



UFBA

UNIVERSIDADE FEDERAL DA BAHIA
ESCOLA POLITÉCNICA
PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM
ENGENHARIA INDUSTRIAL - PEI

DOUTORADO EM ENGENHARIA INDUSTRIAL

ISADORA MACHADO MARQUES

Uso de biomassa de microalgas e cianobactérias
cultivadas em águas residuais de avicultura como
potencial energético na produção de biodiesel e
amônia como transportadora de hidrogênio



SALVADOR
2025



UNIVERSIDADE FEDERAL DA BAHIA
ESCOLA POLITÉCNICA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA
INDUSTRIAL - PEI

ISADORA MACHADO MARQUES

**USO DE BIOMASSA DE MICROALGAS E CIANOBACTÉRIAS
CULTIVADAS EM ÁGUAS RESIDUAIS DE AVICULTURA COMO
POTENCIAL ENERGÉTICO NA PRODUÇÃO DE BIODIESEL E
AMÔNIA COMO TRANSPORTADORA DE HIDROGÊNIO**

Salvador

2025



UNIVERSIDADE FEDERAL DA BAHIA
ESCOLA POLITÉCNICA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA
INDUSTRIAL - PEI

ISADORA MACHADO MARQUES

**USO DE BIOMASSA DE MICROALGAS E CIANOBACTÉRIAS
CULTIVADAS EM ÁGUAS RESIDUAIS DE AVICULTURA COMO
POTENCIAL ENERGÉTICO NA PRODUÇÃO DE BIODIESEL E
AMÔNIA COMO TRANSPORTADORA DE HIDROGÊNIO**

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Engenharia Industrial (PEI/UFBA), Escola politécnica da Universidade Federal da Bahia, como requisito para obtenção do grau de Doutora em Engenharia Industrial.

Orientador: Dr. Emerson Andrade Sales

Co-Orientador: Dr. Ícaro Thiago Andrade Moreira

Salvador

2025

M357 Marques, Isadora Machado. Uso de biomassa de microalgas e cianobactérias cultivadas em águas residuais de avicultura como potencial energético na produção de biodiesel e amônia como transportadora de hidrogênio / Isadora Machado Marques. – Salvador, 2025. 112f.: il. color. Orientador: Prof. Dr. Emerson Andrade Sales. Coorientador: Prof. Dr. Ícaro Thiago Andrade Moreira. Tese (doutorado) – Curso de Pós-Graduação em Engenharia Industrial, Escola Politécnica, Universidade Federal da Bahia, 2025. 1. Energia de biomassa. 2. Águas residuais. 3. Biorrefinaria. 4. Cianobactérias. 5. Microalgas. I. Sales, Emerson Andrade. II. Moreira, Ícaro Thiago Andrade. III. Universidade Federal da Bahia. IV. Título. CDD: 579.

M357 Marques, Isadora Machado.

Uso de biomassa de microalgas e cianobactérias cultivadas em águas residuais de avicultura como potencial energético na produção de biodiesel e amônia como transportadora de hidrogênio / Isadora Machado Marques. – Salvador, 2025.

112f.: il. color.

Orientador: Prof. Dr. Emerson Andrade Sales.

Coorientador: Prof. Dr. Ícaro Thiago Andrade Moreira.

Tese (doutorado) – Curso de Pós-Graduação em Engenharia Industrial, Escola Politécnica, Universidade Federal da Bahia, 2025.

1. Energia de biomassa. 2. Águas residuais. 3. Biorrefinaria. 4. Cianobactérias. 5. Microalgas. I. Sales, Emerson Andrade. II. Moreira, Ícaro Thiago Andrade. III. Universidade Federal da Bahia. IV. Título.

CDD: 579.8

Fichacatalográfica elaborada pela Biblioteca Bernadete Sinay Neves, Escola Politécnica – UFBA

**USO DE BIOMASSA DE MICROALGAS E CIANOBACTÉRIAS CULTIVADAS EM
ÁGUAS RESIDUAIS DE AVICULTURA COMO POTENCIAL ENERGÉTICO NA
PRODUÇÃO DE BIODIESEL E AMÔNIA COMO TRANSPORTADORA DE
HIDROGÊNIO**

ISADORA MACHADO MARQUES

Tese submetida ao corpo docente do programa de pós-graduação em Engenharia Industrial da Universidade Federal da Bahia como parte dos requisitos necessários para a obtenção do grau de doutor em Engenharia Industrial.

Examinada por:

Prof. Dr. Diego Lima Medeiros



Doutor em Engenharia Industrial, pela Universidade Federal da Bahia, Brasil, 2019

Profa. Dra. Adriana Costa Ferreira

 Documento assinado digitalmente
ADRIANA COSTA FERREIRA
Data: 19/11/2025 16:21:38-0300
Verifique em <https://validar.itd.gov.br>

Doutora em Química, pela Universidade Federal da Bahia, Brasil, 2003

Documento assinado digitalmente
 CONSUELO LIMA NAVARRO DE ANDRADE
Data: 25/11/2025 10:29:24-0300
Verifique em <https://validar.itd.gov.br>

Profa. Dra. Consuelo Lima Navarro de Andrade

Doutora em Geologia, pela Universidade Federal da Bahia, Brasil, 2015

Profa. Dra. Claudia Yolanda Reyes



Doutora em Geologia ambiental e recursos hídricos, pela Universidade Federal da Bahia, Brasil, 2015

Salvador, BA - BRASIL
Fevereiro/2025

Asunto: Assinatura para aprobación TESE_Isadora Machado UFBA
Motivo: Requisito como par evaluador de la tesis doctoral de Isadora Machado.
Fecha firma: 26/11/2025
Correo electrónico: chemiyores@yahoo.com
Nombre de usuario: CLAUDIA YOLANDA REYES
ID transacción: 5eb64139-194a-4ad0-9b95-a1efa8c1404f



A

Viliane, minha mãe, que me ensinou a ser guerreira e gentil.
Eric, Jana, Luan e Gael, minha família, que acolhem e ensinam
sobre a generosidade, bondade e amor.
Dedico também a filosofia e aos amigos, que me ajudam a ser
melhor a cada dia e a caminhar em direção a bondade, verdade,
justiça, beleza e sabedoria.

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – código de financiamento 001. Esta Pesquisa teve apoio do Projeto MAI/DAI do CNQp 2020 e em parceria com as empresas Gujão Alimentos e OS2 Engenharia e consultoria.

Gostaria de agradecer ao grupo de pesquisa que participei nesses 10 anos de carreira. Todos os alunos que passaram e permanecem até hoje foram muito importantes para a realização desse trabalho, afinal não fazemos nada sozinho e todos tem a contribuir com seus conhecimentos, ideias, esforço, trabalho, determinação e boa vontade. Quero agradecer em particular aos alunos: Katerine Ñañez, Pedro Chagas, Giovanna Correia, Giovanna Andrade, Douglas, Cristian, Naiara, Aline e Rita de Cássia, pela grande ajuda, união, carinho, atenção e por terem tentado de tudo até conseguir solucionar os problemas que, muitas vezes, aparecem na pesquisa. E tudo isso com um sorriso no rosto querendo ajudar de coração. Sou grata a todos vocês e desejo muito sucesso nessa caminhada. Gostaria de agradecer imensamente a Adna Caroline, que esteve nessa pesquisa com microalgas desde o inicio (2014), permanecendo firme, se dedicando e ajudando a construir um grupo de pesquisa de peso.

Gostaria de agradecer aos professores e orientadores Emerson Andrade Sales e Ícaro Thiago Andrade Moreira pelas orientações dadas ao longo do trabalho. Estendo meus agradecimentos para a banca examinadora desse trabalho, os professores Diego Medeiros, Adriana Ferreira, Claudia Reyes e Consuelo Andrade, pela paciência, atenção e por todos as correções realizadas as quais aprendi muito e sou grata pela melhoria deste trabalho. Agradeço também os profissionais do laboratório LEPETRO, a Sara, Jorginho, Juci, Gean e Regina, que auxiliaram nas melhores metodologias e equipamentos para a realização das análises necessárias para esta pesquisa.

Gostaria de agradecer imensamente a minha amiga Raiany Santos, pelo apoio e amizade de sempre estar incentivando a continuar os trabalhos, mesmo quando tudo parece perdido ou desesperador. E agradecer a minha família por aguentar junto comigo essa loucura (boa) que é fazer pesquisa e ciência nesse país.

Por fim, gostaria de incentivar caro leitor, a seguir adiante com seus sonhos, mesmo que tudo pareça não dar certo ou a falta de resultados depois de tanto tempo tentando, acabe desmotivando, não desista! Se precisar: mude a rota, mas não desista. Porque só depende de cada um de nós realizar o que planejamentos ao longo da nossa vida. Além disso, independente da situação que estiver, tente sempre ajudar ao próximo, pois ele também tem histórias, sonhos e vontade para seguir. Ajudar e dividir não significa subtrair e sim multiplicar ! Faça de coração aberto e verá que o mundo se abrirá diante dos seus olhos com muitas oportunidades grandiosas. A vida é para ser vivida.

“O amor pela sabedoria é um motor que impulsiona o ser humano a buscar, a reler o que já sabe e a revisar a si mesmo constantemente”

Délia Steinberg Guzmán

RESUMO

A amônia é mundialmente usada como fertilizante, mas sua aplicação como transportadora de hidrogênio tem crescido atualmente. A capacidade de armazenar hidrogênio em 17,7% de peso (corresponde a 120 g/L) superior ao metanol (com 12,5%). Determinadas biomassas de microrganismos tem a capacidade de produzir amônia a partir da gaseificação. A vantagem é que esses microrganismos podem crescer em águas residuais realizando o duplo papel no tratamento de efluentes agroindustriais e geração de biomassa. Assim, o objetivo deste trabalho consiste em avaliar o cultivo da microalga *Desmodesmus sp.* e a cianobactéria *Brasilonema sp.* em águas residuais de avicultura com dupla finalidade na remoção de nutrientes, nitrogênio e fósforo, como uma das etapas industriais no tratamento de efluente e reaproveitamento da biomassa com potencial geração de amônia e biodiesel. Os microrganismos foram propagados em fotobiorreatores cilíndricos de borosilicato de 3 litros. O crescimento da microalga e cianobactéria foi realizado através da extração da clorofila (a) pelo método de suspensão por solvente (SSM). O crescimento bactérico foi monitorado pela técnica de plaqueamento por microgotas. A caracterização da água residual foi realizada para determinar nitrogênio através da cromatografia de íons, fósforo e a demanda química de oxigênio através da leitura em espectrofotômetro e os metais pelo ICP OES. A biomassa foi coletada e caracterizada quanto a composição de carbono, nitrogênio, oxigênio, hidrogênio e enxofre através da análise elementar para simulação no Aspen plus, além da extração de lipídios e transesterificação para avaliar a geração de biodiesel pelo perfil de ácidos graxos. Através da modelagem pelo programa Aspen Plus, a maior geração de biomassa foi obtida pela microalga *Desmodesmus sp.* cultivada em água residual de avicultura (PW) com produção de 1000 kg/h. A menor produção foi obtida da cianobactéria *Brasilonema sp.* cultivada em meio de cultura BBM (CM), com 196,37 kg/h. A maior produção de amônia líquida obtida foi da biomassa da cianobactéria *Brasilonema sp.* (PW) com 107,81 kg/h, seguida da microalga *Desmodesmus sp.* (CM) com 106,92 kg/h. A *Desmodesmus sp.* (PW) apresentou maior teor de lipídios (23%) e proteínas (42%) com maior biofixação de CO₂ (0,342gCO₂/L.d), reduzindo as emissões de gases de efeito estufa, além disso apresentou proporções ideais dos ácidos graxos palmitato (53,73% - C16:0) e oleato (8,75% - C18:1), melhorando a qualidade do biodiesel com alto índice de cetano e alta estabilidade oxidativa. Foi observado que para a geração de hidrogênio a melhor biomassa foi da microalga *Desmodesmus sp.* cultivada em água residual avícola, entretanto para a produção de amônia, a melhor espécie foi *Brasilonema sp.* cultivada em águas residuais, proporcionando maior sustentabilidade ao processo. O modelo de fluxo de caixa descontado indicou que o uso de águas residuais para geração de amônia e biodiesel reduz os custos operacionais em aproximadamente US\$ 632.041,30 com payback de 4 anos de retorno dos investimentos. Dessa forma, o presente estudo confirma e amplia as evidências sobre o potencial de microalgas e cianobactérias como plataformas biotecnológicas multifuncionais, integrando o tratamento de resíduos à geração de energia limpa e sustentável.

Palavras-Chave: Bioenergia, águas residuais, biorrefinaria, bioproductos e cianobactérias

ABSTRACT

Ammonia is used worldwide as a fertilizer, but its application as a hydrogen carrier has recently grown. It has the capacity to store hydrogen at 17.7% by weight (corresponding to 120 g/L), superior to methanol (12.5%). Certain microbial biomasses have the capacity to produce ammonia from gasification. The advantage is that these microorganisms can grow in wastewater, performing a dual role in the treatment of agro-industrial effluents and biomass generation. Thus, the objective of this work is to evaluate the cultivation of the microalga *Desmodesmus* sp. and the cyanobacterium *Brasilonema* sp. in poultry wastewater for the dual purpose of removing nutrients, nitrogen and phosphorus, as one of the industrial steps in effluent treatment and biomass reuse with potential generation of ammonia and biodiesel. The microorganisms were propagated in 3-liter borosilicate cylindrical photobioreactors. The growth of the microalga and cyanobacterium was monitored by chlorophyll (a) extraction using the solvent suspension method (SSM). Bacterial growth was monitored by the microdroplet plating technique. Wastewater characterization was performed to determine nitrogen by ion chromatography, phosphorus and chemical oxygen demand by spectrophotometer reading, and metals by ICP OES. The biomass was collected and characterized for carbon, nitrogen, oxygen, hydrogen, and sulfur composition through elemental analysis for simulation in Aspen Plus, in addition to lipid extraction and transesterification to evaluate biodiesel generation by fatty acid profile. Through modeling using the Aspen Plus program, the highest biomass generation was obtained from the microalga *Desmodesmus* sp. cultivated in poultry wastewater (PW) with a production of 1000 kg/h. The lowest production was obtained from the cyanobacterium *Brasilonema* sp. cultivated in BBM culture medium (CM), with 196.37 kg/h. The highest production of liquid ammonia was obtained from the biomass of the cyanobacterium *Brasilonema* sp. (PW) with 107.81 kg/h, followed by the microalga *Desmodesmus* sp. (CM) with 106.92 kg/h. *Desmodesmus* sp. (PW) showed a higher lipid content (23%) and protein content (42%) with greater CO₂ biofixation (0.342 gCO₂/L.d), reducing greenhouse gas emissions. Furthermore, it presented ideal proportions of the fatty acids palmitate (53.73% - C16:0) and oleate (8.75% - C18:1), improving the quality of biodiesel with a high cetane index and high oxidative stability. It was observed that for hydrogen generation, the best biomass was from the microalga *Desmodesmus* sp. cultivated in poultry wastewater, however, for ammonia production, the best species was *Brasilonema* sp. cultivated in wastewater, providing greater sustainability to the process. The discounted cash flow model indicated that the use of wastewater for ammonia and biodiesel generation reduces operational costs by approximately US\$ 632,041.30 with a payback period of 4 years for return on investment. Thus, this study confirms and expands the evidence on the potential of microalgae and cyanobacteria as multifunctional biotechnological platforms, integrating waste treatment with the generation of clean and sustainable energy.

Keywords: Bioenergy, wastewater, biorefinery, bioproducts and cyanobacteria.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Processo de geração de efluente em cada etapa no abate de aves em uma indústria de abate.....	20
Figura 2 - Fluxograma do sistema usual utilizado para o tratamento de água residual de abatedouro de aves	25
Figura 3 - Mecanismos de fotorremediação intracelular e extracelular utilizados por microalgas e cianobactérias.....	29
Figura 4 - Ilustração dos compostos encontrados na biomassa de microalgas e cianobactérias após cultivo em águas residuais e alguns do bioproductos que podem ser gerados: biodiesel, biofertilizante, bioplástico e biohidrogênio	31
Figura 5 - Unidades de tratamento na estação de tratamento de efluente da Gujão Alimentos e os pontos de coleta da água residual de avicultura	43
Figura 6 - Sistema de cultivo de microalgas e cianobactérias para pré-seleção de cepas com melhor desenvolvimento, adaptação e crescimento em águas residuais avícolas. O cultivo das cepas em meio de cultura representa o grupo controle	44
Figura 7 - Crescimento de microalgas e cianobactérias, através do pigmento clorofila, propagadas em água residual avícola como pré-experimento para seleção de cepas potenciais para o uso no tratamento de efluentes	45
Figura 8 - Fluxograma detalhado do processo de cultivo de microalgas e cianobactérias para geração de biomassa, seguida da decomposição da biomassa por gaseificação e síntese de amônia líquida.....	54
Figura 9 - Seção 1 referente ao cultivo de microrganismos em fotobioreator para simulação da geração de biomassa em Aspen Plus	56
Figura 10 - A seção 2 é referente a decomposição da biomassa e produção de gás de Síntese	57
Figura 11 - Modelo com a seção 3 da síntese de purificação do hidrogênio e a seção 4 com a síntese da amônia.....	58
Figura 12 - Identificação molecular das bactérias em água residual avícola.....	63
Figura 13 - (a) Crescimento da microalga <i>Desmodesmus</i> sp. em meio de cultivo (CM), em água residual (PW) e bactéria endógena presente em águas residuais avícolas (Bac. D PW). (b) Crescimento da cianobactéria <i>Brasilonema</i> sp. cultivada em água residual avícola (PW)	66
Figura 14 - Taxas de remoção de nutrientes e metais pela microalga e cianobactéria em comparação com a estação de tratamento de efluente da empresa a abate de frango.....	72
Figura 15 - Remoção de nutrientes (nitrato, fosfato e DQO em %) e produção de biomassa (g) pela microalga <i>Desmodesmus</i> sp. cultivada em meio de cultura BBM (D CM), <i>Desmodesmus</i> sp. cultivada em água residual de avicultura (D PW), a cianobactéria <i>Brasilonema</i> sp. cultivada em meio de cultura BBM (B CM), <i>Desmodesmus</i> sp. cultivada em água residual de avicultura (B PW)	73
Figura 16 - Comparação entre a composição do gás de síntese (H ₂ , CO, CO ₂ e CH ₄) deste trabalho de pesquisa com o trabalho experimental de Raheem et al. (2018) e geração de amônia (NH ₃) a partir do trabalho experimental de Zhang et al. (2024). O erro relativo (Er) é apresentado.	81
Figura 17 - Produção dos principais componentes do gás de síntese pela microalga e cianobactéria cultivadas em água residual avícola e meio de cultura.....	85
Figura 18 - Relação entre H ₂ /CO em diferentes relações do fluxo de vapor (S/B), com a microalgas (<i>Desmodesmus</i> sp. (a)) e a cianobactérias (<i>Brasilonema</i> sp. (b)), cultivadas em meio de cultivo (CM) e águas residuais avícolas (PW)	87
Figura 19 - Produção de amônia em diferentes espécies de microalgas (<i>Desmodesmus</i> sp.) e cianobactérias (<i>Brasilonema</i> sp.), cultivadas em meio de cultivo (CM) e águas residuais de avicultura (PW)	88
Figura 20 - Distribuição dos custos de CAPEX e OPEX para o caso 1 (Geração de amônia por biomassa cultivada em águas residuais de aves) e caso 2 (Geração de amônia por biomassa cultivada em meio de cultura enriquecido com nutrientes)	90

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Pesquisas que realizaram a caracterização do efluente de avicultura dos parâmetros físico-químicos em diferentes regiões	23
Tabela 2 - Diferentes espécies de microalgas e cianobactérias com potencial geração de hidrogênio e amônia em diferentes condições	36
Tabela 3 - Parâmetros analisados e suas concentrações em águas residuais de avicultura coletadas na empresa de abate de frango	43
Tabela 4 - Reações envolvidas no sistema de gaseificação até a síntese de amônia	55
Tabela 5 - Descrição dos componentes do simulador ASPEN Plus usados neste trabalho ..	58
Tabela 6 - Concentração inicial e final de nutrientes (nitrato, fosfato e DQO) e porcentagem de remoção de nutrientes pelas e microalgas e cianobactérias em meio de cultura e efluente de avicultura.....	70
Tabela 7 - Remoção de metais pela microalga <i>Desmodesmus</i> sp. e a cianobactéria <i>Brasilonema</i> sp.	71
Tabela 8 - Resultados da concentração de biomassa (g) e seu rendimento (mg L.d ⁻¹). Concentração de proteína (%), lipídio (%), substâncias poliméricas extracelulares (EPS) pela microalga <i>Desmodesmus</i> sp. e cianobactéria <i>Brasilonema</i> sp. cultivadas em meio de cultivo BBM (CM) e água residual de avicultura (PW)	76
Tabela 9 - Resultados da concentração de Ésteres Metílicos de Ácidos Graxos (FAMEs) pela microalga <i>Desmodesmus</i> sp. e cianobactéria <i>Brasilonema</i> sp., cultivadas em meio de cultivo BBM (CM) e água residual de avicultura (PW), comparadas com outras espécies	78
Tabela 10 - Resultados da comparação das propriedades do biodiesel: índice de cetano, viscosidade, estabilidade oxidativa e fluidez a frio para indicação da qualidade, pela microalga <i>Desmodesmus</i> sp. e cianobactéria <i>Brasilonema</i> sp., cultivadas em meio de cultivo BBM (CM) e água residual de avicultura (PW), comparadas com outras espécies já estudadas na literatura.....	79
Tabela 11 – Reações e que ocorrem na biofotólise direta e indireta em microalgas e cianobactérias.....	82
Tabela 12 - Composição da biomassa da microalga <i>Desmodesmus</i> sp. e cianobactéria <i>Brasilonema</i> sp. cultivadas em meio de cultura (CM) e água residual de avicultura (PW), quanto ultimate analysis, proximate analysis e maior poder calorífico (HHV).....	83
Tabela 13 - Distribuição de valores em dólares americanos para despesas de capital (CAPEX), custos operacionais (OPEX), payback, VPL e TIR para os casos 1 (NH3 PW) e 2 (NH3 CM)	91

