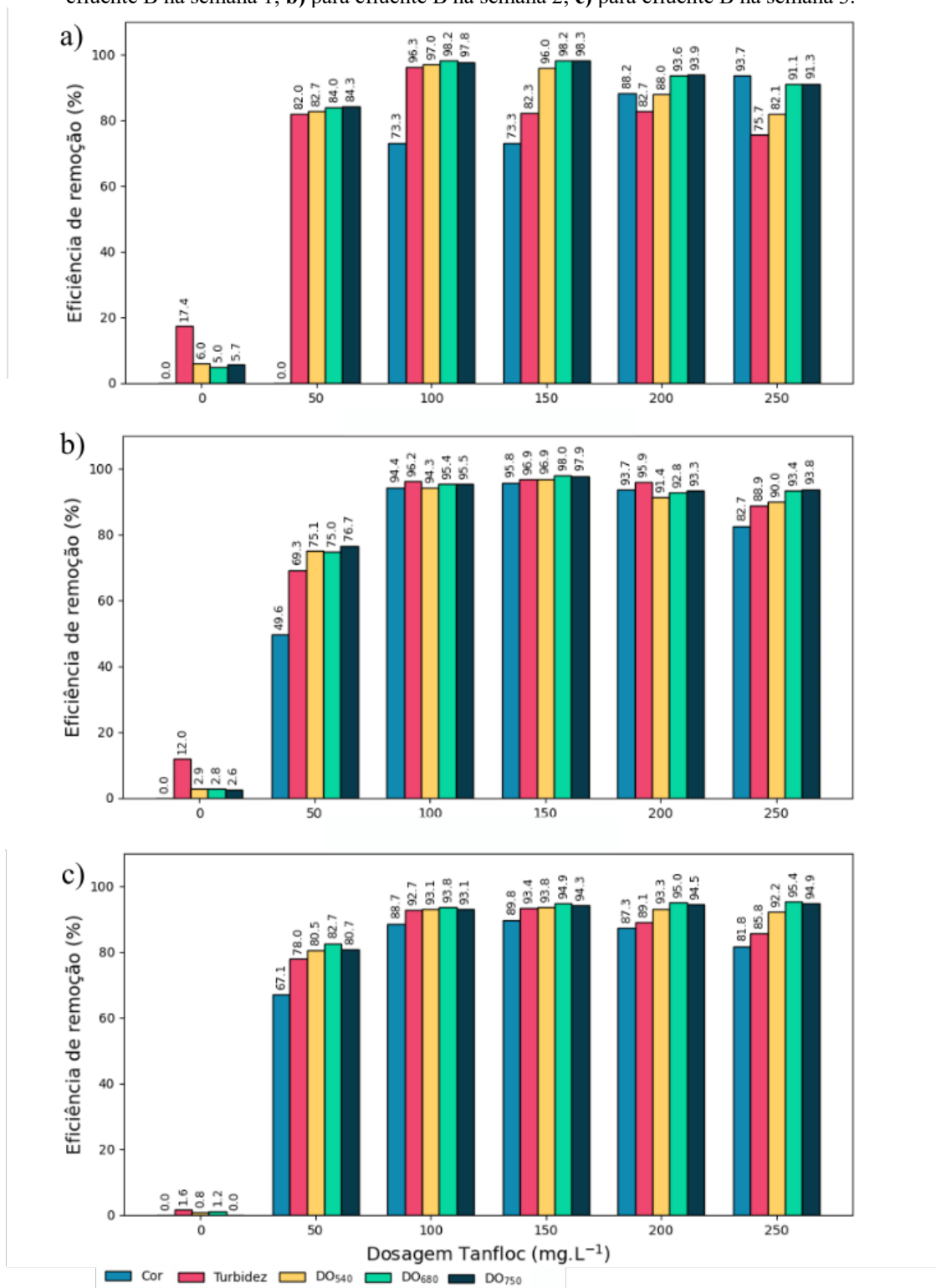
Fonte: Própria autora.