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	14
2. OBJETIVOS	16
2.1. OBJETIVO GERAL.....	16
3. REVISÃO DA LITERATURA	17
3.1. INDÚSTRIA DE ABATE DE AVES E SEUS RESÍDUOS	17
3.1.1. Características do efluente de avicultura.....	18
3.1.2. Tratamento convencional das águas residuais de avicultura.....	22
3.2. MECANISMOS E TÉCNICAS PARA REMEDIAÇÃO DE EFLUENTE DE AVICULTURA.....	25
3.2.1. Ficorremediação.....	26
3.3. BIORREFINARIA PARA GERAÇÃO DE BIOPRODUTOS	28
3.3.1. Biodiesel.....	30
3.3.2. Amônia como transportadora de hidrogênio	32
3.3.3. Métodos de produção da amônia.....	33
3.3.4. Aspen Plus	35
4. MATERIAIS E MÉTODOS	37
4.1. PRÉ-EXPERIMENTO PARA SELEÇÃO DE CEPAS DE MICROALGAS E CIANOBACTÉRIAS.....	38
4.1.1. Aquisição e propagação das cepas de microalgas e cianobactérias	39
4.1.2. Coleta e caracterização de água residual de avicultura	40
4.1.3. Sistema de cultivo para pré-seleção das cepas.....	42
4.2. EXPERIMENTO COM AS CEPAS SELECIONADAS	43
4.2.1. Sistema de cultivo de microalgas e cianobactérias em águas residuais de avicultura.....	44
4.2.2. Crescimento das microalgas e cianobactérias	45
4.2.3. Identificação molecular das cepas bacterianas	46

4.2.4. Monitoramento do crescimento de bactérias	46
4.3. MÉTODOS ANALÍTICOS EM ÁGUA E BIOMASSA.....	46
4.3.1. Coleta do sobrenadante e secagem da biomassa para análises	47
4.3.2. Análise de metais em água.....	47
4.3.3. Determinação de nitrogênio, fósforo e DQO em água	47
4.3.4. Eficiência de remoção	48
4.3.5. Extração de substâncias poliméricas extracelulares (EPS) em água.....	48
4.3.6. Análise elementar e geração estimada de proteína na biomassa.....	48
4.3.7. Cálculos da biofixação de CO ₂ e poder calorífico.....	49
4.3.8. Extração e quantificação de lipídios.....	49
4.3.9. Transesterificação de lipídios para obtenção do biodiesel	49
4.3.10. Análise estatística	51
4.4. DESENVOLVIMENTO DO MODELO SIMULAÇÃO NO ASPEN PLUS.....	51
4.4.1. Descrição do processo.....	51
4.4.2. Desenvolvimento do modelo no Aspen Plus	53
4.4.3. Validação do modelo	57
4.4.4. Avaliação técnico-econômica	57
4.4.5. Custos de capital e operacionais.....	58
4.4.6. Análise de lucratividade	58
5. RESULTADOS E DISCUSSÕES	60
5.1. IDENTIFICAÇÃO MOLECULAR DAS BACTÉRIAS.....	60
5.2. CRESCIMENTO MICROALGAS E CIANOBACTÉRIAS EM ÁGUA RESIDUAL AVÍCOLA	61
5.3. MECANISMOS DE FICORREMEDIAÇÃO NA REMOÇÃO DE CONTAMINANTES	64
5.3.1. Remoção de nutrientes em água residual avícola	64
5.3.2. Remoção de metais em água residual avícola	68
5.3.3. Biorrefinaria como complemento na remoção de nutrientes e metais....	70
5.4. RENDIMENTO DE BIOMASSA NO EXPERIMENTO E BIOPRODUTOS.....	71
5.4.1. Geração de proteína, lipídios e substâncias poliméricas extracelulares	

(EPS).....	72
5.4.2. Composição de Ésteres Metílicos de Ácidos Graxos (FAMEs).....	75
5.5. GERAÇÃO DE AMÔNIA NO MODELO DESENVOLVIDO NO ASPEN PLUS...	78
5.5.1. Validação do modelo	78
5.6. GERAÇÃO DE BIOMASSA NO ASPEN PLUS E SUA COMPOSIÇÃO QUANTO ANÁLISE ELEMENTAR	79
5.6.1. Geração do gás de síntese e seus componentes	82
5.6.2. Relação entre H₂/CO e Steam/Biomassa.....	83
5.6.3. Eficiência na produção de biomassa e amônia no simulador.....	85
5.7. DESEMPENHO ECONÔMICO	87
6. CONCLUSÃO.....	89
7. REFERÊNCIAS	92

1. INTRODUÇÃO

A amônia é um gás incolor composto pelos elementos químicos nitrogênio e hidrogênio, sendo considerada um dos produtos químicos mais amplamente produzidos no mundo, onde é utilizada como gás refrigerante, produtos de limpeza, fabricação de plásticos, matéria-prima para produção de fertilizante e como transportadora de energia sustentável (BICER *et al.*, 2016; FERNANDEZ, 2024). Segundo Fernandez (2024) a produção global de amônia foi estimada em 150 milhões de toneladas métricas, onde a região com a maior produção foi no leste da Ásia com 64,6 milhões de toneladas. O país que lidera o ranking de produção sozinho é a China com 39 milhões de toneladas de amônia produzida. O Brasil ainda importa produtos nitrogenados como fertilizante de vários países, mas prevê investimento para produzir R\$2,2 milhões de toneladas de amônia a partir de 2030 com o projeto que será realizado principalmente no Ceará (CARVALHO, 2024). Atualmente o Brasil possui quatro unidades de produção de amônia com capacidade para 925 mil toneladas ao ano desde 2021 (UNIGEL, 2021).

A maior parte da produção de amônia é para fertilizante agrícola como fonte de nitrogênio, porém tem ganhado destaque internacional como combustível renovável pela capacidade de transportar hidrogênio, devido a sua facilidade de armazenamento e deslocamento. Comparando com o hidrogênio, a amônia torna-se líquida a -33°C sob pressão atmosférica, já o hidrogênio exige -253°C na mesma pressão. Além disso, já existe infraestrutura utilizada no mundo para transporte de amônia, realizado a partir de navios ou oleodutos, por ter propriedades semelhantes à do gás natural (SALMON e BAÑARES-ALCÁNTARA, 2022). Sua capacidade de armazenamento de hidrogênio é de 17,7% em peso (corresponde a 120 g L⁻¹) sendo superior ao metanol e ao gás de síntese (SUN *et al.*, 2022).

O processo mais utilizado na produção de amônia é Haber-Bosch, desenvolvido em 1913, e consiste na extração de nitrogênio (N₂) do ar por separação e hidrogênio (H₂) da água por eletrólise. Apesar da amônia poder ser produzida a partir de fontes de energias renováveis como solar e eólica (YU *et al.*, 2022), em termos de recursos convencionais, a reforma a vapor do gás natural ainda é a principal matéria-prima para produzir hidrogênio no mundo e pode ser usado para fazer a síntese da amônia. Segundo Gilbert e Thornley (2010) a produção de amônia consome cerca de 1,2% de energia total global e contribui com 0,93% de emissões dos gases de efeito estufa (GILBERT e THORNLEY, 2010).

Entre os recursos renováveis que podem ser utilizados, a gaseificação de biomassa é um dos métodos atrativos para gerar NH₃ por ser uma tecnologia de baixo custo com baixa emissão de CO₂. A gaseificação ocorre através da reação de oxidação parcial que gera gases

combustíveis de interesse (CO e H₂). Esse processo pode tornar o sistema mais eficiente e bem estabelecido por converter a biomassa em gás de síntese rico em compostos que podem gerar energia para o sistema, como o reaproveitamento do metano (CH₄) (RUBINSIN *et al.*, 2024).

A biomassa de microalgas e cianobactérias recebem maior atenção no processo de gaseificação por serem produzidas em ambientes residuais, como águas residuais municipais e industriais, sem competir por espaços ou alimento (como plantações em solo) e através da fotossíntese, são biofixadoras do dióxido de carbono (CO₂) capturando o que for emitido pelo processo de gaseificação para gerar mais biomassa (MARQUES *et al.*, 2021; ÑAÑEZ *et al.*, 2024). Além disso, a biomassa de microalgas apresenta maior poder calorífico (HHV), como fonte de energia, entre 18,37 MJ/kg a 21,80 MJ/kg (*Chlorella* sp.) (RAMIREZ *et al.*, 2024), 22,3 MJ/kg (*Spirulina*) e 15,1 MJ kg⁻¹ (*N. oculata*) em comparação com outras biomassas já relatadas como folha de palmeira (18,1 MJ/kg), palha de milho (17,63 MJ/kg), bagaço de cana (18,07 MJ/kg) e casca de arroz (14,6 MJ/kg a 15,84 MJ/kg) (ADNAN e HOSSAIN, 2018; RAMIREZ *et al.*, 2024).

O Aspen plus é uma importante ferramenta de pesquisa e proporciona uma simulação da gaseificação de biomassa e seu rendimento na produção de amônia, visto que investigações experimentais exigem investimentos altos e equipamentos adequados, além de consumir um relativo tempo. Uma pesquisa utilizou a gaseificação da biomassa de microalgas de *Nannochloropsis oculata*, *Fucus serratus* e *Scenedesmus almeriensis* por Aspen Plus para produção de hidrogênio, constatando um rendimento alto de H₂ no gás de síntese pela microalga *S. almeriensis* (ADNAN e HOSSAIN, 2018), outra investigação utilizou biomassa de *Chlorella vulgaris* e lodo industrial com aumento de 24% para 32% de H₂ (usando vapor como agente gaseificante) (ZHANG *et al.*, 2024). Entretanto, poucos trabalhos têm investigado sobre a geração de amônia por gaseificação de biomassa como relatado por Liu *et al.* (2021), que utilizou a biomassa da *Nannochloropsis oculata* com aumento da eficiência energética em 42,62% e menor consumo de energia por tonelada de amônia produzida de 48,79 GJ/t.

A vantagem do uso desses microrganismos é o potencial de crescerem em águas residuais contendo nutrientes, principalmente nitrogênio e fósforo, para a geração de biomassa e simultânea captação do gás carbônico, através da fotossíntese, que auxilia na mitigação das mudanças climáticas, realizando um duplo papel no tratamento de efluentes e geração de bioproductos com valor agregado (MARQUES *et al.*, 2020). O efluente avícola é tipicamente categorizado por altos níveis de matéria orgânica e demanda química de oxigênio (DQO), devido à presença de proteínas, gorduras, óleo incluindo graxa, fibras, patógenos, produtos farmacêuticos veterinários, nitrogênio, fósforo e sólidos suspensos totais resultantes do

processamento industrial e da lavagem dos equipamentos e instalações (RODRIGUES *et al.*, 2016; BINGO *et al.*, 2021). Em média, um único animal pode produzir 70 g de sangue, 80 g de penas, 140 g de aparas de carne, 80 g de cabeça, 120 g de pés e 80 g de vísceras (NAUMAN *et al.*, 2023) e o uso de 20,5 litros de água por animal, o que pode chegar a gerar 34,8 m³/dia de efluente em uma indústria que processa 1700 aves/dia (AVULA *et al.*, 2009). Assim, o uso de efluentes de avicultura é promissor para produção de biomassa de microalgas e cianobactérias por conter em média cerca de 100 a 370 g/L de nitrogênio total que pode auxiliar na geração de amônia (CALIJURI e CUNHA, 2013; UMMALYMA *et al.*, 2023).

A composição da biomassa de microalgas e cianobactérias é basicamente de pigmentos, lipídios, carboidratos, proteínas e material genético. Cada elemento quando extraído pode gerar produtos de valor agregado (VAPs) como biocombustíveis e bioplásticos (MARQUES *et al.*, 2021), a biomassa como biofertilizante ou bioestimulante (VIEGAS *et al.*, 2021) e geração de biohidrogênio (RAMIREZ *et al.*, 2024). Portanto, o uso de biorrefinarias a base de microalgas e cianobactérias são soluções para a geração de diversos Vaps através do mesmo cultivo. Portanto, a microalga escolhida neste estudo foi a *Desmodesmus sp.* por apresentar potencial uso como bioenergia, apresentando alto rendimento de biomassa e podendo chegar a 24,70% de rendimento lipídico para geração de biodiesel. Entretanto, poucos registros são encontrados na literatura sobre o potencial uso da cianobactéria *Brasilonema sp.*, originalmente isolada da região sudeste do Brasil, assim esta foi escolhida por se adaptar às temperaturas tropicais e subtropicais (FIORE *et al.*, 2007), trazendo diferentes resultados e possibilidades no tratamento de águas residuais industriais e geração de bioproductos.

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GERAL

Objetivo deste trabalho consiste em avaliar o cultivo da microalga *Desmodesmus sp.* e a cianobactéria *Brasilonema sp.* em águas residuais de avicultura com dupla finalidade na remoção de nutrientes, nitrogênio e fósforo, e reaproveitamento da biomassa com potencial geração de amônia, biodiesel

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Analisar o cultivo da microalga *Desmodesmus sp.* e a cianobactéria *Brasilonema sp.* em efluente de avicultura para a redução da demanda química de oxigênio, nitrogênio, fósforo e os principais metais (zinc, cobre, níquel, ferro e enxofre) seguindo a legislação vigente do Brasil (CONAMA nº 357/05 e nº 430/11);

- Avaliar a produção de biomassa da microalga *Desmodesmus sp.* e cianobactéria *Brasilonema sp* para o potencial de produção de bioprodutos como amônia e biodiesel;
- Avaliar o potencial para produção de amônia através da produção de H₂ por gaseificação da biomassa e síntese da amônia por Haber-Bosch, através da simulação no modelo desenvolvido no Aspen Plus;
- Analisar o potencial energético de produção de hidrogênio a partir da amônia gerada pelo consórcio;
- Analisar a viabilidade técnica-econômica do uso da biomassa de microalgas e cianobactérias para o tratamento de águas residuais industriais e reaproveitamento para geração de amônia, através do modelo desenvolvido no Aspen Plus.

3. REVISÃO DA LITERATURA

3.1. INDÚSTRIA DE ABATE DE AVES E SEUS RESÍDUOS

O desenvolvimento da Avicultura de Corte foi acompanhado pelo desenvolvimento das tecnologias de abate, ocorrendo a instalação de abatedouros de alta capacidade, entretanto, este desenvolvimento ampliou as fontes de poluição das águas devido à elevada carga poluidora das águas residuais geradas como, matéria orgânica solúvel ou em suspensão, sólidos, gorduras e nutrientes, resultantes do processamento industrial e da lavagem dos equipamentos e instalações (RODRIGUES *et al.*, 2016).

A contribuição das águas residuais ocorre através do processamento das aves, ou seja, cada etapa de processo da carne de frango gera águas residuais com características distintas que serão transportadas e misturadas em tanques de equalização para a estação de tratamento de águas residuais (SELORMEY *et al.*, 2021).

O abate das aves é estabelecido conforme regulamento de Inspeção Industrial e Sanitária dos Produtos de Origem Animal (Decreto nº 9.013, de 2017), também regulado por leis que visam o bem-estar animal e a segurança alimentar, sendo a principal a Portaria nº 365/2021 do Ministério da Agricultura e Pecuária (MAPA) e no Regulamento Técnico da Inspeção Tecnológica e Higiênico-Sanitária de Carne de Aves (portaria nº 210/1998). Existem três diferentes etapas dentro da indústria de abate, sendo o pré-abate, processo de abate e preparo do produto final (embalagem). Essas etapas são divididas na indústria em: Transporte da granja até a plataforma de recepção, pendura, insensibilização e sangria, escaldagem, depenagem, evisceração, inspeção, lavagem e resfriamento, gotejamento, processamento, produto, e por fim a etapa de embalagem (EMBRAPA, 2024). Todas essas etapas são

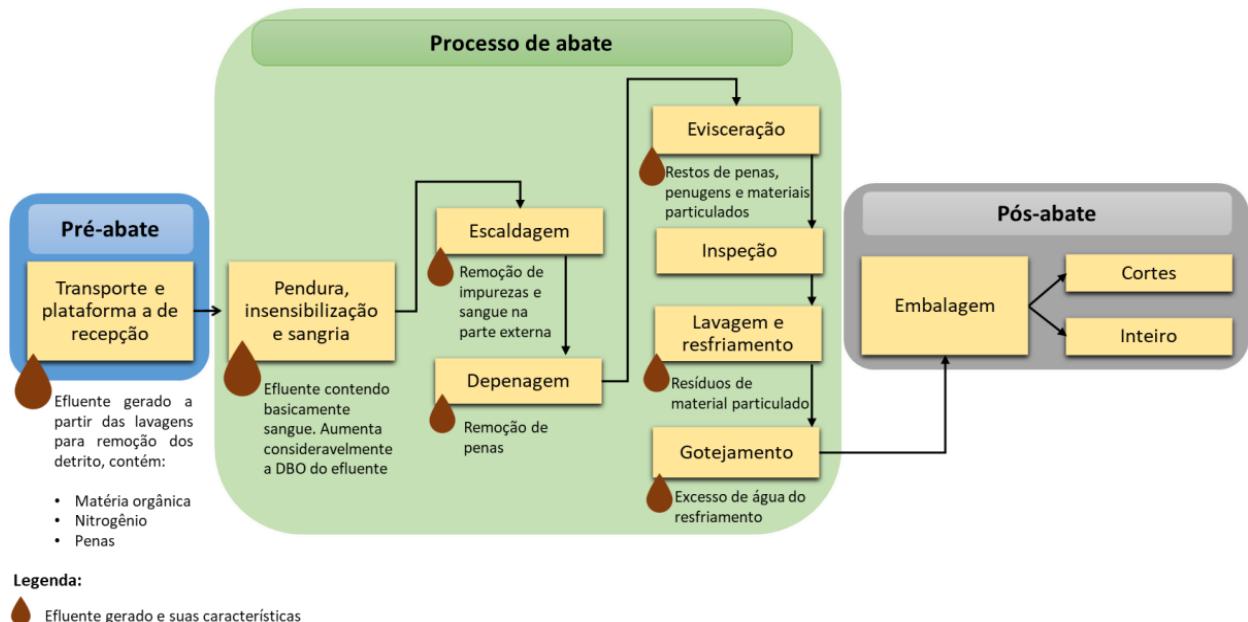
apresentadas na figura 1 para compreender a composição final da água residual e auxiliar na remediação adequada desse efluente.

3.1.1. Características do efluente de avicultura

Através dos processos de corte de frango em abatedouro de aves são gerados diversos fluxos de subprodutos não consumíveis, como rúmen, conteúdo estomacal e intestinal, sangue, penas, peles e dejetos. Esses resíduos são compostos principalmente de gordura, proteínas, queratina e carboidratos que podem ser biodegradáveis em moléculas menores e até mineralizados para compostos mais estáveis como CO_2 , H_2O , NH_4^+ , NO_3^- , SO_4^{2-} (RAJAKUMAR *et al.*, 2011). Portanto, alguns parâmetros são relevantes para a caracterização das águas residuais de avicultura como: óleos e graxas, proteínas, pH, demanda bioquímica de oxigênio, demanda química de oxigênio, sólidos totais, fósforo e o nitrogênio total, sendo os dois últimos de grande importância para estudo por fornecer o desenvolvimento adequado dos microrganismos que serão os biodegradadores da matéria orgânica presente no efluente de avicultura (SELORMEY *et al.*, 2021).

Como relatado anteriormente, existem três diferentes etapas dentro da indústria de abate, sendo o pré-abate (Transporte e recepção de aves), processo de abate (Sangria, escaldagem, depenagem, evisceração, inspeção, lavagem, resfriamento e gotejamento) e preparo do produto final (embalagem), representados pela figura 1.

Figura 1 - Processo de geração de efluente em cada etapa no abate de aves em uma indústria de abate



Fonte: Embrapa (2007).

A Primeira etapa é o transporte da granja até a plataforma de recepção, onde as aves permanecem até a sua pendura, que pode durar horas. Este local deve permanecer com temperatura entre 25° a 27°C e protegido dos raios solares. Nesta etapa há remoção frequente dos detritos acumulados no piso da plataforma através de lavagens, assim o efluente formado apresenta, principalmente, matéria orgânica, nitrogênio e penas. Além da higienização do local, a desinfecção dos caminhões e caixas que armazenam as aves se faz necessária a cada nova carga (EMBRAPA, 2007; EMBRAPA 2024).

A segunda etapa consiste na pendura, insensibilização e sangria. Nesta etapa, ocorre a morte do animal e o efluente produzido constitui-se basicamente de sangue, que é um produto comercializável. Quando, no entanto, o sangue não é reaproveitado na indústria, sendo lançado com os demais dejetos, contribui para a elevação dos valores da DBO do efluente final, uma vez que a DBO do sangue bruto está em torno de 6.000 mg/L O₂ (NASCIMENTO *et al.*, 2000; PEREIRA *et al.*, 2021).

Após a etapa de sangria, as aves são submetidas ao processo de escaldagem, para remover impurezas e o sangue contido na superfície externa. Entre os métodos mais utilizados neste processo, destaca-se a imersão em água quente, chuveiros de água quente e aplicação de vapor. Este processo facilita a remoção das penas na etapa seguinte, mas contribui para o uso considerável de água na indústria. Portanto, o efluente gerado é composto por sangue, penas e material particulado fino que são as impurezas que podem estar contidos na superfície da carcaça (EMBRAPA, 2007; PEREIRA *et al.*, 2021).