Figura 53 – Eficiências de remoção (%) em função do tempo de sedimentação, sendo: **a)** para efluente A na semana 1; **b)** para efluente A na semana 2; para efluente A na semana 3.



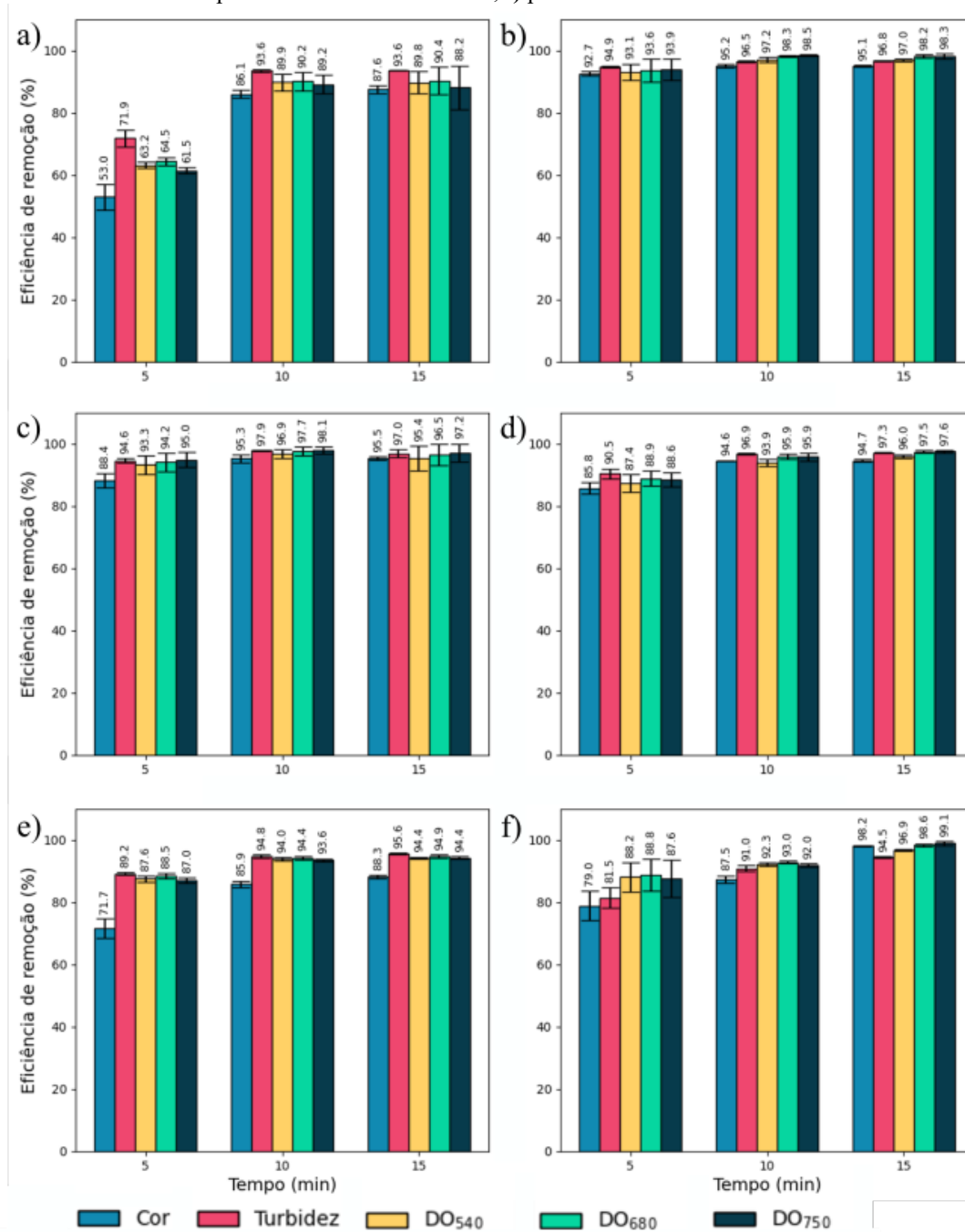
Fonte: Própria autora.