Na quarta etapa as aves são transportadas para o processo de depenagem, que é efetuada mecanicamente em depenadeiras estáticas ou em série, com vazão contínua de água fria através de chuveiros. As penas removidas são acumuladas em uma canaleta no piso e são transportadas para fora do abatedouro e posteriormente para a graxaria (EMBRAPA, 2007). As penas removidas são reaproveitadas para geração de ração animal, sendo estimado que a cada 1000 aves abatidas é possível recuperar 250 kg de penas. Esse aproveitamento é muitas vezes economicamente viável, com a produção da farinha de pena que entra na formulação da dieta das aves (NORTHCUTT e RUSSELL, 2012 PEREIRA *et al.*, 2021).

A escaldagem, depenagem e remoção de cutículas, são realizadas na terceira e quarta etapa dentro de uma mesma área, denominada de “área suja”, separada fisicamente de outra área chamada de “área limpa”, onde estão situadas todas as demais etapas do processo descritos a seguir (EMBRAPA, 2007).

A quinta etapa consiste na evisceração com a remoção manual do coração, moelas

e pulmões, vísceras comestíveis e não comestíveis, que são transportados para higienização com lavagem contínua e encaminhados para a refrigeração. Também é realizada uma segunda inspeção das carcaças para remoção de penas, penugens e outros materiais aderidos residualmente (EMBRAPA, 2007). Nesta etapa, estima-se a geração de $\frac{1}{3}$ de carga orgânica poluente contendo 1.700 a 2.600 mg/L O₂ de DBO, isto porque o efluente desta seção origina-se da limpeza dos miúdos retirados e das carcaças que sobram, contendo resíduos de sangue, pedaços de tecidos, gordura e pequenos pedaços de carne (NASCIMENTO *et al.*, 2000). Mas a DBO do efluente pode chegar até 17.158 mg/L O₂ (MUSA *et al.*, 2019).

Após o processo de evisceração, é realizada a inspeção para identificar as carcaças que podem ser condenadas como um todo ou parcialmente. O que for condenado parcialmente é transferido para sala de corte e processamento, o restante é enviado para a graxaria (EMBRAPA, 2007). A etapa de inspeção auxilia nas etapas seguintes, de lavagem e resfriamento, para diminuir o risco de contaminação cruzada por microrganismos patogênicos, principalmente a *Salmonella* (NASCIMENTO *et al.*, 2000; NORTHCUTT e RUSSELL, 2012).

A lavagem e resfriamento fazem parte da etapa seguinte, onde a carcaça é submetida a sucessivas lavagens utilizando chuveiros automáticos, para assegurar que esteja sem resíduos. Após a lavagem, a carcaça é encaminhada para a área de resfriamento em um tanque aberto (Pré-chiller) com 2 litros de água por carcaça em temperatura ambiente, onde é feito um pré-resfriamento (LORENZETTI *et al.*, 2019). Em seguida, são transferidas para outro tanque denominado de chiller, em que a água deve permanecer a 4°C. O tempo de permanência da carcaça no chiller é de aproximadamente 30 minutos (EMBRAPA, 2007). Segundo Nascimento *et al.* (2000), o uso de água nesta etapa para as sucessivas lavagens e para resfriamento, representa cerca de 8% da DBO total no efluente final, com valores que podem chegar até 1.000 mg/L no pré-chiller a 750 mg/L no chiller.

Após o resfriamento, as aves são retiradas do chiller através de uma rampa coletora, sendo as carcaças destinadas à sala de processamento, onde é feita a seleção do produto inteiro ou corte (asa, sobrecoxa, coxa, peito, pescoço e coração). Antes da seleção, as aves são penduradas com objetivo de remover o excesso de água, o que denomina a etapa de gotejamento. Por último é encaminhado ao processo de embalagem, dividido entre os produtos de corte que são envolvidos por um filme termo- encolhível, e o frango inteiro que é envolvido em saco plástico. Os produtos congelados devem ser acondicionados em embalagens leitosas enquanto os resfriados em embalagem transparente (EMBRAPA, 2007).

O conhecimento da caracterização físico-química de efluentes de abatedouros é essencial para projetar e implementar uma estação de tratamento de efluentes eficaz e

econômica. Esse conhecimento está de acordo com as normas vigente como a resolução CONAMA nº 430/2011 (BRASIL, 2011), que estabelece os padrões dos parâmetros para lançamento dos efluentes em corpos hídricos, e a lei nº 12.305/2010 referente a política nacional de resíduos sólidos. A temperatura média do efluente de avicultura pode chegar entre 40 a 60°C a depender da etapa, como no processo de depenagem e lavagem das tripas. O sangue bruto contribui em média com 6 kg de DBO/animal com sua carga orgânica equivalente a 0,14 a 0,18 kg de DBO/kg de peso vivo, como também contribui com os nutrientes nitrogênio e fósforo apresentando valores médios de 2.400 mg/L e 1.500 mg/L respectivamente (MUHIRWA *et al.* 2010).

O nitrogênio orgânico também é introduzido a partir dos desejos das aves, apresentando em média 80 mg/g de substrato sólido (VIJAYRAGHAVAN *et al.*, 2012). Além disso, compostos inorgânicos e fósforo também são introduzidos na corrente de efluentes a partir de detergentes e desinfetantes usados para atividades de limpeza e lavagem (BUSTILLO-LECOMPTE e MEHRVAR, 2017). Segundo Pedroza *et al.* (2021) o nitrogênio é o nutriente responsável pela maior concentração no efluente de avicultura, correspondendo a 40% de sua composição, seguido do potássio com 37% e fósforo com aproximadamente 22%. O nitrogênio total no efluente pode variar entre 16 mg/L até 915 mg/L (RAJAKUMAR, 2011; MUSA *et al.*, 2019).

Diversos estudos foram realizados por diferentes pesquisadores para entender a natureza das águas residuais de abatedouros (Tabela 1). Os parâmetros físico-químicos apresentam características que podem ser modificadas de acordo a cada região, clima, influência do processo de abate e como as aves são alimentadas, como também influência de diferentes cronologias. Portanto, é possível observar que os valores dos parâmetros DBO, DQO, pH, nitrogênio total, fósforo total e sólidos totais podem ser próximos e semelhantes, como distintos a depender de cada região e industria. Como o que foi apresentado por Rajakumar *et al.* (2011) o efluente apresentava temperatura 22,8°C e as concentrações máximas de DQO em 4.800 mg/L e nitrogênio amoniacal em 165 mg/L na Índia, onde no Brasil foi apresentado valores de DQO em $3.873,3 \pm 128,10$ mg/L e de nitrogênio foi $244,3 \pm 36,42$ mg/L (MENEZES LIMA *et al.*, 2020). Em outra região do Brasil, foi observado concentração de DQO em 1.010 ± 233 mg/L e de nitrogênio em 216 ± 12 mg/L (VALLADÃO *et al.*, 2011).

Tabela 1 - Pesquisas que realizaram a caracterização do efluente de avicultura dos parâmetros físico-químicos em diferentes regiões

pH	Óleos e graxas (mg/L)	DBO (mg/L)	DQO (mg/L)	Sólidos totais (mg/L)	N total (mg/L)	P total (mg/L)	Origem	Referência
6,5 – 6,71	35 – 2870	3.210 – 13.250	35 – 2870	198 – 3100	N/A	N/A	África do Sul	BINGO <i>et al.</i> (2021)
7,45	N/A	N/A	482,2	34,4	108	21,05	África do Sul	MUSETSH O <i>et al.</i> (2021)
7 – 7,6	800 – 1385	750 – 1890	3000 – 4800	1400 – 3900	16 – 165	16 – 32	Índia	RAJAKUMA R, (2011)
6,62 ± 0,01	N/A	1.060 ± 25	2200 ± 52	1130 ± 20	250 ± 17	18 ± 1,4	Jordânia	AL SMADI <i>et al.</i> (2019)
6,9 ± 0,8	1024 ± 34	17.158 ± 95	32000 ± 112	22300 ± 212	915 ± 18	N/A	Nigéria	MUSA <i>et al.</i> (2019)
7,1 ± 0,33	N/A	N/A	3873,3 ± 128,1	3041 ± 912,4	244,3 ± 36,42	N/A	Brasil	MENEZES LIMA <i>et al.</i> (2020)
5,4 ± 0,3	<10	638 ± 17	1010 ± 233	N/A	216 ± 12	14 ± 7	Brasil	VALLADÃO <i>et al.</i> (2011)
N/A	375 ± 151	N/A	3102 ± 688	872 ± 178	186 ± 27	76 ± 36	Brasil	AMORIM <i>et al.</i> (2006)

*N/A: Não informado

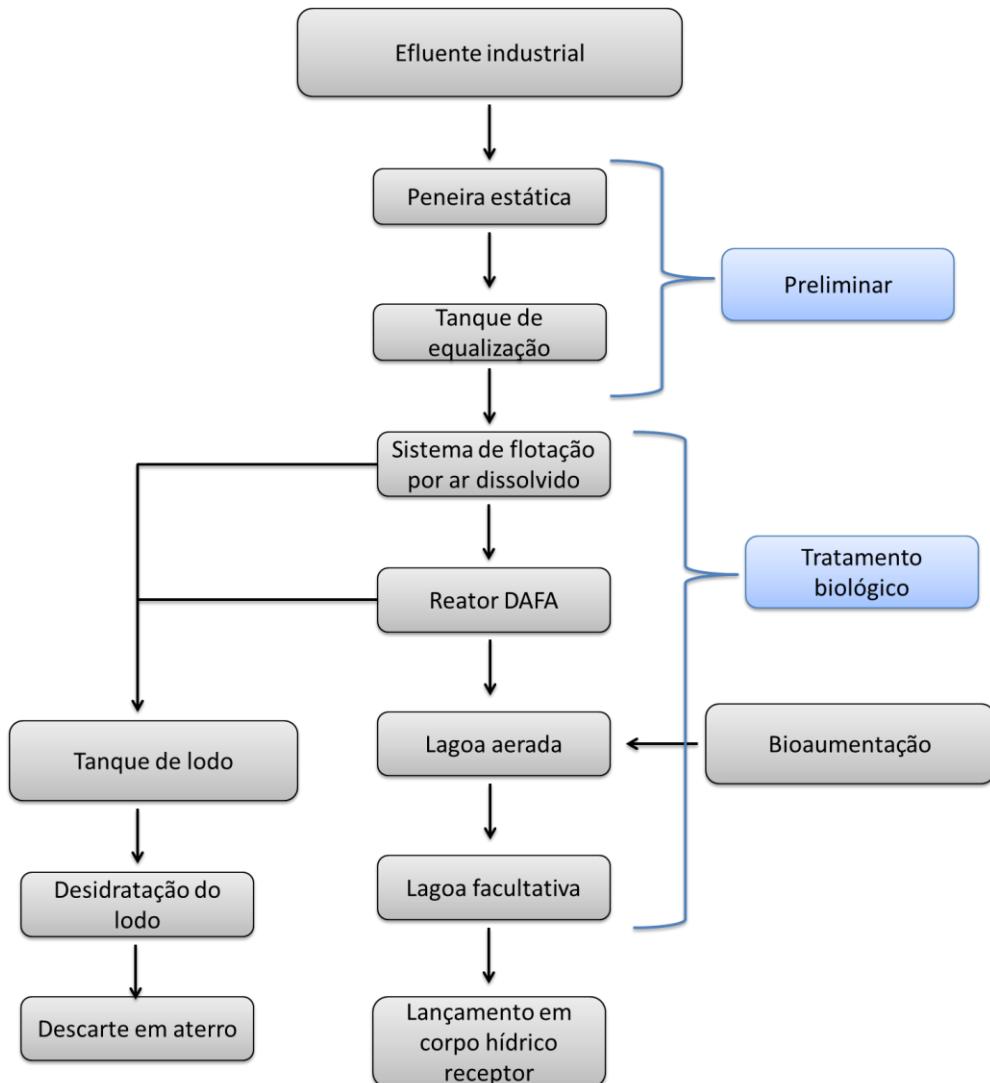
Considerando as premissas supracitadas e as diretrizes estabelecidas pela resolução CONOMA nº430/11 (BRASIL, 2011), os parâmetros mais importantes a serem analisados são: pH, temperatura, demanda química de oxigênio, nitrogênio total e fósforo total, pois são parâmetros exigidos pela legislação brasileira porque refletem, de forma integrada, os riscos potenciais de poluição ambiental em corpos hídricos e no solo, como consequência trazendo riscos à saúde pública.

Portanto, esses serão os parâmetros avaliados no presente trabalho. Cada parâmetro foi analisado para estar de acordo com os padrões de qualidade do tratamento do efluente para lançamento posterior em corpo hídrico (BRASIL, 2011; BRASIL, 2005).

3.1.2. Tratamento convencional das águas residuais de avicultura

As indústrias do segmento de abate de animais são caracterizadas pelo elevado uso de água em todos os processos industriais. Normalmente o tratamento dessa água residual passa por três etapas principais (Figura 2). A etapa preliminar, que consiste na remoção dos sólidos em suspensão, pedaços de animais não comestíveis e penas. Normalmente são utilizadas peneiras estáticas ou rotatórias. A principal vantagem do uso das peneiras estáticas é que não tem alto custo com energia e nem operação, porém ocupam maior área em comparação com outras peneiras (JORDÃO e PESSÔA, 2017; CALIJURI e CUNHA 2013).

Figura 2 - Fluxograma do sistema usual utilizado para o tratamento de água residual de abatedouro de aves



Fonte: CALIJURI e CUNHA (2013); DOS SANTOS *et al.* (2021); DAMACENO *et al.* (2019).

Na segunda etapa normalmente são utilizados tratamentos físicos ou químicos complementares ao tratamento biológico (etapa seguinte). Nesta etapa é comumente utilizado um sistema de flotação por ar dissolvido (FAD) que é um processo físico para remoção de sólidos flutuantes, óleos e graxas. Neste processo o ar é dissolvido sob pressão em um tanque de pressurização sendo em seguida liberado na parte inferior do flotador, carreando a matéria em suspensão que tende a flotar. A matéria flutuante forma uma camada de escuma que depois é removida por um raspador (JORDÃO e PESSÔA, 2017).

A terceira etapa se relaciona com o tratamento biológico das águas residuais, onde normalmente são utilizados digestores anaeróbios sendo o mais conhecido o digestor anaeróbio de fluxo ascendente (DAFA/UASB) (CAIXETA *et al.*, 2002), seguido de lagoas que podem ser anaeróbias, aeróbias, facultativas e de polimento. Esta etapa corresponde simular as condições apropriadas para a ação microbiana na biodegradação da matéria orgânica. Neste sistema os microrganismos utilizados podem ser nativos (presentes no próprio efluente) quanto podem ser bioaumentados (Adição de outras espécies ao tratamento) (DAMACENO *et al.*, 2019).

Após a biodegradação no reator DAFA ocorre a formação de lodo e gás, sendo o lodo transferido para o processo de secagem, através do uso de equipamentos como a centrífuga ou secagem em áreas livres ao sol chamadas de leito de secagem (HILARES *et al.*, 2021). O descarte deste lodo usualmente é feito em aterros sanitários ou até lixões a depender da região (Figura 2).

Algumas ETEs possuem um sistema de lagoas para o tratamento biológico do efluente: lagoa de equalização seguida da lagoa anaeróbia, lagoa aeróbia e lagoas de polimento. A lagoa de equalização consiste em garantir maior controle da vazão minimizando possíveis problemas operacionais, estabilizando o pH e homogeneizando a água residual para garantir o tratamento biológico nos processos seguintes (VAN HAANDEL e SANTOS, 2021; SANTOS *et al.*, 2021).

As Lagoas anaeróbias não utilizam oxigênio, então não gastam energia com aeração, sendo usualmente utilizadas para o tratamento biológico de águas residuais provenientes de indústrias. Esses sistemas atendem aos requisitos de tratamento, proporcionando operações rentáveis e aplicáveis para regiões tropicais, pois possuem eficácia em temperaturas acima de 20 °C (NERY *et al.*, 2007).

Comparando a lagoa anaeróbia com reatores UASB, segundo Peña *et al.* (2000) ambos apresentam resultados de redução da DQO próximos com resultados entre 68 e 66% para lagoa anaeróbia e reator UASB respectivamente. Porém, a lagoa apresenta menor custo de manutenção e operação. Esses sistemas anaeróbios apresentam processos sequenciais na biodegradação da matéria orgânica em três etapas: hidrólise de compostos orgânicos complexos para substratos menores, a produção de ácidos (acidogênese e acetogênese) e a produção de metano (VERSIANI, 2005; SANTOS *et al.*, 2021).

Considerando a última etapa que envolve a metanogênese, as indústrias de abate de animais têm realizado o reaproveitando da geração do biogás metano em suas instalações como forma de minimizar a demanda por energia. O uso de lagoas anaeróbias como fonte

de resíduos contendo substratos essenciais para geração de energias renováveis, tem sido amplamente estudado. Neste contexto, a temperatura da lagoa anaeróbia favorece não apenas a geração de biogás com metano, mas também a produção de hidrogênio, como a pesquisa desenvolvida por Cripa *et al.* (2020), que destacam o uso de bactérias fermentativas para a produção de hidrogênio a partir do tratamento de águas residuais de avicultura em lagoas anaeróbias. Os resultados obtidos mostraram que o uso do carbono como substrato influenciou na geração de hidrogênio em até 58% em 24 horas, permanecendo constante até 7 dias onde foi observado geração de 37% de H₂.

Após o processo de tratamento anaeróbio, usualmente são empregadas lagoas aeróbias como complemento. Essas lagoas constituem o processo de fornecer oxigênio artificialmente por equipamentos eletromecânicos para garantir as reações bioquímicas que caracterizam o tratamento da água residual, com redução da carga orgânica (AZIZ *et al.*, 2020). O uso de lagoas aeradas após tratamento anaeróbio facilita na redução de odores causados pelos íons amônio (NH₄⁺) e sulfeto de hidrogênio (H₂S), além disso a estabilização completa da matéria orgânica não ocorre anaerobicamente permanecendo solubilizada na água residual, o que explica o uso de sistemas anaeróbios-aeróbios complementares (AZIZ *et al.*, 2020).

Recomenda-se que após a lagoa aerada, o efluente seja encaminhado para uma lagoa de sedimentação pela necessidade de reduzir elevadas concentrações de sólidos suspensos no sistema. Normalmente, as lagoas de sedimentação reduzem cerca de 80 a 85% de sólidos suspensos, o que pode representar um efluente final com 30 a 40 mg/L (JORDÃO e PESSÔA, 2017).

3.2. MECANISMOS E TÉCNICAS PARA REMEDIAÇÃO DE EFLUENTE DE AVICULTURA

Mecanismos de remediação são técnicas utilizadas em conjunto ou isoladamente para remover, restaurar ou neutralizar poluentes que afetam as matrizes solo, água e ar, minimizando riscos de contaminação e desequilíbrio no ecossistema, garantindo também a proteção para a saúde humana (CETESB, 2020). Essas técnicas de remediação podem ser divididas em processos físicos, químicos ou biológicos. O uso de processos químicos mais conhecidos são: oxidação catalítica e eletroquímica (BEJAN *et al.*, 2013), já para os processos físicos são utilizados a filtração, sedimentação e coagulação (JAVED *et al.*, 2025) ou combinação físico-química como uso de adsorvente de nanopartículas (NAHA *et al.*, 2023).

O processo biológico utiliza microrganismos ou organismos para degradar, imobilizar, remover ou transformar contaminantes presente no ambiente (SILVA e PARDI, 2015). Os principais

processos são: biorremediação, que aborda sobre o uso geral de organismos para remediação, mas principalmente o uso de bactérias. A fitorremediação que utiliza plantas para remediação de solos e água. A microrremediação, que utiliza fungos como remediadores e a ficorremediação que utiliza microalgas, cianobactérias e algas) para remediar solos, mas principalmente águas contaminadas (FRIEDRICH e FIORAVANTE, 2019).

A escolha do processo depende da matriz contaminada, do custo-benefício e dos riscos ambientais envolvidos, portanto neste trabalho foi selecionado o processo biológico para minimizar os custos e aumentar a degradação dos poluentes, através do uso de microrganismos naturais. Considerando a eficiência e praticidade na remoção dos contaminantes em água, a ficorremediação foi selecionada como técnica de remediação promissora e relevante, visto que sua eficiência no tratamento de águas residuais pode alcançar de 70 a 99% na remoção de DBO, DQO, nitrogênio total e fósforo (MARQUES *et al.*, 2020; ALMEIDA *et al.*, 2022). Além de contribuir para geração de produtos de valor agregado com o reaproveitamento da biomassa, gerando bioeconomia circular e retorno financeiro para as empresas (OLIVEIRA *et al.*, 2020). A seguir, será detalhada os mecanismos da ficorremediação e seus potenciais usos.

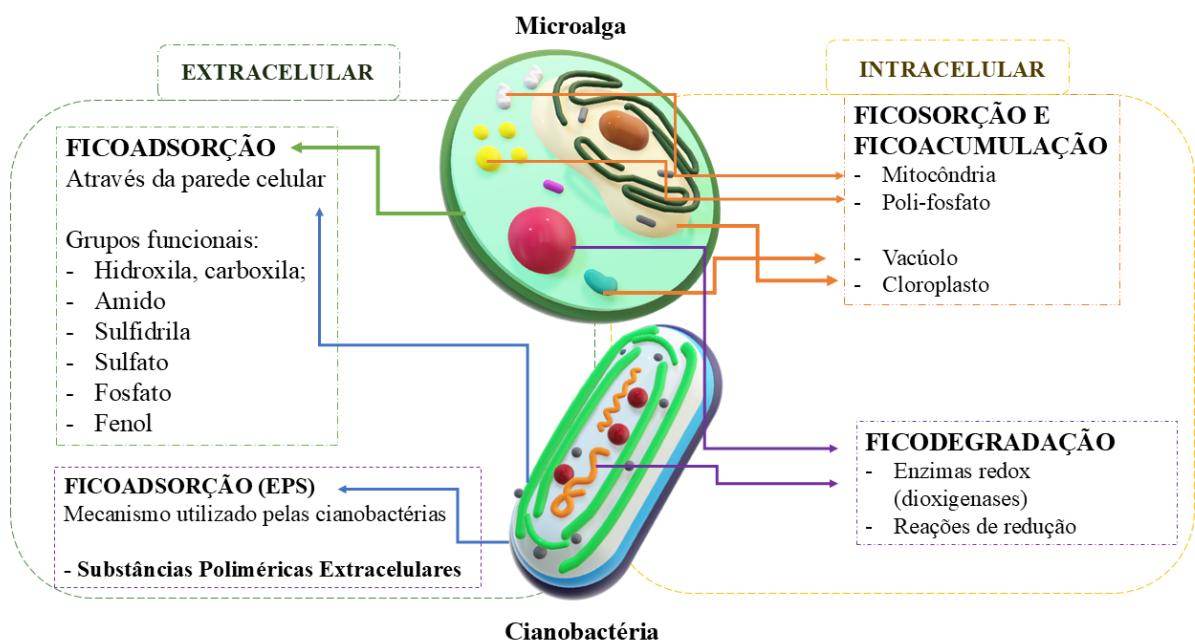
3.2.1. Ficorremediação

A ficorremediação é considerada uma das técnicas de bioremediação, que utiliza macroalgas, microalgas ou cianobactérias para a redução ou biotransformação de poluentes, incluindo nutrientes (nitrogênio e fósforo), DBO, DQO, metais, xenobióticos e CO₂, minimizando os impactos ambientais causados pela poluição (MOREIRA *et al.*, 2021). As microalgas são definidas pela fisiologia como algas com dimensões microscópicas unicelulares dotadas de clorofila (a) e um talo. No ambiente ecológico, as microalgas possuem um papel fundamental para a manutenção da cadeia alimentar, bem como a capacidade de adquirir nutrientes em diferentes formas químicas e biofixar CO₂ através da fotossíntese, fornecendo oxigênio para a atmosfera (LOURENÇO, 2006; DUARTE *et al.*, 2021).

Os mecanismos de remediação são mecanismos fisiológicos divididos em duas fases: podem ser extracelulares como a ficoadsorção, que através da parede celular junto com grupos funcionais (hidroxila, amido, carboxila, sulfato, fosfato e fenol), onde os contaminantes são adsorvidos na parede celular (por diferença de cargas, pois as microalgas são naturalmente aniónicas), conforme demonstrado na figura 3. As cianobactérias utilizam este mecanismo de ficoadsorção através da liberação de exopolímeros (EPS) para que os contaminantes sejam adsorvidos e as enzimas (excretadas pelas bactérias) possam realizar a quebra das moléculas para absorção posterior. Outros mecanismos utilizados na segunda fase são os intracelulares

pela ficosorção ou ficoacumulação, onde os contaminantes são absorvidos e podem ser acumulados (como ocorre com os metais), já a ficodegradação, os contaminantes são absorvidos e biodegradados no interior das células através de enzimas e reações de redução (DUARTE *et al.*, 2021).

Figura 3 - Mecanismos de ficorremediação intracelular e extracelular utilizados por microalgas e cianobactérias



Fonte: DUARTE *et al.* (2021).

A primeira proposta do uso de microalgas para a remoção de contaminantes presentes em águas residuais foi em 1953, através de um sistema integrado de bactérias e microalgas para tratamento de efluentes domésticos com geração integrada de oxigênio e energia (OSWALD *et al.*, 1953 apud LOURENÇO, 2006). Desde então, as microalgas e cianobactérias têm se destacado como biotecnologias para redução de poluentes em diferentes tipos de águas residuais, incluindo efluente doméstico (DOS SANTOS *et al.*, 2021; OLIVEIRA *et al.*, 2025), efluente industrial (ÑAÑEZ *et al.*, 2021; DE ASSIS *et al.*, 2022), agroindustrial (HARIZ e TAKRIFF, 2017) e águas contaminadas de rios urbanos (MARQUES *et al.*, 2020).

Segundo Viegas *et al.* (2021), o efluente de abatedouro de aves após o pré-tratamento pode ser utilizado como meio de cultura para o crescimento de microalgas, contribuindo assim para sua remediação através do consumo de nutrientes orgânicos e inorgânicos, com consequente produção de biomassa. Hilares *et al.* (2021) utilizaram pré-

tratamento com precipitação ácida no efluente de avicultura antes do cultivo com microalgas, para a redução da turbidez de 950 NTU para 98 NTU, facilitando a passagem da luz para crescimento das microalgas. Após o pré-tratamento, constatou- se que, quando foi cultivado a *Chlorella vulgaris*, a redução da DQO aumentou para 83% do efluente.

O mecanismo de ficodegradação por meio da simbiose entre microalgas- bactéria tem sido estudado e demonstrado um potencial de aumentar a eficiência de remoção de nutrientes nos processos de tratamento de efluentes por meio de interação mútua e efeitos sinérgicos (FALLAHI *et al.*, 2021). A microalga fornece oxigênio dissolvido que pode ser usado para conduzir processos de tratamento bacteriano, reduzindo custos de operação e limitando os riscos de volatilização de poluentes sob aeração mecânica, além disso as bactérias podem fornecer carbono inorgânico e metabólitos secundários para o crescimento das bactérias (FALLAHI *et al.*, 2021).

A bactéria pode ser utilizada como pré-tratamento, em digestores anaeróbios, por exemplo, com remoção parcial da matéria orgânica e nutrientes, depois utiliza a microalga para redução de nitrogênio, fósforo, oxigenação no sistema e redução da DBO. Segundo Singh *et al.* (2011) o uso de digestores anaeróbios seguido do cultivo de consórcio das microalgas *Chlorella minutissima*, *Chlorella sorokiniana* e *Scenedesmus bijuga* proporcionou a redução de 60% do nitrogênio total e 80% do fósforo, com produtividade da biomassa microalgal em 76 mg/L.d, reaproveitada para suplemento alimentar animal na indústria de abate. Já Feng *et al.* (2021) identificaram em seu trabalho o uso de microalgas e bactérias com redução efetiva de DQO, nitrogênio total e fósforo total em 73,78%, 80,67% e 95,39% respectivamente.

A simbiose entre cianobactéria e bactérias presentes no efluente também influencia no crescimento de ambas, visto que as bactérias gram-positivas presentes na água residual de avicultura, que incluem actinobactérias (de vários nichos) e *Lactobacillus sp.*, são conhecidas como promotoras do crescimento de microrganismos (MGPB) por liberar hormônios, vitaminas e outros substratos necessários para promover o crescimento, em contrapartida, as cianobactérias liberam oxigênio e nitrogênio assimilável para as bactérias (PATHOM-AREE *et al.*, 2024).

3.3. BIORREFINARIA PARA GERAÇÃO DE BIOPRODUTOS

Biorrefinarias são unidades industriais que convertem biomassa em variados produtos como: energia, biocombustíveis, produtos químicos, alimentos, ração para animais

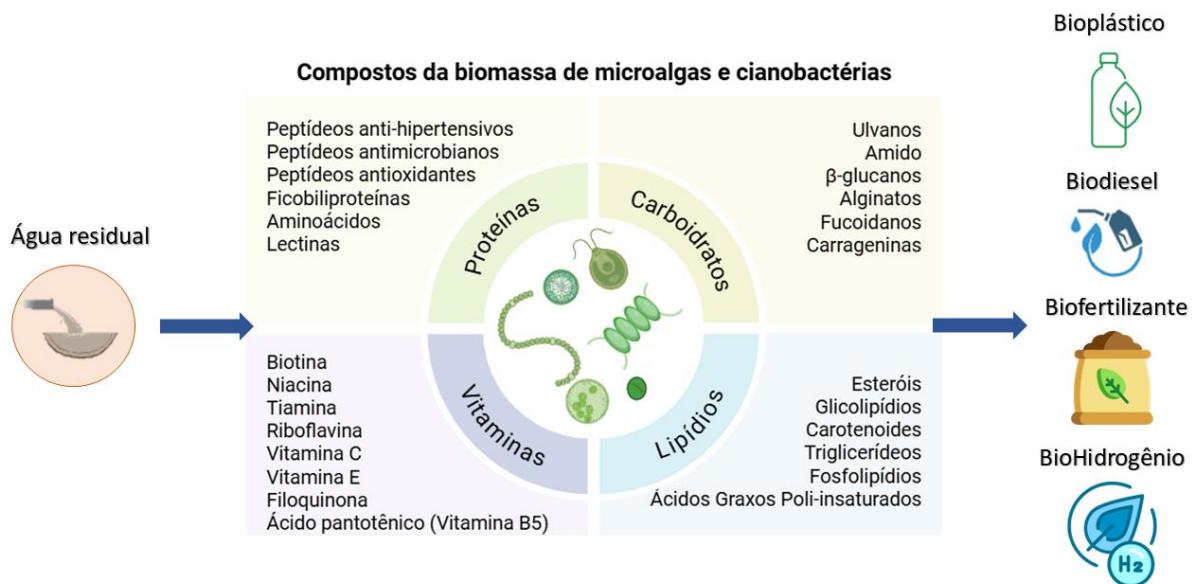
(MELIKOGLU, 2025). O conceito de biorrefinarias surgiu a partir do conceito de refinarias, que são complexos industriais para o refino do petróleo, separando em componentes para converter em produtos derivados como: gasolina, siesel, querosene, óleos lubrificantes e gás de cozinha (KADRI *et al.*, 2024). Entretanto, a extração e o refino do petróleo tem consequências graves tanto para a saúde humana quanto para os ecossistemas ambientais. Assim, as biorrefinarias são construídas com o objetivo no reaproveitamento e refino de resíduos de forma sustentável para maximizar o uso dos recursos naturais disponíveis. Portanto a economia circular está diretamente ligada a construção de biorrefinarias, visto que o objetivo é minimizar a entrada de recursos, maximizando a recuperação, reutilização e reciclagem de produtos valiosos adquiridos em resíduos (MELIKOGLU, 2025).

A biomassa de cana-de-açúcar é a mais utilizada em biorrefinarias, mas a depender da natureza da matéria prima utilizada, a biorrefinaria pode ser classificada em três gerações: Primeira geração (1G) usa as plantações de cana-de-açúcar e milho para converter em bioetanol. Segunda geração (2G) converte resíduos agrícolas como: palha de trigo, palha de milho e bagaço de cana-de-açúcar em etanol celulósico. Terceira geração (3G) converte biomassa de microalgas e macroalgas como matéria prima para produzir biodiesel, proteínas, bioplásticos, bioenergia (biogás com metano, amônia e hidrogênio), biofertilizantes, vitaminas e pigmentos (Figura 4) (MENNAA *et al.*, 2015; BATISTA *et al.*, 2015; MATAMOROS *et al.*, 2016; LU *et al.*, 2020).

A bioeconomia circular utilizando a biorrefinaria de microalgas e cianobactérias, resulta em uma dupla finalidade: remoção de nutrientes presentes em águas residuais municipais e industriais, produzindo biomassa que contém diferentes elementos e compostos que podem gerar diferentes produtos, como por exemplo: os lipídios, gerados pela absorção de fósforo em sua composição), produz triglicerídos utilizados após a transesterificação para biodiesel (MARQUES *et al.*, 2020). Outros elementos também são gerados como: fosfolipídios, ácidos graxos poli-insaturados, esteróis e glicolipídios (Figura 4).

Outros elementos, como os carboidratos podem ser fermentados para a produção de bioetanol e os pigmentos carotenoides, ficobiliproteínas, astaxantina e clorofila, podem ser utilizados como ração animal para nutrição (OLIVEIRA *et al.*, 2025). Assim como a biomassa pode ser reaproveitada em sua totalidade produzindo biofertilizante, por conter os nutrientes que absorvidos de águas residuais e as vitaminas, como pode passar por processos fermentativos e termoquímicos (gaseificação e pirólise) para geração de biohidrogênio como energia (RAMIREZ *et al.*, 2024)

Figura 4 - Ilustração dos compostos encontrados na biomassa de microalgas e cianobactérias após cultivo em águas residuais e alguns do bioproductos que podem ser gerados: biodiesel, biofertilizante,



Fonte: Ilustração de autoria própria adaptada no BioRender seguindo as referências OLIVEIRA *et al.* (2025); DUARTE *et al.* (2021).

Considerando a crise climática, a construção de biorrefinarias com base em microalgas e cianobactérias auxilia na mitigação das mudanças climáticas visto que, esses microrganismos realizam fotossíntese e, portanto, são capazes de absorver entre 1,8 a 2 toneladas de CO₂ a cada 1 tonelada de biomassa seca produzida (ASHOUR *et al.*, 2024; KASSIM *et al.*, 2017). Dependendo da espécie e das condições de cultivo, a taxa de fixação pode variar entre 1,5 a 3,7 g de CO₂ por litro de cultura por dia (CARDIAS *et al.*, 2023). Assim, a biorrefinaria 3G demonstra vantagens socio-econômicas e ambientais promissoras para geração de biocombustíveis e energia, dando destaque para biodiesel e amônia como transportadora de hidrogênio.

3.3.1. Biodiesel

O Biodiesel é produzido por lipídios, uma classe bioquímica de substâncias que podem ser de culturas oleaginosas (óleos vegetais) ou gordura animal. Os lipídios são transformados em esteres, que compõem o biodiesel, através de diferentes métodos como: transesterificação, pirólise, microemulsificação e hidroesterificação (ANDRADE e FILHO, 2014). A transesterificação é o método mais usualmente utilizado, em que ocorre a reação do óleo/gorduras (triglicerídeos) com álcool (neste caso o metanol ou etanol), na presença de um catalisador (pode ser um ácido, uma base ou enzimas), formando uma mistura de ésteres

monoalquílicos de ácidos graxos (FAMEs - Fatty Acid Methyl Esters) que é o biodiesel e, como subproduto, a glicerina (KUMAR *et al.*, 2013; PEREIRA *et al.*, 2021).

O biodiesel derivado da biomassa de microalgas e cianobactérias, tem se destacado como alternativa promissora frente às plantas oleaginosas tradicionais (soja, palma, canola), principalmente devido à sua alta produtividade de lipídios e à capacidade de cultivo em áreas não agrícolas e em águas residuais municipais e agroindustriais. As microalgas apresentam teores lipídicos variando de 15% a 50% da biomassa seca e os ácidos graxos formados após a transesterificação, são ácidos saturados e insaturados capazes de manter a estabilidade oxidativa do biodiesel, indicativo de boa qualidade (CHISTI, 2007; KUMAR, 2015).

Segundo os pesquisadores Jebali *et al.* (2015), que realizou um trabalho laboratorial que isolou diferentes cepas de microalgas pertencentes à divisão *Chlorophyta*, no norte da Tunísia para tratamento de água residual urbana, tendo como objetivo a geração de biodiesel. Foi identificado que essas microalgas removeram teores de nitrogênio e fósforo no intervalo de 61,7 – 63,5 mg/L (remoção em 2,8%) e 6,5 – 21,9 mg/L (remoção em 70,3%) respectivamente, admitindo condições ambientais controladas no que se refere ao pH, temperatura, limites de intensidade luminosa e arejamento. Após o cultivo dessas microalgas, obteve-se como resultado a produção de 0,6 g/L.dia de biomassa equivalente a 14,8% de teor de lipídios e 54% de ácidos graxos saturados e insaturados, possuindo um bom potencial na geração de biodiesel (JEBALI *et al.*, 2015).

Os lipídios são divididos em diferentes classes, como triacilgliceróis (TAGs), fosfolipídios e ácidos graxos livres. Os TAGs são importantes pois é a principal forma de armazenamento energético e, portanto, de maior interesse para a produção de biodiesel. Os TAGs são constituídos por uma molécula de glicerol esterificada a três cadeias de ácidos graxos (HU *et al.*, 2008). Em condições de estresse nutricional, como limitação de nitrogênio, muitas espécies podem redirecionar seu metabolismo para o acúmulo de TAGs, que podem representar de 20 a 50% da biomassa seca (CHISTI, 2007; MATA; MARTINS; CAETANO, 2010).

Os ácidos graxos influenciam diretamente as propriedades físico-químicas do biodiesel produzido. Cadeias longas e saturadas, como o ácido palmítico (C16:0), estão associadas a valores mais altos do índice de cetano, parâmetro que reflete a qualidade da combustão do combustível (KNOTHE, 2005). Por outro lado, a presença de ácidos graxos insaturados, como o ácido oleico (C18:1), contribui para melhorar a fluidez em baixas temperaturas e reduzir a viscosidade, embora aumente a suscetibilidade à oxidação (KUMAR *et al.*, 2013).

Nesse contexto, os ácidos graxos poli-insaturados (ex.: ácido linoleico – C18:2, ácido linolênico – C18:3) podem comprometer a estabilidade oxidativa do biodiesel, diminuindo sua durabilidade no armazenamento (KNOTHE, 2005). Assim, perfis lipídicos compostos majoritariamente por ácidos graxos monoinsaturados são considerados os mais adequados para a produção de biodiesel de alta qualidade, por oferecerem um equilíbrio entre estabilidade, viscosidade e eficiência de combustão (MATA; MARTINS; CAETANO, 2010; RAWAT *et al.*, 2016).

Portanto, a seleção de linhagens de microalgas com perfil lipídico favorável, associada ao controle das condições de cultivo, constitui uma estratégia essencial para a produção de biodiesel competitivo, tanto em termos energéticos quanto econômicos.

3.3.2. Amônia como transportadora de hidrogênio

A amônia, conhecida também como gás amoníaco, é um gás incolor e inflamável que reage rapidamente com o oxigênio. A amônia se liquefaz a -33°C e solidifica em cristais brancos com -77°C de temperatura. É constituído por um átomo de nitrogênio e três de hidrogênio formando a estrutura química conhecida como NH_3 . Em estado líquido é mais conhecida como hidróxido de amônia que é uma base fraca (base de Lewis) com 30% de NH_3 em sua composição (JACKSON *et al.*, 2023). A amônia é um dos produtos químicos mais amplamente produzidos no mundo, estimada em 150 milhões de toneladas métricas (FERNANDEZ, 2024), é utilizada como gás refrigerante, produtos de limpeza, fabricação de plásticos, matéria-prima para produção de fertilizante, usado na indústria farmacêutica e como transportadora de energia sustentável (BICER *et al.*, 2016)

O termo amônia verde é utilizado para identificar a amônia produzida a partir de fontes renováveis, como solar e eólica, sendo um processo que não há emissão de carbono, apenas uso da água, ar e energia (FASIH *et al.*, 2021). O hidrogênio usado no processo de síntese da amônia é adquirido através da eletrólise da água. Outras vias de síntese da amônia são utilizadas e contribuem para novos termos e significados como a conhecida amônia azul, produzida a partir de combustíveis fósseis, mas no processo ocorre a captura do carbono (SOUSA, 2024; DEL POZO e CLOETE, 2022). A amônia apresenta potencial para transporte do hidrogênio, como combustível, pois a cada 1 mol de amônia é equivalente a 1,5 mol de hidrogênio (17,8%) em peso ou 108 kg H_2 / m^3 , além disso

Portanto, diferentes métodos de produção da amônia são abordados para identificar o melhor custo-benefício e suas eficiências.

3.3.3. Métodos de produção da amônia

O processo de síntese da amônia mais conhecido e utilizado mundialmente foi desenvolvido por Haber- Bosch em 1913. Este processo combina hidrogênio e nitrogênio junto com um catalisador de óxido de ferro sob pressão de 100 a 250 bar e requer temperaturas entre 350 e 550 °C. Segundo Gilbert e Thornley (2010) a produção de amônia consome cerca de 1,2% de energia total global e contribui com 0,93% de emissões dos gases de efeito estufa (GILBERT e THORNLEY, 2010).

A amônia pode ser gerada também por processos biológicos através de microrganismos fixadores de nitrogênio que reduzem o N₂ em suas células convertendo em amônia. Existem bactérias simbióticas capazes de fixar nitrogênio, mas as cianobactérias são mais conhecidas e as principais biofixadoras de N₂, isto porque é uma propriedade exclusiva dos microrganismos procariontes (Tabela 2). A enzima nitrogenase faz o papel de fixar e bioconverter o N₂, que requer energia (ATP) junto ao cofator molibdênio, que difunde as duas moléculas de N₂ em amônia e produz H₂ como subproduto. Pesquisadores relatam que as cianobactérias *Anabaena variabilis*, *Nostoc sp.* e *Anabaena azotica* são espécies que apresentam genes estruturais de vanádio nitrogenase. A nitrogenase com diferentes metais no centro ativo apresenta eficiência de liberação de geração de amônia e liberação de hidrogênio diferentes, como o que possui ferro é 60% menor em comparação com o que possui molibdênio (SADVAKASOVA *et al.*, 2022).

A biomassa de microalgas como a *Chlorella vulgaris* pode ser utilizada para gerar hidrogênio tanto por fotólise direta, gerando cerca de 8,65 ml L/h de H₂ (JAVED *et al.* 2022), quanto por fermentação escura através de um pré-tratamento enzimático, gerando cerca de 43,1 ml H₂/g (Tabela 2). A fotólise é um método utilizado por microrganismos que usam a luz solar para quebra de moléculas como a água, liberando oxigênio e hidrogênio. Esse processo ocorre através da enzima hidrogenase que cataliza os eletrons gerados recombinando com os protones (H⁺) formando o hidrogênio gasoso. Entretanto, apresenta pontos importantes a se destacar, pois esta enzima é inibida em contato com o oxigênio, reduzindo sua eficiência (PASSOS *et al.*, 2016; LIU *et al.*, 2021).