Figura 54 - Eficiências de remoção (%) em função do tempo de sedimentação, sendo: **a)** para efluente B na semana 1; **b)** para efluente B na semana 2; **c)** para efluente B na semana 3.



Fonte: Própria autora.

Figura 55 – Eficiências de remoção (%) em função do tempo de sedimentação, sendo: **a)** para efluente A na semana 1; **b)** para efluente B na semana 1; **c)** para efluente A na semana 2; **d)** para efluente B na semana 2; **e)** para efluente A na semana 3; **f)** para efluente B na semana 3.



Fonte: Própria autora.

APÊNDICE B – ANÁLISES REALIZADAS

- **Análises físico-químicas**

Para a avaliação e acompanhamento nas concentrações dos nutrientes nas amostras foram realizadas análises de começo e fim da batelada nas Etapas 1 e 2. Na Etapa 1 foram realizadas análises de Fósforo Inorgânico (Método colorimétrico com ácido ascórbico – APHA, 2012) e Nitrogênio Total Kjeldahl (NTK) (KLIPHUIS et al., 2010) nos dias 0, 3 e 6. Na Etapa 2 essas análises foram realizadas nos dias 0 e 7 do experimento, incluindo análises de Nitrito e Nitrato.

Na Etapa 1 foram realizadas análises de Sólidos em Suspensão Totais no início, meio e fim. Na Etapa 2 a série de sólidos foi realizada diariamente seguindo a metodologia de APHA, 2012. Em ambas as etapas a determinação de pH foi realizada diariamente, já a alcalinidade foi determinada em dias alternados.

- **Clorofila-*a***

A análise de clorofila *a* foi realizada em ambas as etapas com a metodologia de extração com acetona segundo APHA (2012) nos dias 0, 3 e 7. As amostras eram filtradas no dia de coleta em membrana de fibra de vidro GF/F Ø 0,7µm, em sala escura e armazenada em freezer a -4 °C. No dia da análise a membrana foi dissolvida em 10 ml de acetona 90% e acondicionada na geladeira por no mínimo 2h, posteriormente a amostra foi colocada na centrífuga em 3000 rpm por 10 minutos.

A leitura era realizada por meio de um Espectrofotômetro NANOCOLOR UV/VIS II nos comprimentos de onda de 664 e 750 nm, em seguida as amostras eram acidificadas com ácido clorídrico 2% e lidas nos comprimentos de onda 665 e 750 nm.

Os valores de concentração de clorofila *a* são obtidos pela seguinte equação:

$$Cl\ a = \frac{26,7 \times (664c - 665c) \times V1}{V2 \times L}$$

Onde:

664c: subtração da absorbância obtida em 664nm e 750nm;

665c: subtração da absorbância obtida em 664nm e 750nm;

V1: volume da acetona;

V2: volume do filtrado da amostra;

L: caminho óptico da cubeta (1 cm).

- **Densidade Óptica**

As leituras de Densidade Óptica (DO) foram realizadas em função dos comprimentos de onda de 540 nm, em que as algas dispersam a luz emitida pelo aparelho, de 682 nm, em que há dispersão e absorção pela clorofila *a*, e de 750 nm, no qual há absorção máxima pelas algas.

- **Taxa de crescimento específico (d^{-1})**

A taxa de crescimento específico geral determina qual é o crescimento em um determinado período de tempo e é definida pela seguinte equação:

$$\mu = \frac{(\ln \frac{X_f}{X_i})}{(t_f - t_i)}$$

Onde,

μ = taxa de crescimento (d^{-1});

X_i = densidade celular no tempo t_i (cel.ml $^{-1}$);

X_f = densidade celular no tempo t_f (cel.ml $^{-1}$).