Considerando a fermentação escura, este é um processo anaeróbio, sem oxigênio e nem luz, em que os microrganismos degradam açúcares, carboidratos e proteínas contidos na biomassa microalgal e liberam como subproduto H₂, CO₂ e ácidos orgânicos (Como acético e butírico) (LIU *et al.*, 2021). Em alguns casos é utilizado o pré-tratamento enzimático para a quebra da parede celular da microalga e hidrolisar polímeros em açúcares simples, esse

processo aumenta a liberação em 4 mol de H₂ por mol de glicose, enquanto que a fotólise direta gera 2 mol de H₂ para cada 1 mol de O₂ gerado.

Tabela 2 - Diferentes espécies de microalgas e cianobactérias com potencial geração de hidrogênio e amônia em diferentes condições

Espécie	Meio de cultivo	Geração de hidrogênio / amônia	Processos	Referências
<i>Botryococcus sp.</i>	Biomassa seca e extraída o óleo Meio Z, co-cultura com bactérias – sem S	74,7 mmol/ g de H ₂	A gaseificação catalítica sobre o catalisador Ni-Fe/Mg/Al	WATANABE <i>et al.</i> (2015)
<i>Chlorella vulgaris (doce)</i>	Água residual municipal KOH (1:1) - 85 °C em estufa por 24 h. Incineração a 600°C por 30 min com CO ₂	8,65 ml L/h de H ₂	Fotólise direta e indireta	JAVED <i>et al.</i> (2022)
<i>Chlorella vulgaris (doce)</i>	TAP (Tris-Acetate-Phosphate)	43,1 mL H ₂ /g de peso seco	Pré-tratamento enzimático e Fermentação escura	YUN, <i>et al.</i> (2014)
<i>Chlorella vulgaris (doce)</i>	Cultivada em Arnon's (AA) com KNO ₃	3,250 - 10,263 mL/min/g, de H ₂	Catalisadores livres de metais (C-KOH-P) contendo fósforo (P) e oxigênio (O) com H ₃ PO ₄ e carvão ativado	SAKA <i>et al.</i> (2021)
<i>Chlorella vulgaris (Salina)</i>	Isolada de lagoa de oxidação da indústria têxtil	1,52 × 10 ⁻³ mmol mg Chl/h	Fotoeterotrólicamente	TINPRANE E <i>et al.</i> (2016)
<i>Nostoc sp.</i>	Zarrouk's medium	46 nmol/h.mg dry mass de H ₂	-	Shah <i>et al.</i> (2003)
<i>Nostoc sp.</i>	Meio BG-11	93–105 µmol/h.mg Clorofila	Produção máxima de H ₂ sob 18/6 (h/h – luz/escuro), pH 8,0, 31 °C, uma relação CO ₂ :Ar 2:10.	MONA <i>et al.</i> (2011)
<i>Spirulina platensis</i>	Meio BG-11 com NaCl	8.5 ± 0.2 mmol/L de H ₂	A taxa máxima com catalisador de 30% de H ₂ O hidrolisado - 23,06 ± 3,63 mmol de H ₂	SAKA <i>et al.</i> (2020)
<i>Nannochloropsis sp.</i>	-	63,8% de eficiência de produção de NH ₃ . 0,56 t NH ₃ /t biomassa seca.	Processo fermentativo com <i>Clostridium acetobutylicum</i>	PANDEY <i>et al.</i> (2021)
<i>Chlorella vulgaris (doce)</i>	<i>Biomassa seca a 105 °C por 12 h e peneirada <100 µm</i>	A maior conversão de nitrogênio em NH ₃ (55,98% em peso) é obtido a 800 °C	Gaseificação. A síntese de NH ₃ é realizada sobre um catalisador (Fe a 450 °C)	EFREMENKO <i>et al.</i> (2012)
<i>Spirulina platensis</i>	<i>Biomassa seca a 105 °C por 12 h e peneirada <100 µm</i>	O rendimento máximo de NH ₃ de 37,34% (800 °C) sob atmosfera de 15%H ₂ + 85%Ar	Gaseificação catalítica usando Óxidos de perovskita LaFeO ₃	NURDIAWATI <i>et al.</i> (2019)
<i>Spirulina platensis</i>	<i>Pirólise da biomassa</i>			WANG <i>et al.</i> (2022)

Considerando as dificuldades no transporte do hidrogênio após sua produção, a amônia tem sido estudada como um vetor energético potencial para armazenar e transportar o hidrogênio, visto que pode cada molécula de NH_3 é capaz de gerar 3 átomos de H_2 . Portanto, pesquisas abordam sobre a produção de amônia diretamente a partir de biomassa de microalgas e cianobactérias a partir de processos termoquímicos como pirólise e gaseificação. A pirólise é um processo que utiliza altas temperaturas (380 a 1000°C) na ausência de oxigênio resultando na sua decomposição em bio-óleos, biochar e gases. Esse processo demanda muita energia e seu rendimento é menor que a gaseificação, como foi abordado por Wang *et al.* (2022) em que a pirólise da biomassa de *Spirulina platensis* gerou 37,34% de NH_3 em peso seco, com relação a gaseificação que foi capaz de gerar 55,98% de NH_3 (Tabela 2). A diferença é que a gaseificação utiliza vapor de água como agente gaseificante (Podendo ser oxigênio e o ar atmosférico também) e temperaturas até 800°C, gerando gás de síntese que contém: H_2 , CO , CO_2 , CH_4 . O nitrogênio é introduzido a partir da captação do ar atmosférico e realizado a síntese da amônia (juntando N_2 do ar com H_2 da biomassa) (SAMUEL *et al.*, 2024; NURDIAWATI *et al.*, 2019; CARDOSO *et al.*, 2021).

Considerando que estes processos requerem altos investimentos, demanda por espaço e condições operacionais seguras. Para identificar que o processo é viável com a biomassa de microalgas, torna-se adequado e essencial o uso de softwares que permitem simular diversos cenários para tomada de decisões futuras. O Aspen plus é um software de simulação de processos químicos conhecido que projeta, modela e otimiza os processos industriais complexos, ajudando significativamente na tomada de decisões futuras.

3.3.4. Aspen Plus

O software ASPEN PLUS é um programa de simulação de processos químicos amplamente utilizado na indústria e na academia. Ele permite que engenheiros e pesquisadores modelem, simulem e otimizem processos químicos e petroquímicos. As ferramentas do Aspen Plus permitem que reações ocorram e estimem, tanto em quantidade, qualidade quanto financeiramente, a geração de um determinado produto. Esse processo de simulação e modelagem é importante para viabilizar a produção de processos químicos sem custo adicional por equipamentos, reagentes, energia e espaço de aplicação (SILVA e GUIRARDELLO, 2025).

O Aspen plus permite avaliar os fluxos de materiais e energia, além de permitir a realização de cálculos termodinâmicos complexos. O modelo desenvolvido pode ser ajustado quanto a temperatura, pressão e composição dos materiais permitindo criar

diagramas de fluxos de processos de diferentes substâncias (AHMED *et al.*, 2015).

A simulação da geração de amônia através da biomassa de microalgas e cianobactérias no Aspen Plus envolve diferentes etapas que inicia com a caracterização da biomassa, inserindo a composição elementar (carbono (C), hidrogênio (H), nitrogênio (N), oxigênio (O), enxofre (S), umidade e cinzas), obtidos através de análise elementar da biomassa em laboratório ou recolhendo dados da literatura existentes. Microalgas como *Nannochloropsis* e *Dunaliella* apresentam altos teores de proteínas e lipídios, características que influenciam diretamente a formação de gases durante a conversão termoquímica. Essa etapa é geralmente modelada no Aspen por meio do bloco *RYield*, que permite decompor a biomassa em componentes básicos antes de sua conversão em reatores subsequentes (MUSTAPHA *et al.*, 2020).

A segunda etapa consiste na definição da conversão termoquímica, sendo a gaseificação usualmente utilizada, podendo ser conduzida em condições convencionais ou supercríticas. Em simulações, a gaseificação envolve processos e reações endotérmicas que requer absorção de calor para a combustão da biomassa através de agentes gaseificantes (vapor de água ou ar) gerando gás de síntese (Syngas) emitindo principalmente monóxido de carbono (CO), dióxido de carbono (CO₂), metano (CH₄) e hidrogênio (H₂) (HUSSAIN *et al.*, 2023).

O gaseificador utilizado no Aspen Plus é o bloco *RGibbs*, que realiza a minimização da energia livre de Gibbs, fornecendo o equilíbrio termodinâmico do sistema e permitindo prever a composição do syngas gerado (ARORA *et al.*, 2016). Em alguns casos, utiliza-se uma abordagem combinada *RYield* + *RGibbs*, onde o primeiro bloco decompõe a biomassa em frações elementares e o segundo calcula o equilíbrio químico. O syngas resultante, rico em CO e H₂, passa por etapas de tratamento e ajuste de composição, sendo a reação *Water-Gas Shift* (WGS), reação que utiliza o vapor de água como processo químico catalítico para converter o CO e H₂O em CO₂ e H₂, esse processo é essencial para maximizar a fração de hidrogênio disponível. Essa unidade pode ser modelada em *RStoic* ou *RPlug*, com dados cinéticos ou taxas de conversão obtidas na literatura (DZIVA *et al.*, 2023).

Após a geração do hidrogênio é realizada a simulação da síntese de amônia, representada no Aspen Plus de forma análoga ao processo Haber-Bosch, utilizando reatores *RPlug* (Reator de fluxo de pistão, utilizado para processos cinéticos) ou *RStoic* (reator de conversão/estequiometria, utilizado para reações de equilíbrio químico) sob altas pressões (100–300 bar) e temperaturas moderadas, mas normalmente 800°C. O balanço H₂/N₂ deve

ser cuidadosamente ajustado, sendo comum a inclusão de uma unidade de separação de ar (*Air Separation Unit*, ASU) para obter o ar atmosférico e separar o nitrogênio dos outros componentes, fornecendo o N₂ de alta pureza. Na simulação, também é necessário considerar o looping químico (reciclo), em que o gás não convertido retorna ao reator após a separação da amônia condensada, reproduzindo o comportamento de plantas industriais (NURDIAWATI *et al.*, 2019; CHEN *et al.*, 2024). A integração de compressores, trocadores de calor e condensadores garante o fechamento dos balanços de massa e energia.

A escolha do modelo termodinâmico é outro aspecto fundamental. Para correntes gasosas ricas em H₂, CO, CO₂ e CH₄, modelos cúbicos de estado de equação como *Peng-Robinson* (PR) ou *Soave-Redlich-Kwong* (SRK) são os mais recomendados, pois descrevem comportamentos dos gases reais relacionando sua pressão, volume e temperatura. Esta equação foi desenvolvida por Otto Redlich e Joseph Kwong em 1949, sendo considerada uma equação empírica como melhoria da equação do gás ideal e da equação de Van der Waals (REDLICH e KWONG, 1949). Enquanto misturas líquidas polares ou complexas, que podem aparecer em rotas de liquefação hidrotérmica, podem ser descritas com modelos como *Non-Random-Two-Liquid* (NRTL), desenvolvido por Renon e Prausnitz em 1968 para melhor representar sistemas não ideais, que utiliza coeficiente de atividade considerando a não idealidade em misturas líquidas, usando interação binária. Foi desenvolvido outros modelos a partir do NRTL, considerando a extensão *Electrolyte-Non-Random-Two-Liquid* (ENRTL-RK), que incorpora a equação de Wilson (RK) visando melhorar as particularidades de sistemas eletrolíticos, que é um desafio para o modelo NRTL (RENON e PRAUSNITZCITAR, 1968).

A calibração do modelo deve ser feita a partir de dados experimentais de gasificação de biomassa de microalgas e cianobactérias, garantindo que a composição simulada do syngas reflita valores reais (RAHEEM *et al.*, 2018). Além disso, este software permite a análise de viabilidade econômica de projetos e sua eficiência, o que torna uma ferramenta versátil e importante para projetar, analisar e otimizar operações e torna-las mais sustentáveis, permitindo comparar rotas termoquímicas distintas e avaliar interações energéticas, quantificando as emissões de gases associadas. Assim, é possível realizar um relatório completo quando for aplicada em processos industriais.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

A primeira fase desse trabalho consistiu em um levantamento bibliográfico, visando à coleta de dados sobre as microalgas e cianobactérias com potencial de remoção de nutrientes e metais em águas residuais de avicultura e que também apresentam capacidade 39

na adaptação em ambientes contaminados e com temperatura de região tropical (acima de 24°C). Essas informações foram coletadas na base de dados da Web of Science, Science Direct e Springer seguindo as palavras-chaves: microalgae and cyanobacteria and poultry wastewater or poultry slaughterhouses, Microalgae and cyanobacteria and ammonia generation or hydrogen generation, Microalgae and cyanobacteria and hydrogen-carrying ammonia. Após a revisão da literatura e identificação das cepas potenciais, foi realizada uma triagem para pré-seleção das cepas de microrganismos do banco de cepas, coordenado pelo professor Dr. Ícaro Thiago Andrade Moreira no Instituto de Geociências da Universidade Federal da Bahia (IGEO/UFBA), associado ao laboratório LEPETRO (Centro de Excelência em Geoquímica do Petróleo, Energia e Meio ambiente), comparando com as informações encontradas na literatura.

A metodologia deste projeto foi baseada na seleção de técnicas e procedimentos adotados no âmbito da microbiologia clássica aplicada a engenharia de saneamento, biotecnologia ambiental, engenharia química com processos e simulação de reatores, relacionados a estudos de processo do uso de microrganismos para tratamento de efluentes industriais e reaproveitamento da biomassa para conversão em bioenergia.

Portanto, após a primeira fase, a metodologia foi dividida em quatro etapas: (i) pré-experimento para seleção de cepas de microalgas e cianobactérias; (ii) experimento com as cepas selecionadas para remoção de nutrientes na água residual; (iii) coleta e caracterização da biomassa para extração de lipídios e geração de biodiesel e (iv) desenvolvimento do modelo no Aspen Plus para simulação da geração de amônia.

4.1. PRÉ-EXPERIMENTO PARA SELEÇÃO DE CEPAS DE MICROALGAS E CIANOBACTÉRIAS

A primeira etapa da metodologia corresponde ao pré-experimento realizado em laboratório para a triagem inicial de cepas de microalgas e cianobactérias adquiridas e isoladas do banco de dados. A seleção das espécies foi realizada comparando dados com a literatura e monitorando o crescimento e adaptação desses microrganismos propagados na água residual avícola. Portanto, etapas principais foram realizadas para o desenvolvimento do trabalho, como a aquisição e propagação de diferentes cepas de microrganismos, coleta e caracterização da água residual avícola e preparo do sistema de cultivo para pré-seleção das cepas.

Os microrganismos selecionados foram: *Chlorella vulgaris*, *Spirulina maxima*, *Haematococcus pluvialis*, *Nostoc punctiforme*, *Brasilonema sp.* e *Desmodesmus sp.* A 40

microalga *Chlorella vulgaris* destaca-se por ser amplamente estudada pela elevada taxa de assimilação e consequente remoção de nitrogênio, fósforo, matéria orgânica, DQO e DBO em diferentes águas residuais municipais e industriais (MIAO *et al.*, 2016; MARQUES *et al.*, 2021; ÑAÑEZ *et al.*, 2024; DEHGHAN BANADAKI *et al.*, 2024), mas também em águas residuais avícolas (VIEGAS *et al.*, 2021). Outra microalga amplamente aplicada é *Spirulina maxima* (*Arthospira*), que se adapta bem a efluentes de abatedouros avícolas. A *S. Maxima* demonstra sua capacidade de reduzir amônia e fósforo em cultivos semicontínuos, gerando biomassa com alto teor proteico, que pode ser utilizada na alimentação animal, promovendo assim uma economia circular no setor avícola (PÉREZ-GUZMÁN *et al.*, 2024).

O gênero *Desmodesmus* apresenta eficiência em sistemas de tratamento de águas residuais avícolas, pois possui elevada tolerância a ambientes eutrofizados e removem de forma expressiva nitrogênio e fósforo, alcançando reduções próximas a 99% em alguns ensaios. Além disso, a biomassa produzida pode ser reaproveitada para nutrição animal e biofertilizante (YAAKOB *et al.*, 2019). Embora menos comum de ser cultivada em águas residuais, a *Haematococcus pluvialis* tem sido avaliada em estudos de valorização de efluentes agroindustriais, incluindo os avícolas. Mas seu uso principal é para produção de astaxantina, um carotenoide de alto valor econômico, sendo a produção feita em meio de cultura esterilizado. Revisões recentes destacam o potencial de integração dessa espécie em biorrefinarias, nas quais a remediação ambiental é combinada à produção de compostos bioativos (ZIGANSHINA; YUREVA; ZIGANSHIN, 2025).

Já no caso das cianobactérias, *Nostoc punctiforme* é conhecida pela biofixação de nitrogênio atmosférico e pela capacidade de remover nutrientes em águas residuais industriais. Apesar de não existirem registros específicos de sua aplicação em efluentes avícolas, estudos sugerem que sua robustez fisiológica e produção de exopolissacarídeos poderiam ser exploradas nesse contexto, abrindo perspectivas para investigações futuras (BELTON *et al.*, 2021). De forma semelhante, espécies do gênero *Brasilonema* sp. são frequentemente estudadas em ecologia de cianobactérias e aplicações biotecnológicas, mas ainda não há evidências diretas de sua utilização em efluentes avícolas. No entanto, sua presença em ambientes ricos em nutrientes e sua capacidade de formar biofilmes sugerem um potencial de aproveitamento futuro em sistemas de tratamento de efluentes de avicultura (ALVARENGA *et al.*, 2020).

4.1.1. Aquisição e propagação das cepas de microalgas e cianobactérias

As microalgas utilizadas na primeira etapa de estudo foram *Chlorella vulgaris*,
41

Haematococcus pluvialis e *Desmodesmus* sp. Para as cepas de cianobactérias, as espécies utilizadas foram *Nostoc punctiforme*, *Brasilonema* sp. e *Spirulina maxima*. Todas as cepas de microalgas e cianobactérias foram adquiridas da *Culture Collection of Algae the University of Texas at Austin (UTEX)*. *C. vulgaris*, *Desmodesmus* sp., *Brasilonema* sp. e *N. punctiforme* foram propagadas no meio *Bold Basal Medium (BBM)* esterilizado, já a *S. maxima* foi propagada no meio *Spirulina medium*. A *H. pluvialis* foi propagada no meio BG-11. As concentrações de nutrientes para os meios de cultivo são fornecidos pela UTEX (UTEX).

Os meios de cultivo foram autoclavados a 120°C por 15 minutos. Após a esterilização, as cepas foram propagadas em série (ANDRADE e FILHO, 2014) em erlenmeyers de 250 ml, incubadas a 30° C de temperatura (monitoradas com termômetro digital modelo TPM-10) com 2500 lux de intensidade luminosa (uso de luxímetro digital marca AKSO), pH permaneceu em média 7 (sem uso de tampão e monitorados com fita de pH marca Merk) e injeção de ar atmosférico de 1,4 L min⁻¹ através de compressores de ar automáticos (Boyu), durante 10 dias. O ar foi filtrado com filtro Ecofibernylon (25 mm) com tamanho do poro de 0,22 µm, para inibir a entrada de impurezas e também garantir o fornecimento de CO₂ ao meio aquoso e a suspensão das células dos microrganismos. A iluminação foi contínua através de lâmpadas de LED pontuais frias com potência de 11W cada, afastadas 20 cm de cada amostra e acopladas nas prateleiras ligadas a reatores eletrônicos, para estimular o crescimento acelerado dos microrganismos e adaptação das condições climáticas de região tropical.

4.1.2. Coleta e caracterização de água residual de avicultura

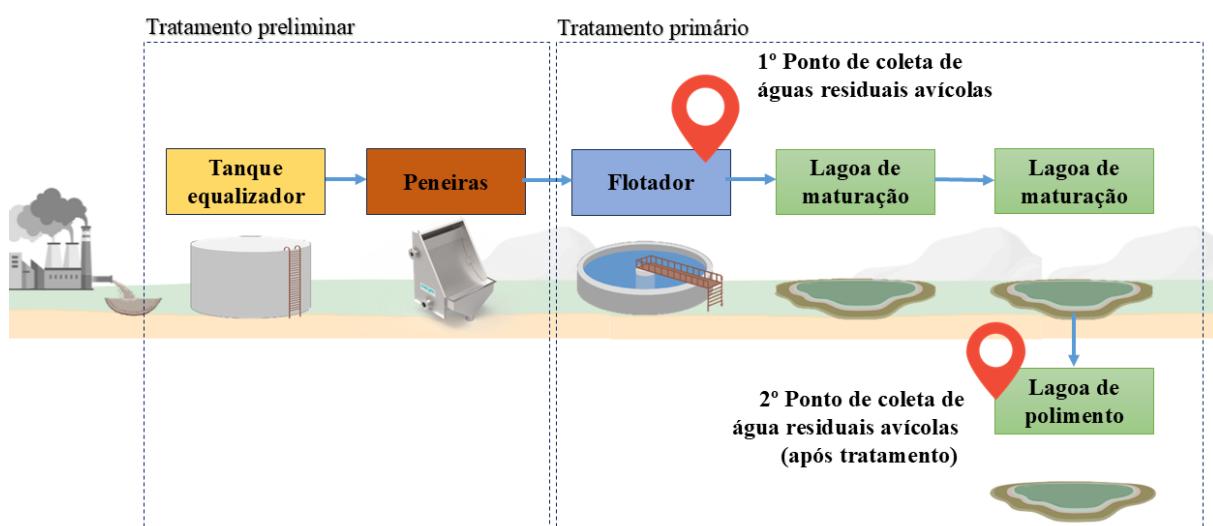
As amostras de águas residuais de avicultura foram adquiridas através da empresa de abate de frango Gujão Alimentos S/A localizada no município de Feira de Santana-BA, Brasil, cujas coordenadas são: 12°17'35"S 38°57'25"W. Esta empresa possui uma Estação de Tratamento de Efluentes (ETE) próxima e administrada pela empresa OS2 Engenharia e Consultoria, também localizada em Feira de Santana-BA, Brasil.

A ETE é composta por: unidade de captação do efluente (tanque equalizador), unidade de retenção de sólidos (Gradeamento para remoção de penas e material particulado em suspensão), unidade de remoção de gordura (Flotador) e unidade de tratamento biológico por sistema de lagoas (3 lagoas de maturação) (Figura 5). A coleta dos efluentes avícolas foi realizada no dia 3 de abril de 2024, no turno da manhã (10h07), em dois pontos distintos da ETE, para fins de comparação.

O primeiro ponto foi coletado no flotador, por ter passado pela etapa de remoção dos

sólidos (penas, peles e carcaças) e apresenta concentrações elevadas de nutrientes para o crescimento das microalgas e cianobactérias, a vazão é de 1200 m³/d. O segundo ponto foi proposto na 3^a lagoa de maturação por ter passado por todo o processo de tratamento preliminar e primário na ETE, sem o tratamento biológico por microalgas e cianobactérias, para que este seja reaproveitado como biofertilizante, visto que pode conter nutrientes que não foram removidos pelas bactérias endógenas, em comparação com as microalgas e cianobactérias.

Figura 5 - Unidades de tratamento na estação de tratamento de efluente da Gujão Alimentos e os pontos de coleta da água residual de avicultura



Fonte: Própria autora.

Os parâmetros não conservativos foram coletados através da sonda multiparâmetros (Horiba U-50) em campo. A determinação de nitrogênio, fósforo, DQO e metais são detalhados na seção 4.3. A tabela 3 apresenta a caracterização da água residual de avicultura coletadas no ponto 1 e 2.

Tabela 3 - Parâmetros analisados e suas concentrações em águas residuais de avicultura coletadas na empresa de abate de frango

Parâmetro	Ponto 1	Ponto 2	Unidade
Temperatura	21,31	22,07	°C
pH	7,78	8,01	-
eH	-123	-225	ORPMV
Condutividade	0,91	1,5	mS cm ⁻¹
Turbidez	980	266	NTU
Oxigênio Dissolvido (OD)	3,72	3,76	mg L ⁻¹
Saturação OD	43,2	44,3	%
Sólidos Totais	0,582	0,961	g L ⁻¹
Salinidade	0,4	0,8	ppm
Demandra química de Oxigênio (DQO)	1184,02 +/- 38,37	775,32 +/- 29,90	mg L ⁻¹

Nitroato	287,51 +/- 34,90	-	mg L-1
Nitrito	0	0,7	mg L-1
Nitrogênio amoniacal	81,9	48,7	mg L-1
Fosfato	42,8	24,48	mg L-1
Zinco	0,94742	0,17	mg L-1
Ferro	4,83442	1,02	mg L-1
Manganês	0,489979	0,05	mg L-1

4.1.3. Sistema de cultivo para pré-seleção das cepas

Experimentos em lote foram conduzidos em erlenmeyer com volume de 400 ml de água residual de avicultura não esterilizada para investigar o desempenho real do crescimento e adaptação das microalgas e cianobactérias. O grupo controle continha os microrganismos em meio de cultura respectivos para cada espécie, contendo 400 ml de volume total e esterilizados em autoclave à 120°C por 15 minutos. O desenho experimental é demonstrado pela figura 5:

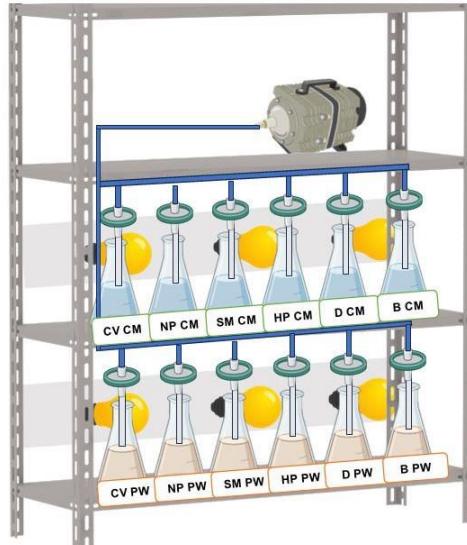
Figura 6 - Sistema de cultivo de microalgas e cianobactérias para pré-seleção de cepas com melhor desenvolvimento, adaptação e crescimento em águas residuais avícolas. O cultivo das cepas em meio de cultura representa o grupo controle

Cepas Propagadas em meio de cultivo (Controle)

- CV CM (meio de cultivo BBM + *C. vulgaris*);
- NP CM (meio de cultivo BBM + *N. punctiforme*);
- SM CM (meio de cultivo Spirulina + *S. maxima*);
- HP CM (meio de cultivo BG-11 + *H. pluvialis*);
- D CM (meio de cultivo BBM + *Desmodesmus sp.*);
- B CM (meio de cultivo BBM + *Brasilonema sp.*)

Cepas Propagadas em água residual de avicultura

- CV PW (água residual de avicultura + *C. vulgaris*);
- NP PW (água residual de avicultura + *N. punctiforme*);
- SM PW (água residual de avicultura + *S. maxima*);
- HP PW (água residual de avicultura + *H. pluvialis*);
- D PW (água residual de avicultura + *Desmodesmus sp.*);
- B PW (água residual de avicultura + *Brasilonema sp.*)



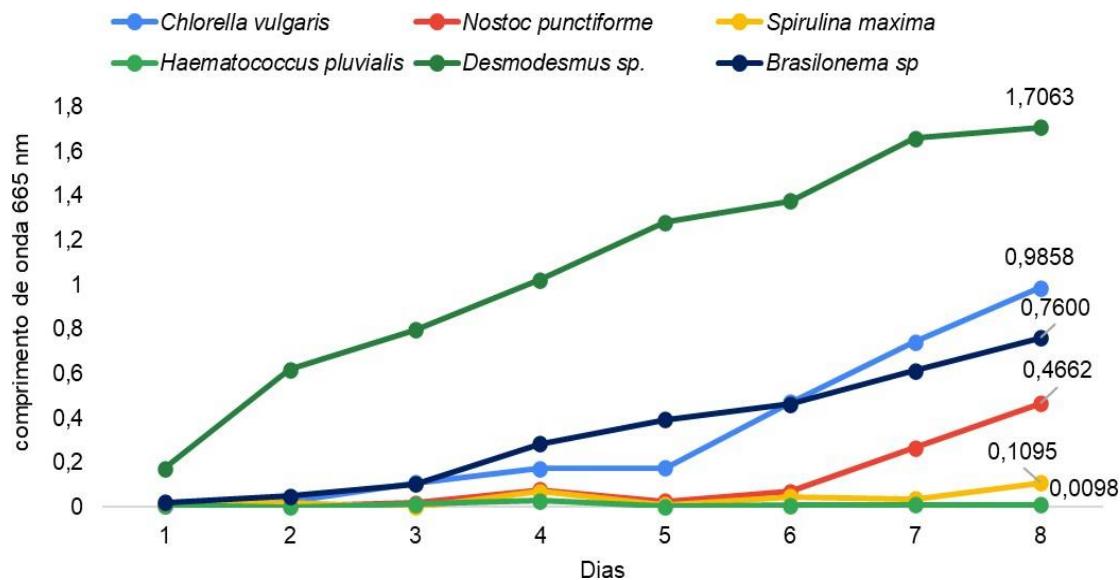
Fonte: Própria autora.

O pré-experimento foi conduzido em condições controladas sob iluminação contínua (2500 lux) através de lâmpadas de LED brancas frias monitoradas com luxímetro digital e a aeração foi realizada através de injeção de ar atmosférico através de compressores de ar automáticos (Resun AC-1500, 3 W) com vazão de 1,4 L min-1. O ar foi filtrado usando um filtro de náilon VertiClean (25 mm) com tamanho de poro de 0,45 µm. O experimento durou

cerca de 8 dias e apresentou temperatura constante de 29,6°C +/- 0,5, o pH se manteve em 8,0 +/- 1,0. Cada erlenmeyer recebeu volume de inóculo de 10% do volume total do experimento. O monitoramento do crescimento dos microrganismos foi realizado através de leitura em espectrofotômetro (Agilent UV-VIS) no comprimento de onda em 665 nm, por estar relacionado a fração de energia luminosa que é absorvida pelo material (neste caso pelo pigmento clorofila dos microrganismos) Talapatra *et al.* (2023).

Após o pré-experimento, foram selecionadas dois gêneros, a microalga *Desmodesmus sp.*, com o maior crescimento em 1,7063 de absorbância (leitura no comprimento de onda em 665 nm), comparado às outras espécies de microalgas propagadas, e a cianobactéria *Brasilonema sp.*, com 0,7600 (665 nm) de absorbância, que apresentou maior crescimento comparada às demais cianobactérias (Figura 7).

Figura 7 - Crescimento de microalgas e cianobactérias, através do pigmento clorofila, propagadas em água residual avícola como pré-experimento para seleção de cepas potenciais para o uso no tratamento de efluentes



4.2. EXPERIMENTO COM AS CEPAS SELECIONADAS

Após o pré-experimento, foram selecionadas dois gêneros, uma microalga (*Desmodesmus sp.*) e uma cianobactéria (*Brasilonema sp.*) pelos resultados obtidos. As cepas selecionadas foram propagadas em série em meio de cultivo BBM esterilizado até atingir estágio exponencial de crescimento e ser transferido para o sistema de cultivo em fotobioreatores escala de laboratório. Além do crescimento na água residual avícola, outros

fatores foram importantes para escolha dessas espécies.

A microalga *Desmodesmus sp.* é conhecida por apresentar alta capacidade de adaptação e crescimento em diversas águas residuais como de suinocultura (CHEN *et al.*, 2020) municipais (SARFRAZ *et al.*, 2021), pelo seu alto grau de plasticidade fenotípica. Além disso, apresenta característica coloidal, dependendo das condições ambientais, possibilitando que ocorra autoflocação, importante fator para economizar na coleta da biomassa em larga escala (CHEN *et al.*, 2020).

A cianobactéria *Brasilonema sp.* pode ser encontrada no México central (BECERRA-ABSALÓN *et al.*, 2013), Índia (MONDAL *et al.*, 2022) e no sudoeste do Brasil, principalmente em florestas tropicais e subtropicais (SANT'ANNA *et al.*, 2011). Portanto, outro fator importante para utilizar esta espécie de cianobactéria foi apresentar capacidade de suportar temperaturas de regiões quentes no Brasil.

4.2.1. Sistema de cultivo de microalgas e cianobactérias em águas residuais de avicultura

Para avaliar o uso da microalga e cianobactéria na remoção de nutrientes em água residual e potencial reuso da biomassa, foram conduzidos experimentos em laboratório, utilizando fotobioreatores de cilindro (Borossilicato - 14 cm de diâmetro, 22 cm de altura e volume útil de 3 L). O volume do experimento foi de 2,5 L, contendo meio BBM, como grupo controle, ou efluente avícola, mais 10% da cepa inoculada (MARQUES *et al.*, 2021), que corresponde a concentração inicial de 3,42 mg L⁻¹ para *Desmodesmus sp.* e 1,74 mg L⁻¹ para *Brasilonema sp.*

Foram incubadas a 28º C de temperatura, sob iluminação contínua através de lâmpadas de LED brancas frias com 2500 lux de intensidade luminosa, monitoradas com luxímetro digital, pH 7 - 8 e injeção de ar atmosférico de 3 L min⁻¹ através de compressores de ar automáticos (Resun AC-1500, 3 W) por 10 dias. O ar foi filtrado usando um filtro de náilon VertiClean (25 mm) com tamanho de poro de 0,45 µm. O grupo controle continha as microalgas e cianobactérias cultivadas em meio de cultura esterilizados em autoclave à 120ºC por 15 minutos. Os experimentos foram denominados como:

- (D MC) *Desmodesmus sp.* cultivada em meio de cultura BBM;
- (D PW) *Desmodesmus sp.* cultivada em efluente de avicultura;
- (B MC) *Brasilonema sp.* cultivada em meio de cultura BBM;
- e (B PW) *Brasilonema sp.* cultivada em efluente de avicultura.

O monitoramento da remoção da DQO, nitrito, nitrato, nitrogênio amoniacial, fosfatos e metais, foi realizado em dois tempos: inicial, primeiro dia de montagem do experimento em lote e final, após 10 dias de cultivo das microalgas e cianobactérias. O monitoramento do crescimento dos microrganismos foi realizado diariamente durante 10 dias de cultivo. Considerando realizar simulações reais na remoção de nutrientes pela microalga e cianobactéria, o efluente de avicultura não foi esterilizado para garantir a interação entre esses microrganismos e as bactérias endógenas, assim foi realizado o monitoramento do crescimento de bactérias diariamente e a identificação molecular para avaliar os principais grupos de bactérias presente na água residual. Após, o experimento foram realizadas as análises na água, além de coleta e secagem da biomassa para avaliar o potencial geração de bioproductos: amônia e biodiesel.

4.2.2. Crescimento das microalgas e cianobactérias

Considerando a turbidez da água residual de avicultura, que poderia inviabilizar a determinação do crescimento celular através de densidade óptica pela absorbância em espectrofotômetro, foi escolhido determinar o crescimento das microalgas e cianobactérias realizando extração do pigmento clorofila (a) pelo método de suspensão por solvente (SSM) adaptado de Talapatra *et al.* (2023). Segundo Talapatra *et al.* (2023), a extração com o solvente metanol apresentou melhores resultados. Portanto, foram coletados 4 ml de amostras e centrifugadas a 5000 rpm durante 10 minutos. O sobrenadante foi retirado e descartado. Foi adicionado metanol na biomassa precipitada (Pallet), na proporção 1:1 (v:v) e acondicionados no escuro à 4°C, ou seja, para 4 ml de amostra foram utilizados 4 ml de metanol. Após 24 horas, as amostras foram centrifugadas novamente e o sobrenadante contendo o solvente foi transferido para cubetas para leitura em espectrofotômetros (Agilent Cary 60 UV–Vis) nos comprimentos de onda de 665 e 652 nm. A média e o desvio padrão das triplicatas foram calculados. A concentração de clorofila a (Chl-a mg L^{-1}) foi determinada através da equação 1:

$$\text{Chl}(a) (\text{mg L}^{-1}) = 16,74 * (\text{OD})665 - 9,16 * (\text{OD})652 \quad (1)$$

Sendo que OD significa o valor resultante da densidade optiva no espectrofotômetro (utilizando 665 nm e 652nm de comprimento de onda). A taxa de crescimento diário foi calculada de acordo a seguinte equação 2 (MARQUES *et al.*, 2021):

$$G. \text{diário} (\text{mg/L.d}) = \frac{G_f - G_i}{T} \quad (2)$$

Em que G_f e G_i representam a concentração final e inicial respectivamente de células (dado pela concentração de Chl(a) em mg/L. O T representa a quantidade de dias totais do experimento.

4.2.3. Identificação molecular das cepas bacterianas

As amostras foram acondicionadas e transferidas para a empresa Neoprospecta para identificação molecular de cepas bacterianas. A identificação de bactérias foi realizada utilizando-se o sequenciamento de alto desempenho das regiões V3/V4 do gene 16S rRNA. O preparo das bibliotecas seguiu um protocolo proprietário (Neoprospecta Microbiome Technologies, Brasil). Foi realizada a amplificação com primers para região V3-V4 do gene rRNA 16S, 341F com sequência (CCTACGGGRSGCAGCAG), e 806R com sequência (GGACTACHVGGGTWTCTAAT) (WANG e QIAN, 2009; CAPORASO *et al.*, 2012). As bibliotecas foram sequenciadas utilizando-se o equipamento MiSeq Sequencing System (Illumina Inc., USA). Se o sequenciamento for paired-end, os kits V3 com 600 ciclos ou V2 com 500 ciclos podem ser utilizados. Se for single-end, o kit V2 com 300 ciclos é utilizado. As sequências foram analisadas por meio do pipeline Sentinel. As identificações taxonômicas são realizadas com blastn v.2.6.0+ (ALTSCHUL *et al.*, 1990), usando como referência um banco de dados proprietário ou público.

4.2.4. Monitoramento do crescimento de bactérias

A quantificação de bactérias foi caracterizada pela densidade da comunidade bacteriana dado em Unidade formadora de colônia (UFC), através da técnica de plaqueamento por micropota adaptado de Romeiro (2001), e diluição em série decimal. Resumidamente, foram coletadas 0,1 mL de amostras e diluídas em 0,9 mL de água estéril até 10^{-8} . Cada diluição foi plaqueada em meio sólido (ágar nutritivo) e incubada à 35°C +/- 2 durante 24 horas, temperatura ótima que as bactérias, principalmente *bacillus* e *lactobacillus* encontradas em efluente avícola ou carne de frango, crescem (TSAFRAKIDOU *et al.*, 2021). Após a incubação, as placas selecionadas foram quantificadas considerando número de colônias entre 2 a 200. O número de colônias contadas foi multiplicado pelo recíproco da diluição e os resultados foram expressos em UFC (MOREIRA *et al.*, 2011). O crescimento bacteriano foi monitorado durante os 10 dias de experimento.

4.3. MÉTODOS ANALÍTICOS EM ÁGUA E BIOMASSA

Considerando as análises em laboratório tanto na matriz água quanto na biomassa,

são detalhados a seguir os procedimentos e metodologias adotadas para determinação dos parâmetros de interesse nesta pesquisa.

4.3.1. Coleta do sobrenadante e secagem da biomassa para análises

A coleta da biomassa da microalga e cianobactéria foi realizada por centrifugação a 4000 rpm durante 15 minutos. O sobrenadante foi coletado e transferido para frascos de borossilicato (Schott Duran) para posterior análise de substâncias poliméricas extracelulares (EPS), nitrato, fósforo, nitrogênio amoniacal, metais e DQO. A biomassa concentrada foi congelada por 24 horas e transferida para secagem a frio através de um liofilizador (Modelo L108 - Liotop) durante 5 dias para retirada total de umidade e conservação das propriedades da biomassa. Após a secagem, a biomassa obtida foi calculada através do método gravimétrico e expressa em gramas. Além disso, a biomassa foi caracterizada e submetida a um analisador elementar (Flash 2000 Analyzer - Thermo Fisher) para fornecer o teor de carbono (C), nitrogênio (N), hidrogênio (H) e oxigênio (O) para estimar o potencial de geração de produtos de valor agregado (VAPs).

4.3.2. Análise de metais em água

Os metais analisados foram: cádmio (Cd), ferro (Fe), cromo (Cr), cobre (Cu), chumbo (Pb), níquel (Ni), manganês (Mn), arsênio (As) e zinco (Zn). Esses metais são relevantes para a pesquisa, visto que são potencialmente tóxicos sendo reconhecidos como agentes carcinogênicos e mutagênicos pela agência internacional de pesquisa em câncer (IARC). Portanto, são metais importantes que precisam ser removidos seguindo os padrões da legislação vigente CONAMA nº 430/11 (BRASIL, 2011). Para identificar a presença desses metais na água foram coletadas 90 ml das amostras filtradas por membranas microfibra de vidro (GF/F Whatman) para separação do material particulado e o efluente. As amostras filtradas foram transferidas para uma placa aquecedora (NETLAB – CH01), onde foram submetidas à digestão com ácido nítrico (HNO_3) a 170°C. Após digestão e concentração das amostras, foi realizada a leitura utilizando a técnica de Espectrometria de Emissão Óptica por Plasma Acoplado Indutivo - ICP OES da Agilent Technologies (ISO 22036:2024 e EPA Method 200.7 Rev. 4.4/1994) para quantificação dos metais presentes no efluente (ASTM, 1992).

4.3.3. Determinação de nitrogênio, fósforo e DQO em água

As amostras para análises foram coletadas no início e no final do experimento para quantificação. O nitrato (NO_3^-) foi determinado pelo método SM 4500-NO3B, reação com ácido sulfúrico e realizada a leitura em espectrofotômetro com 220 nm de comprimento de onda

(Agilent Cary 60 UV–Vis) (APHA, 2012). O fósforo na forma de fosfato (PO³⁻) foi determinado pelo método SM 4500-PE com uso dos reagentes molibdato de amônio, antimonil tartarato de potássio e ácido ascórbico, depois a amostra foi lida em espectrofotômetro com comprimento de onda em 880 nm (APHA, 2012). A demanda química de oxigênio (DQO) foi determinada pelo método SM 5220 D - Refluxo fechado e colorimetria, foi realizado a digestão da amostra a 150° por 2 horas em um bloco de aquecimento (Modelo TE-021 - Dry Block), depois foi realizada leitura em espectrofotômetro em 600 nm (APHA, 2012). A determinação do nitrogênio amoniacal foi realizada pela técnica de destilação em Kjeldahl e quantificado em cromatógrafo de íons (APHA, 2012).