- **Produtividade celular (cel.ml $^{-1}d^{-1}$)**

A produtividade celular foi calculada pela seguinte equação:

$$P = \frac{(X_f - X_i)}{(t_f - t_i)}$$

Onde,

P = Produtividade celular (cel.ml $^{-1}d^{-1}$);

X_i = densidade celular no tempo t_i (cel.ml $^{-1}$);

X_f = densidade celular no tempo t_f (cel.ml $^{-1}$).

- **Análise Microbiológica**

Em ambos as etapas foram realizadas análises em dias alternados para a determinação de coliformes (total e *Escherichia coli*) nas amostras. Para tal, foi utilizadas uma solução Salina Tamponada com Fosfato – PBS até a diluição decimal de 10^{-3} . Da diluição foi utilizado o volume de 1 ml em placas de petri descartáveis e estéreis pelo método de Pour Plate (APHA, 2017), utilizando meio de cultura Cromocult Coliform Agar (Merck KGaA, Germany).

Todas as placas foram incubadas em estufa a 30 °C por 24h, no escuro, após o período de incubação as colônias de coliformes foram contadas e multiplicadas pelo fator de diluição. Os resultados foram expressos como logaritmo natural de unidades formadoras de colônias por volume ($\log \text{UFC.mL}^{-1}$).

APÊNDICE C – SÉRIE TEMPORAL DE TEMPERATURA

Figura 56 – Série temporal da temperatura média, máxima e mínima durante a Etapa1.

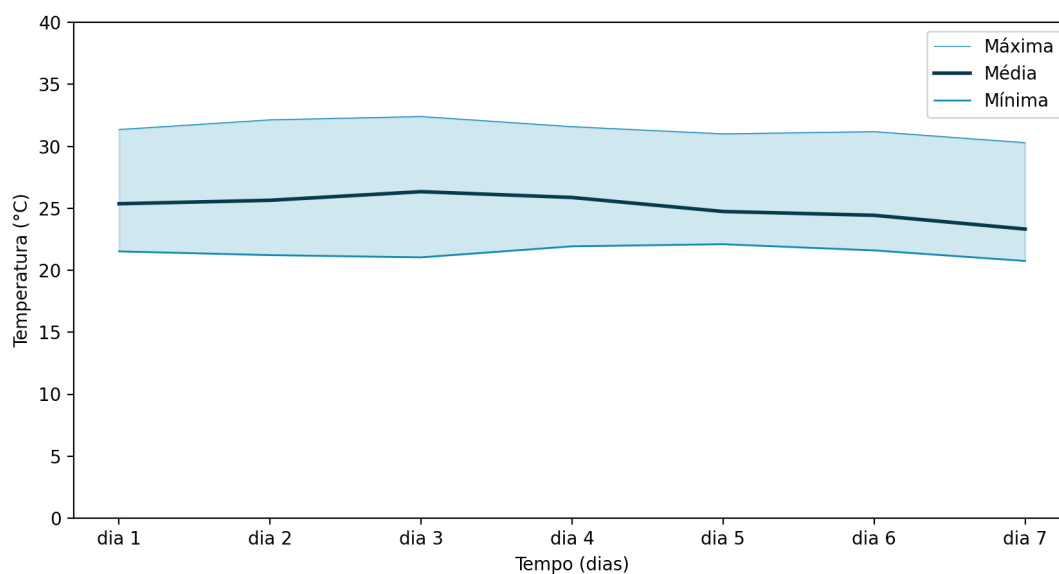


Figura 57 – Série temporal de temperatura média, máxima e mínima durante a semana 1 da Etapa 2.