4.3.4. Eficiência de remoção

A eficiência de remoção de nitrogênio, fósforo, metais e DQO foram calculados usando a equação 3 (NAYAK *et al.*, 2016), sendo Ci a concentração inicial e Cf a concentração final.

$$\text{Eficiência de remoção (\%)} = \frac{Ci - Cf}{Ci} * 100 \quad (3)$$

4.3.5. Extração de substâncias poliméricas extracelulares (EPS) em água

O sobrenadante livre de células de microalgas e cianobactérias foi utilizado para extração do EPS. Foi adicionado Etanol a 95% na proporção 3:1 (v/v) com 150 ml de etanol para cada 50 ml de sobrenadante e mantidos a 4°C durante 24 horas. Posteriormente, as amostras foram centrifugadas a 4000 rpm durante 15 minutos, para concentração do precipitado, e o solvente foi retirado e descartado. O precipitado (EPS bruto) foi transferido para estufa a 35°C para evaporar o restante do solvente. A produção do EPS bruto obtida após extração foi calculada através do método gravimétrico e expressa em g/L. Seguindo a metodologia adaptada de Jesus (2019) e demonstrado na equação 4, onde EPSg é o valor obtido do EPS após secagem dado em gramas.

$$EPS(g/L) = EPS(g) * 0,5 \quad (4)$$

4.3.6. Análise elementar e geração estimada de proteína na biomassa

A biomassa foi caracterizada pela composição de carbono (C), nitrogênio (N), oxigênio (O), hidrogênio (H) e enxofre (S), realizada através da análise elementar da biomassa com o Elementar Flash (2000 Analyzer - Thermo Fisher Scientific). A partir dos dados obtidos da caracterização da biomassa quanto ao teor de nitrogênio, o rendimento de proteína foi 50

estimado através da equação 5, onde a concentração de biomassa total ($X_{biomass}$ – mg/L) é multiplicada pelo coeficiente 6,25 e a proporção de nitrogênio que compõe a biomassa (N_{algae} - %), considerando $X_{protein}$ dado em porcentagem (%) (LI *et al.*, 2019):

$$X_{protein} = 6,25 * X_{biomass} * N_{algae} \quad (5)$$

4.3.7. Cálculos da biofixação de CO₂ e poder calorífico

A taxa de biofixação de CO₂ foi calculada a partir da produtividade da biomassa de acordo com a seguinte equação (6) (RAMIREZ *et al.*, 2024):

$$Taxa\ de\ biofixação\ CO_2\ (gCO_2/L.d) = R * C * \frac{MCO_2}{Mc} \quad (6)$$

Sendo R o rendimento da biomassa (g/L.d), C é a concentração de carbono na biomassa (% p/p - em fração decimal), MCO₂ é o peso molecular do dióxido de carbono e MC é o peso molar do carbono.

O conteúdo de carbono fixo (FC) da biomassa foi determinado através da equação (7), para o cálculo do poder calorífico superior (HHV) (MAGALHÃES *et al.*, 2022; RAMIREZ *et al.*, 2024) foi obtido através da equação 8. Para o cálculo do menor poder calorífico (LHV) Salem *et al.* (2022) foi obtido pela equação 9:

$$FC(\%) = 100 - (ASH + VM) \quad (7)$$

$$HHV = 20.6 - 0.352 * C + 2.114 * N - 0.379 * VM + 0.1131 * FC - 0.0394 * C * N + 0.01166 * C * VM \quad (8)$$

$$LHV = 10.78 * H_2 + 12.63 * CO + 35.88 * CH_4 \quad (9)$$

Destaca-se que VM é o teor de material volátil (%) e determinado pelo método (ASTM D5832 - 98). ASH é o teor de cinzas dado em porcentagem da biomassa e determinado pelo método (ASTM E1755 - 01), C é teor de carbono na biomassa (%), N é o teor de nitrogênio na biomassa (%). Esses valores foram adquiridos através da análise elementar da biomassa com o Elementar Flash (2000 Analyzer - Thermo Fisher Scientific). Os valores de H₂, CO e CH₄ foram obtidos no simulador Aspen Plus. Para melhor visualização dos resultados foram gerados gráficos usando o software Excel versão 10

4.3.8. Extração e quantificação de lipídios

A extração do lipídio foi realizada em 100 mg de biomassa seca, através do método Bligh- Dyer (1959) usando mistura de 25 ml de clorofórmio-metanol (2:1 v:v). A biomassa junto com o solvente foi macerada e depois foram tratados com ultrassonicação a 35 kHz durante 30 minutos em condições ambientais. Depois foi adicionado uma solução aquosa de NaCl a 0,73%. As amostras foram centrifugadas a 1030 rpm por 2 minutos para a separação de fases (YASIN *et al.*, 2023). Após o processo, foi realizada filtração em coluna contendo sulfato de sódio calcinado (retirada de umidade). O filtrado foi transferido para o rotoevaporador (Fisatom - modelo 802-D) removendo o solvente e concentrando o óleo extraído. Esse processo foi realizado duas vezes. Após o processo, o óleo foi coletado, transferido para um vial de 1,5 mL previamente pesado e depositado na capela, onde permaneceu por 24 h para evaporação do excesso de reagente a temperatura ambiente. O óleo extraído foi quantificado através do método gravimétrico em balança analítica. O teor de lipídios foi calculado utilizando a equação 9:

$$\text{Produção de lipídios (\%)} = \frac{\text{Peso lipídios extraídos (g)}}{\text{Peso inicial da biomassa (g)}} * 100 \quad (9)$$

4.3.9. Transesterificação de lipídios para obtenção do biodiesel

Após quantificação do teor de lipídios, foi realizado a transesterificação pelo método indireto para obtenção da composição dos ésteres metílicos de ácidos graxos (FAMES), seguindo (YASIN *et al.*, 2023). Foi adicionado 12 ml de metanol mais 0,215 ml de ácido clorídrico junto com o óleo em um tubo de vidro de 20 ml e fechado firmemente para garantir que a solução não evaporasse. Posteriormente, o tubo foi imerso em um bêquer com água e transferido para banho maria à 80°C durante duas horas. Depois, foi retirado e deixado em repouso por 15 minutos. A solução foi transferida para tubo de centrífuga e centrifugados por 4500 rpm durante 3 minutos. Por fim, foi adicionado hexano para ter separação de fases e retirado cuidadosamente com a pipeta de Pasteur todo o conteúdo da camada superior, transferidos para balões e rotoevaporados para retirada dos solventes. Após, o conteúdo concentrado do balão foi transferido para vials de 1,5 ml e avolumados para 0,5 ml.

Os FAME's foram analisados usando espectrometria de massas por cromatografia gasosa (GC-MS Agilent 7890 B) com temperatura do injetor 240°C, injeção de 1 microlitro, fluxo de gás Hélio à 1 mL/min, utilizando uma coluna capilar (Carbowax polyethylene glycol) comprimento de 30 metros, 032 mm de diâmetro interno temperatura inicial da coluna 150°C acrescentando-se 5°C por minuto até 210°C. Acoplada ao espectrômetro de massas (Ms Triple Quadrupolo 7000D) linha de transmissão à 280°C e temperatura da fonte 300°C. Foi

usada uma coluna capilar Biodiesel for Glycerides (CP9078) de 15 m de comprimento com 0,32 mm de diâmetro interno. Os componentes do FAME foram identificados pela comparação do padrão: (C14:00) Methyl myristate 2%, (C16:00) Methyl palmitate 30%, (C16:01) Methyl palmitoleate 3%, (C18:00) Methyl stearate 14%, (C18:01) Methyl oleate 41%, (C18:02) Methyl linoleate 7%, (C18:03) Methyl linolenate 3%.

4.3.10. Análise estatística

As análises foram realizadas em duplicata sob condições idênticas. Os resultados obtidos são relatados como valores médios juntamente com seus desvios-padrão correspondentes, que representam a variabilidade dentro do conjunto de dados. A ANOVA foi realizada e um nível de confiança de 95% (nível de significância $p>0,05$) foi considerado. As curvas de crescimento foram realizadas no Excel.

4.4. DESENVOLVIMENTO DO MODELO SIMULAÇÃO NO ASPEN PLUS

4.4.1. Descrição do processo

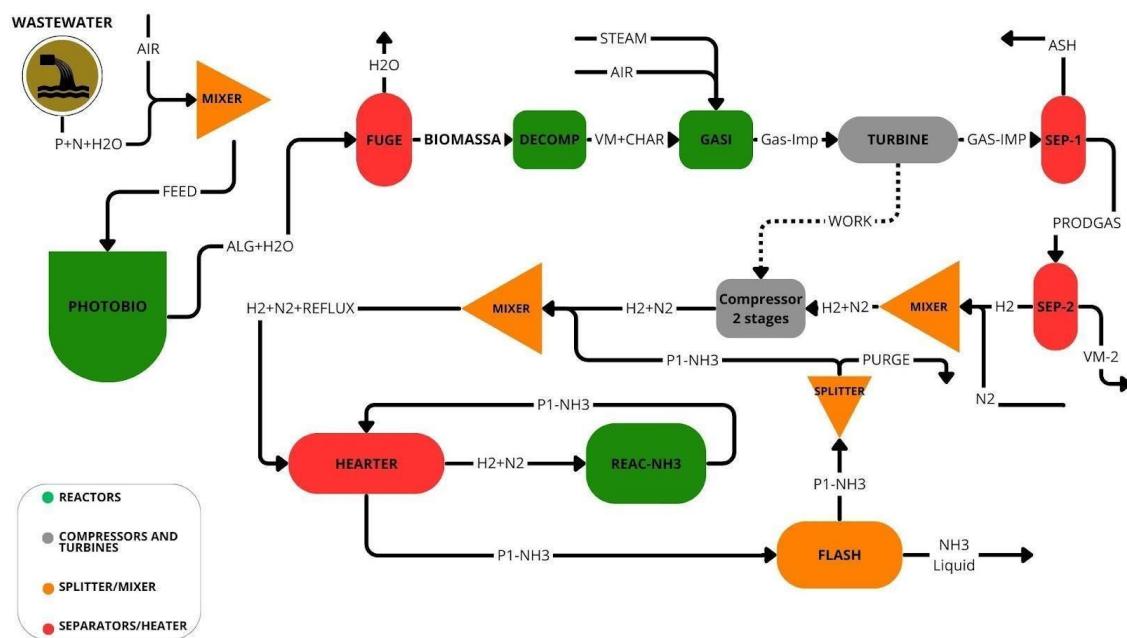
O processo inicial da produção de biomassa de microrganismos fotossintetizantes consiste na mistura de água contendo nutrientes essenciais como: macronutrientes (fósforo, nitrogênio e carbono) e micronutrientes (Zinco, ferro, manganês, níquel, cádmio, magnésio, cobre). Sistemas de aeração são utilizados no processo de cultivo mixotrófico (Consumo de carbono orgânico e inorgânico) para o fornecimento do carbono inorgânico com injeção de ar atmosférico ou injeção direta de CO₂ e para possibilitar a suspensão das células, auxiliando no processo de fotossíntese e mistura homogênea ao sistema (ÑAÑEZ *et al.*, 2024). Todo esse processo é realizado em um reator denominado fotobiorreator, pois para a realização da fotossíntese é necessário o fornecimento de luz.

Após o crescimento dos microrganismos, estes formam uma pasta denominada biomassa que é separada por centrifugação para retirar a parte sólida do líquido. A água pode ser reaproveitada para o cultivo seguinte ou para outras finalidades na indústria como: lavagens, resfriamento e aquecimento. Em outros casos, a água para o cultivo de microrganismos fotossintetizantes é originária de efluentes industriais (água residual), pois os resíduos contidos na água são utilizados como nutrientes essenciais para o crescimento dos microrganismos e produção maior de biomassa, diminuindo os custos com água potável e compra de nutrientes (MARQUES *et al.*, 2021).

Após a separação da biomassa, esta é transferida para o gaseificador para decomposição em gás de síntese (Syngas) que tem como principais componentes o CO, CO₂,

H_2 e CH_4 (HAN *et al.*, 2017). O processo de gaseificação consiste na oxidação parcial de uma matéria rica em carbono, através de altas temperaturas, oxigênio limitado e utilizando agentes gaseificantes como: ar ou vapor de água (SIWAL *et al.*, 2020). Assim, a gaseificação é realizada por meio das reações de combustão e oxidação descritas na tabela 4 pelo processo termoquímico. Quando a biomassa é submetida a temperaturas acima de 500 °C, converte o carbono que compõe a biomassa em carvão e material volátil. O gás de síntese é então gerado a partir do material volátil e essas reações ocorrem devido a quantidade de energia fornecida na forma térmica (BERKEL *et al.*, 2024).

Figura 8 - Fluxograma detalhado do processo de cultivo de microalgas e cianobactérias para geração de biomassa, seguida da decomposição da biomassa por gaseificação e síntese de amônia líquida



Fonte: Própria autora.

A gaseificação da biomassa foi simulada por meio do software Aspen Plus V10® (AspenTech Inc.) através da minimização da energia livre de Gibbs, que permite calcular o equilíbrio químico e utilizá-lo como referência (SHI *et al.*, 2022). Após a geração do gás de síntese, ocorre a purificação do gás para produção do hidrogênio gasoso, que é combinado com o gás nitrogênio (captado da atmosfera) para a síntese da amônia. A síntese da amônia envolve o processo Haber-bosch através de uma reação catalítica que ocorre entre 300 a 400°C e entre 150 a 200 bar (temperaturas moderadas e altas pressões) para que a reação ocorra entre H₂ e N₂. Depois a amônia gasosa é resfriada para a liquefação e produção da

amônia líquida a -33°C (SAMUEL *et al.*, 2024).

As reações envolvidas no processo de gaseificação, geração de hidrogênio e síntese da amônia, são apresentadas na tabela 4, R1-R10 (RAMIREZ *et al.*, 2024; ZHANG *et al.*, 2024). De acordo com Zhang *et al.* (2024), as reações utilizadas no processo de gaseificação e produção de amônia foram descritas e elencadas na tabela 4. Os gases estão no estado ideal, desprezando a perda de calor dos componentes para a atmosfera. Todos os reatores estão na condição adiabática.

Tabela 4 - Reações envolvidas no sistema de gaseificação até a síntese de amônia

Nº	Nome da reação	Reação	Entalpia da reação
R1	Reação água-gás	$C + H_2O \rightarrow CO + H_2$	+131 kJ/mol
R2	Reação de deslocamento CO	$CO + H_2O \rightarrow CO_2 + H_2$	-41 kJ/mol
R3	Reação de Boudouard	$C + CO_2 \rightarrow 2CO$	+172 kJ/mol
R4	Metanação	$C + 2H_2 \rightarrow CH_4$	-74,8 kJ/mol
R5	Reforma de vapor do metano	$CH_4 + H_2O \rightarrow CO + 3H_2$	+206 kJ/mol
R6	Formação do sulfeto de hidrogênio	$H_2 + S \rightarrow H_2S$	-20,2 kJ/mol
R7	Combustão do carbono	$C + O_2 \rightarrow CO_2$	-393 kJ/mol
R8	Oxidação parcial do carbono	$C + 0.5O_2 \rightarrow CO$	-111 kJ/mol
R9	Combustão parcial do hidrogênio	$H_2 + 0.5O_2 \rightarrow H_2O$	-242 kJ/mol
R10	Síntese da amônia	$N_2 + 3H_2 \rightarrow 2NH_3$	-62,76 kJ/mol

4.4.2. Desenvolvimento do modelo no Aspen Plus

A modelagem foi realizada utilizando o programa Aspen Plus V10® (AspenTech Inc.). Inicialmente, todos os elementos utilizados no modelo foram selecionados e classificados como convencionais ou não convencionais. Para os elementos não convencionais como biomassa, alga e cinzas, a entalpia foi definida segundo o modelo de calor de combustão (HCOALGEN) desenvolvido por Mott and Spooner (IGT, 1978) e a densidade dos elementos não convencionais foi calculada de acordo com o modelo matemático DCOALIGT presente no Aspen plus desenvolvido pelo Institute of Gas and Technology (IGT), ambos os modelos foram avaliados pelo Institute of Gas and Technology (IGT, 1978).

O modelo desenvolvido neste trabalho apresenta quatro seções para a produção de amônia: 1) Produção de biomassa em fotobioreator; 2) Decomposição da biomassa e produção de gás de síntese; 3) Purificação de gás de síntese e geração de hidrogênio (H_2); 4) Síntese de amônia (NH_3).

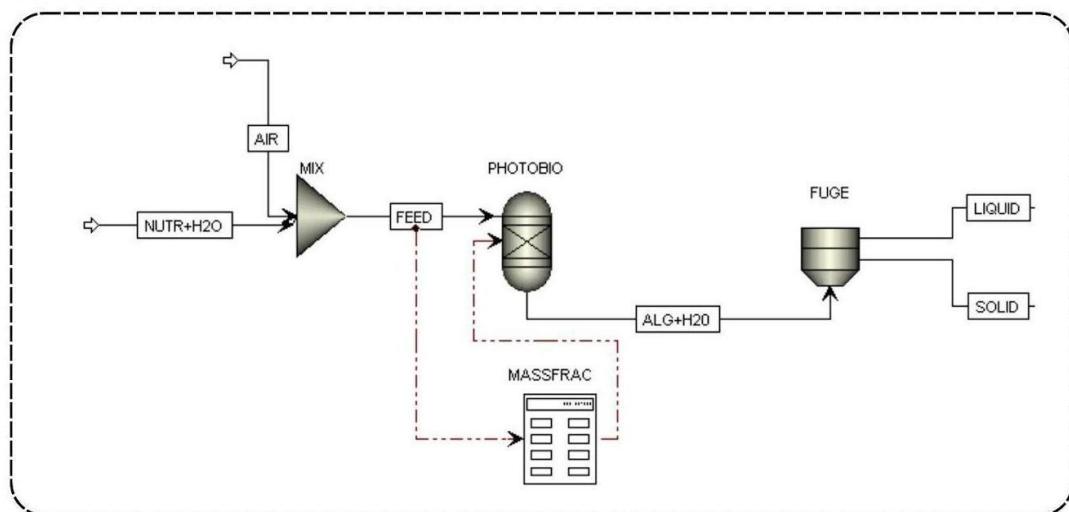
A primeira seção (Figura 8) apresenta o processo de cultivo dos microrganismos no modelo desenvolvido no Aspen Plus versão 10, que consiste em um misturador (MIX) contendo nutrientes (NUTR) mais água e injeção de ar (para o fornecimento de CO_2).

Esses nutrientes são principalmente nitrogênio e fósforo (BARBERA *et al.*, 2022). A mistura é denominada de FEED e transferida para o Photobioreactor (PHOTOBIO) em que os

microrganismos foram inseridos para a produção de biomassa. O photobioreactor foi dimensionado com volume fixo de 1282,05 m³, necessário para gerar 1000 kg de biomassa. A modelagem foi realizada de acordo com o fornecimento de dados das condições reais e experimentais desenvolvidas em laboratório (Detalhadas anteriormente na seção 4.2.1.). A taxa de crescimento e os modelos cinéticos de produção de biomassa como absorção dos nutrientes foram calculados seguindo Barbera *et al.* (2022) e o balanço de massa foi realizado (MASSFRAC).

A coleta da biomassa no modelo desenvolvimento no Aspen Plus é realizada por centrifugação (FUGE) para separação dos microrganismos (Biomassa), denominado no modelo de Solid, da água, denominado no modelo de Liquid.

Figura 9 - Seção 1 referente ao cultivo de microrganismos em fotobiorreator para simulação da geração de biomassa em Aspen Plus



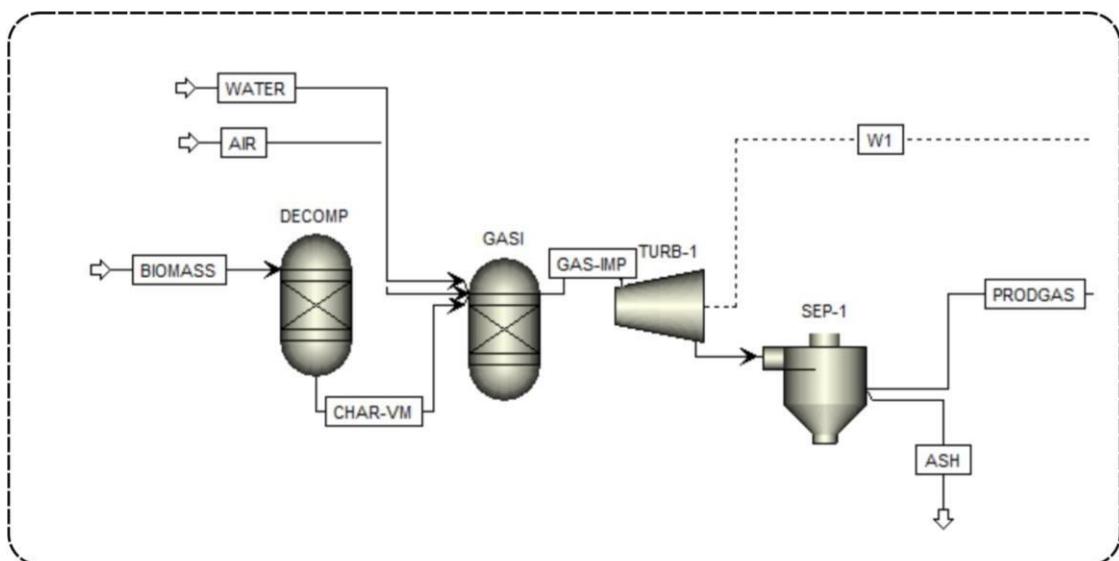
Fonte: Própria autoria

A segunda seção (Figura 9) usa o modelo termodinâmico de Redlich Kwong (REDLICH e KWONG, 1949). Nesta fase, a biomassa é convertida em produtos gasosos (material volátil - VM) que compõem uma mistura de gases como: N₂, H₂, O₂, H₂O e material sólido (cinzas e carvão) no reator RYIELD denominado de DECOMP (operado a 800°C), em seguida VM, ar e H₂O são transferidos para o gaseificador GAS1 (Gibbs - agente gaseificador é o vapor de água). Nesta etapa de gaseificação o VM que contém os componentes da biomassa: C, H₂, O₂, N₂ e S são convertidos em uma mistura gasosa composta por H₂, CO₂, CO, CH₄ e H₂S denominados de GAS-IMP (gás impuro).