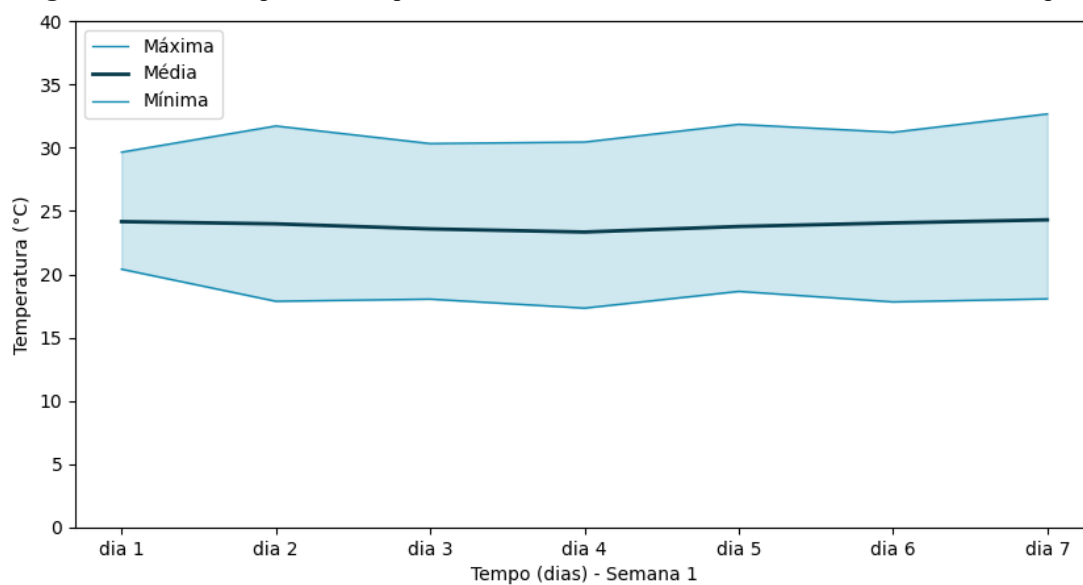
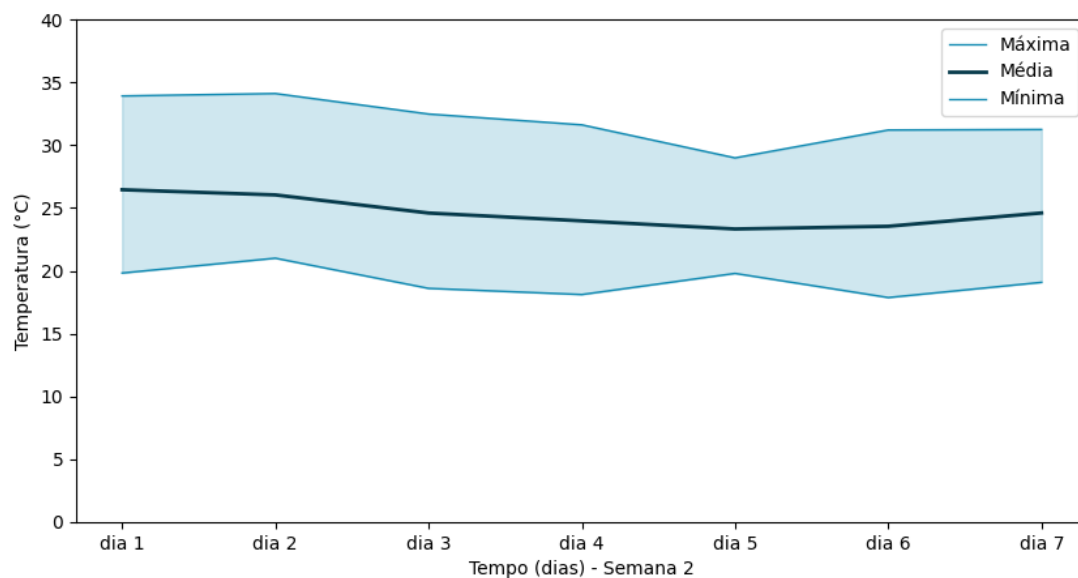


Figura 58 – Série temporal de temperatura média, máxima e mínima durante a semana 2 da Etapa 2.**Figura 59** – Série temporal de temperatura média, máxima e mínima durante a semana 3 da Etapa 2.