O gás impuro passa por uma turbina (TURB-1), aproveitando a energia na forma de pressão, para gerar energia elétrica na corrente (W-1). Depois, para obter apenas a fase

gasosa, o GAS-IMP entra no Ciclone (SEP-1) para remover o material sólido como cinzas (ASH) e carbono resultando no PRODGAS, que é transportado para a seção 3 (purificação e geração de H₂). O carvão é definido como carbono fixo e pode ser processados novamente para maximizar o rendimento de material volátil (ROSSETTI *et al.*, 2023).

Figura 10 - A seção 2 é referente a decomposição da biomassa e produção de gás de Síntese



Fonte: Própria autoria

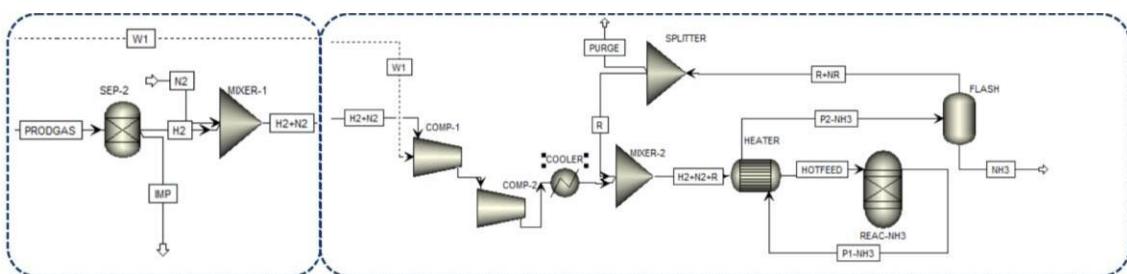
A terceira seção (Figura 10) utiliza o modelo ENRTL-RK junto a constante de Henry por permitir o uso de espécies iônicas e considerar a presença de eletrólitos. Os parâmetros para constante de Henry foram definidos seguindo a metodologia de Rossetti *et al.* (2023). Nesta etapa, o gás de síntese que sai do ciclone (SEP-1) entra em outro separador (SEP-2) para remover H₂O e outros gases (VM-2), de forma a obter um gás puro composto principalmente de H₂. Este gás hidrogênio é misturado ao gás nitrogênio (captado do ar) em um MIXER-1 (H₂+N₂), passando para a seção 3.

A quarta seção (Figura 10) utiliza o modelo de Soave-Redlich-Kwong (SOAVE, 1972), utilizando a extrapolação de Boston e Mathias (BOSTON e MATHIAS, 1980) para cálculo da variável (a) e realizar o loop de síntese da amônia. Para realização do processo de Haber-Bosch, a mistura gasosa (H₂+N₂) é comprimida em um compressor de dois estágios (COMP-1+COMP-2) e é introduzida no loop químico junto ao reciclo (MIXER-2). Depois, o gás é aquecido no trocador de calor (HEATER) para então ser admitido no reator Gibbs (REAC-NH3) onde sob as condições pré estabelecidas de temperatura e pressão ocorre o processo de haber-bosch para a síntese de amônia (ROUWENHORST; VAN DER HAM; LEFFERTS, 57

2021). A amônia produzida é separada por um vaso FLASH-1 (Baixa temperatura -33°C a 200 bar), onde ocorre a separação criogênica da amônia de outros compostos (H_2 , N_2 e amônia residual) que não reagiram retornam para o reciclo. O produto final é a amônia líquida.

Ao final do processo, antes da reciclagem, é colocada uma unidade de separação SPLITTER onde os gases que não reagiram são purgados. Esta operação é importante para evitar acúmulo de compostos inertes (principalmente metano) (ROSSETTI *et al.*, 2023).

Figura 11 - Modelo com a seção 3 da síntese de purificação do hidrogênio e a seção 4 com a síntese da amônia



Fonte: Própria autoria

Os dados de temperatura e pressão de entrada da simulação são fornecidos na Tabela 5, assim como a descrição de todas as unidades de processo de cada seção da planta.

Tabela 5 - Descrição dos componentes do simulador ASPEN Plus usados neste trabalho

Unidade de processo	ID Padrão (Default ID)	Seção da planta	Descrição	T (°C)	Pressão (bar)
MIX	Misturador	Produção de biomassa em fotobiorreator	Realiza a mistura da água residual (contendo nitrogênio e fósforo) com a injeção do ar atmosférico (contendo CO_2).	25	1
PHOTOBIO	RYield	Produção de biomassa em fotobiorreator	Recebe a mistura (N, P, H_2O , alga e ar (CO_2)) promovendo a geração de biomassa (ALG).	25	1
FUGE	Centrífuga	Produção de biomassa em fotobiorreator	Promove a separação da biomassa (sólido) da água (líquido)	25	1
DECOMP	RYield	Decomposição da biomassa e produção de gás de síntese	Decompondo a biomassa (não convencional) em componentes convencionais	800	1
SEP-1	Separador	Decomposição da biomassa e produção de gás de síntese	Separar os componentes sólidos (Carvão e cinzas) do material volátil	555	50
		Decomposição da biomassa e	Simular as reações entre componentes convencionais		

GASI	RGibbs	produção de gás de síntese	através da minimização da energia livre de Gibbs e da restrição do equilíbrio químico	800	250
TURB-1	Turbina	Decomposição da biomassa e produção de gás de síntese	Aproveitando a energia na forma de pressão, dos gases impuros para gerar energia elétrica no sistema (W-1)	555	50
SEP-2	Separador	Purificação do gás de síntese e geração de hidrogênio (H ₂)	Separação do hidrogênio dos outros gases que compõe o gás de síntese (VM-2: CO, CO ₂ , O ₂ , C, N ₂ , CH ₄ , H ₂ S e H ₂ O)	555	50
MIXER-1	Misturador	Purificação do gás de síntese e geração de hidrogênio (H ₂)	Realiza a mistura do hidrogênio gerado com a injeção do nitrogênio atmosférico para geração da amônia	148	20
COMP	Compressor	Síntese da amônia (NH ₃)	Comprime o gás, para reduzir o volume e aumentar a pressão favorecendo a reação de deslocamento, aumentando o rendimento da reação entre H ₂ e N ₂ (Princípio de Haber-Bosch). Esse compressor possui 2 estágios	585	150
MIXER-2	Misturador	Síntese da amônia (NH ₃)	Recebe o gás comprimido e o gás do reciclo para alimentar o loop químico do sistema	-33	2
HEATER	Trocador de calor	Síntese da amônia (NH ₃)	Resfria o gás que sai do compressor	300	150
REAC-NH3	RGibbs	Síntese da amônia (NH ₃)	Ocorre o processo de haber-bosch para a síntese de amônia	450	150
FLASH-1	Destilador	Síntese da amônia (NH ₃)	Separa, a frio, a amônia dos gases que não reagiram. A amônia é gerada na forma líquida	-33	200
SPLITTER	Separador	Síntese da amônia (NH ₃)	Separa a purga do reciclo, liberando pouco da pressão no sistema	-33	2

4.4.3. Validação do modelo

O modelo desenvolvido foi validado seguindo o trabalho realizado por Zhang *et al.* (2024) para síntese de amônia e loop químico. Já para a decomposição da biomassa e geração de hidrogênio, o modelo foi validado seguindo Raheem *et al.* (2018) que utilizaram biomassa de microalga (*Chlorella vulgaris*) em modelo experimental com gaseificação. Para a produção da biomassa simulando crescimento no fotobiorreator no modelo desenvolvido, foi validado através de dados experimentais adquiridos da propagação de microrganismos em laboratório.

4.4.4. Avaliação técnico-econômica

Esta pesquisa considerou que a empresa de abate de frangos já existe e que a estação de tratamento de efluentes avícolas está próxima, composta por unidades de

tratamento preliminar (retenção de sólidos e remoção de gordura) e uma unidade de tratamento biológico com sistema de lagoa de maturação e polimento. Todas essas unidades já existem, o que significa que os custos de mão de obra para construção e aquisição de equipamentos não serão contabilizados. A avaliação econômica considerou os custos de aquisição de equipamentos para cultivo e geração de biomassa, decomposição de biomassa, purificação de hidrogênio e síntese de amônia.

4.4.5. Custos de capital e operacionais

A fase de cultivo e colheita da biomassa de microrganismos fotossintéticos foi avaliada usando o modelo de fotobiorreator tubular horizontal (PBR) e centrífuga industrial, com base na metodologia de Vázques-Romero *et al.* (2022). Os custos dos equipamentos necessários (CAPEX), os custos operacionais (OPEX). Os valores dos equipamentos (também CAPEX) para gaseificação de biomassa e síntese de amônia foram adquiridos pelo software Aspen Plus e valores reportados em Ferreira *et al.* (2022). Os custos de aquisição e instalação dos equipamentos restantes para simular a síntese de amônia foram obtidos do banco de dados Aspen Plus, juntamente com dados de custo para água (1,63 USD h⁻¹) e eletricidade (Potência total 52,32 KW - custo unitário 4,05 USD h⁻¹). O custo de energia para a produção de biomassa de microrganismos fotossintéticos foi baseado em Romero *et al.* (2022), mas para o custo da água, foi baseado em Ferreira *et al.* (2022). Todos os detalhes de CAPEX e OPEX são fornecidos no material suplementar (Apêndice A).

As premissas financeiras utilizadas para fins de cálculo aplicadas neste estudo estão resumidas abaixo:

- 20 anos de vida útil com 8000 h/ano de operação (GHOLKAR *et al.*, 2021)
- Mão de obra: 3 trabalhadores por turno (US\$ 25/hora) e 1 administrador/turno (US\$ 40/hora) (HASNAIN *et al.*, 2024)
- Manutenção de equipamentos: 2% ao ano do custo do equipamento instalado (DAVIS *et al.*, 2011);
- O custo de água de resfriamento e eletricidade ambos assumidos como US\$ 0,46/tonelada total e aquecimento por resistência (GHOLKAR *et al.*, 2021)
- A taxa de juros foi adotada como 10,5%/ano (HASNAIN *et al.*, 2024)

4.4.6. Análise de lucratividade

O Fluxo de Caixa Descontado (FCD) foi usado para avaliar a lucratividade do processo, considerando a vida útil de 20 anos da planta industrial, assumindo que a planta

opera por 8000 h/ano Barbera *et al* (2022). O fluxo de caixa (FC) para cada ano é calculado através da equação (10)

$$FCD = \sum_{t=1}^n \frac{(Rt - Dt) * (1 - T) + Dt}{(1+r)^t} \quad (10)$$

$$Dt = \frac{CAPEX}{Vida \, útil \, (anos)} \quad (11)$$

Onde R_t é a receita do processo, D_t é a depreciação anual do investimento de capital (Calculado pela equação 11) e T é a taxa de imposto (inflação adotada 6,76% - taxa efetiva simplificada), r é a taxa de juro (taxa mínima de atratividade – 0,10) e n é a vida útil do projeto (20 anos). A lucratividade também é avaliada através de quatro indicadores:

- Valor Presente Bruto (VPL), é o caixa acumulado após 20 anos do projeto, com todos os fluxos de caixa descontados anualmente (OPEX + CAPEX - Receitas);
- Taxa Interna de Retorno (TIR), é a taxa de juros na qual todos os fluxos de caixa devem ser descontados, considerando que o VPL é igual a zero;
- O Tempo de Payback Descontado (TPD) é o tempo necessário após o início do projeto para recuperar o investimento total de capital com todos os fluxos de caixa descontados para o tempo zero.
- O Índice de Lucratividade (IP) é dado pela razão entre o VPL e o investimento inicial. Quando esse valor é maior que 1, é considerado um bom investimento. Valores maiores correspondem a projetos mais atrativos.

Em estudos de viabilidade de bioprocessos (BARBERA *et al.*, 2022; HERRERO-GONZÁLEZ *et al.*, 2021), essa abordagem é aceitável quando o objetivo é comparar cenários relativos, como foi o objetivo desta presente pesquisa em comparar cenários entre o uso de água residual para diminuição dos gastos para geração da biomassa e amônia líquida e não fazer um balanço fiscal realista. O modelo não considera investimento de capital externo, portanto, a taxa de desconto de juros por capital externos não foi utilizada na base de cálculos. Essa suposição é típica em avaliações de pré-viabilidade econômica (sem estrutura de capital), onde o foco é medir o retorno do investimento como se fosse financiado com recursos próprios. O FCD considera somente correção monetária (inflação) e não incorpora juros reais de financiamento nem custo de capital externo.

5. RESULTADOS E DISCUSSÕES

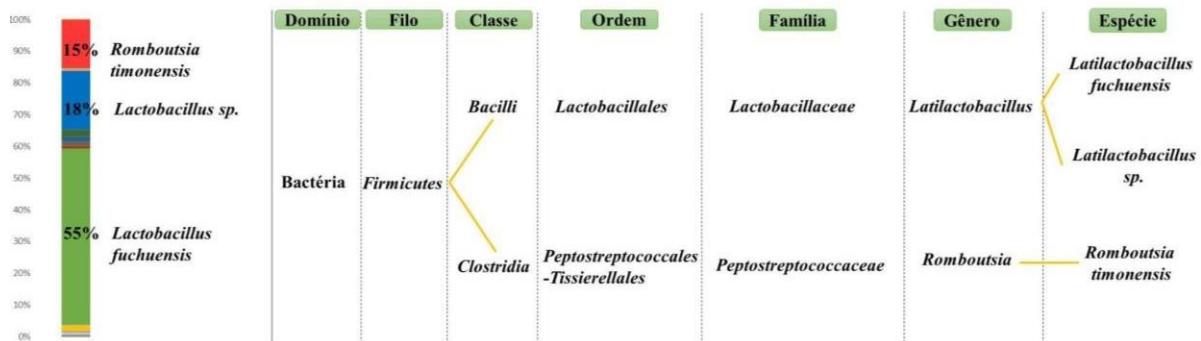
5.1. IDENTIFICAÇÃO MOLECULAR DAS BACTÉRIAS

A identificação molecular realizada nas amostras de avicultura permitiram indentificar uma predominância (55%) da espécie *Lactobacillus fuchuensis*, seguido da espécie *Lactobacillus sp.* (18%) e da espécie *Romboutsia timonensis* (15%), conforme demonstrado pela figura 12, o que era esperado visto que são bactérias encontradas em carnes de frango e bovinas. Os 12% restante corresponde a outras espécies do gênero *Latilactobacillus* (*Lactobacillus coryniformis*, *Lactobacillus curvatus*, *Lactobacillus nenjiangensis* e *Lactobacillus oligofermentans*).

A espécie *Lactobacillus fuchuensis* apresenta células em forma de bastonetes com 0 ± 5 – 0 ± 75 μm de largura e 2–6 μm de comprimento, gram-positivas, são catalase e oxidase negativas (SAKALA *et al.*, 2002). Essa espécie é uma bactéria ácido-lática (BAL) conhecida por demonstrar diversas aplicações biotecnológicas como probióticos em alimentos fermentados, regulam os ciclos bioquímicos do solo sendo usada na agricultura sustentável, além de promoverem o tratamento de efluentes, visto que são capazes de metabolizar matéria orgânica convertendo em ácidos orgânicos e gás carbônico, incluindo a redução de metais (como Pb e Cd) e micotoxinas (como aflatoxina B1 e zearalenona) (ORSI *et al.*, 2012; PIOTROWSKA *et al.*, 2021).

Já a espécie *Romboutsia timonensis* é uma bactéria anaeróbia encontrada e isolada originalmente em intestino humano, as células são em forma de bacilos alongadas variando em comprimento de 1,5 a 6 μm , sendo gram-positivas, catalase e oxidase negativa (RICABONI *et al.*, 2016) Bactérias do gênero *Romboutsia* são associadas a processos de fermentação e capazes de romper matéria orgânica complexa produzindo ácidos graxos de cadeia curta (AGCC), o que auxilia no aumento de bactérias desnitrificantes, importantes para converter nitrato em nitrogênio molécula (N_2) (LIU *et al.*, 2021). Portanto, bactérias endógenas presentes na água residual avícola são auxiliares e responsáveis pela redução de nutrientes e metais.

Figura 12 - Identificação molecular das bactérias em água residual avícola



Fonte: Própria autora

O monitoramento dessas bactérias junto com a formação de consórcio microalga-bactérias ou cianobactérias-bactérias podem potencializar a remediação de contaminantes presentes nas águas residuais através da cooperação entre esses microrganismos. Portanto, o crescimento de microalgas, cianobactéria e bactérias foi monitorado para avaliar essa simbiose entre microrganismos e a otimização na redução de nutrientes e metais em água residuais avícolas.

5.2. CRESCIMENTO MICROALGAS E CIANOBACTÉRIAS EM ÁGUA RESIDUAL AVÍCOLA

A microalga *Desmodesmus sp.* apresentou maior crescimento em menos tempo comparado com *Brasilonema sp.*, com valor de $17.66 \pm 3,36 \text{ mg L}^{-1}$ em efluente avícola (D PW) após 8 dias de cultivo, ultrapassando o grupo controle (D CM) que conteve $17,18 \pm 0,37 \text{ mg L}^{-1}$ no 10º dia, onde inicialmente a concentração celular era de $3,42 \pm 0,07 \text{ mg/L}$. Portanto, D PW apresentou aumento de 94% de crescimento ao longo do cultivo, o que configura crescimento diário em $1,42 \text{ mg L.d}^{-1}$ para D PW e $1,37 \text{ mg L.d}^{-1}$ para D CM. Já a *Brasilonema sp.* apresentou maior crescimento no 9º dia no meio de cultivo com $7,80 \text{ mg/L} \pm 0,74$ (B CM) em comparação com B PW que obteve valor máximo de $6,56 \text{ mg L}^{-1} \pm 0,02$ no 8º dia. Considerando o valor inicial de *Brasilonema sp.* em $1,74 \text{ mg L}^{-1} \pm 0,003$, apresentou crescimento diário em $0,606 \text{ mg L}^{-1}$, representando aumento de 77%.

O período de adaptação para *Desmodesmus sp.* neste trabalho considerando o cultivo em efluente avícola foi observado entre o 1º e 2º dia, tempo curto de adaptação, seguido de crescimento exponencial em comparação com D CM que apresentou crescimento lento

até o 8º dia seguido de crescimento exponencial, onde esse comportamento foi observado em outras pesquisas utilizando meio de cultura BBM, mantendo crescimento lento até o 14º dia (SALAH *et al.*, 2023). Esses resultados já eram esperados visto que isso também foi observado em outras pesquisas como Luo *et al.* (2018), que utilizaram a microalga *Desmodesmus sp.* (CHX1) cultivada em água residual de suinocultura apresentando crescimento logarítmico a partir do 1º dia até 7 dias, com o rendimento máximo de aproximado de 0,9 g L⁻¹. Normalmente, o uso de água residual avícola pode aumentar até três vezes o crescimento de microalgas, dependendo da espécie (UMMALYMA *et al.*, 2023). Como também foi observado na pesquisa realizada por Chen *et al.* (2020), em que o maior crescimento foi na água residual de suinocultura concentrada (sem diluição) com 1,76 g L⁻¹, em comparação com a diluída 25% que apresentou o menor crescimento (0,81 g L⁻¹).

Outra espécie de microalga comumente propagada em diferentes águas residuais urbanas e industriais, a *Chlorella vulgaris*, normalmente apresenta período de adaptação variando entre o 2º ao 4º dia (ÑAÑEZ *et al.*, 2024; MARQUES *et al.*, 2020). Portanto, o uso da *Desmodesmus sp.* apresenta rápido crescimento, importante fator econômico para processos industriais, dem que são necessárias respostas rápidas.

A *Brasilonema sp.* apresentou período de adaptação em efluente avícola até o 3º dia, seguido de crescimento lento até seu decaimento a partir do 8º dia. Diferente da B CM que apresentou crescimento lento até o 8º dia e decaimento a partir do 9º dia após valor máximo apresentado. Esta espécie de cianobactéria normalmente é encontrada em habitats subaerofítico e pode crescer em plantas como bromélias, orquídeas e eucaliptos (RODRIGUEZ *et al.*, 2024). Registros sobre o uso de *Brasilonema sp.* em águas residuais não foram encontrados, considerando esta pesquisa pioneira. Entretanto, espécies de cianobactérias, investigadas e propagadas em águas residuais, tem apresentado períodos de adaptação e crescimento mais lentos que as microalgas. Como espécies do grupo *Nostoc sp.* tem apresentado diferentes períodos de adaptação a águas residuais entre 1º ao 4º dia e seu crescimento exponencial podendo chegar a 10 dias (DEVI e PARTHIBAN, 2020), ou 16 dias para águas residuais municipais, mas para meio de cultivo sintético o crescimento exponencial pode chegar até 21 dias (EL-HAMEED *et al.*, 202).

Já a *Spirulina maxima* apresenta crescimento mais lento, entre 3 a 6 semanas, em águas residuais avícolas com diferentes concentrações de metais (Zn, Mn, Mo, Cu), apresentando maior concentração celular depois de 6 semanas com $131,59 \cdot 10^{+06}$ cel mL⁻¹, que equivale a 93,73 g L⁻¹ de biomassa (PÉREZ-GUSMÁN *et al.*, 2024). O pH também influencia no crescimento das cianobactérias, como foi observado no trabalho de Han *et al.* (2021), em que o pH foi ajustado para 8 e apresentou aumento de biomassa de 11,11% em

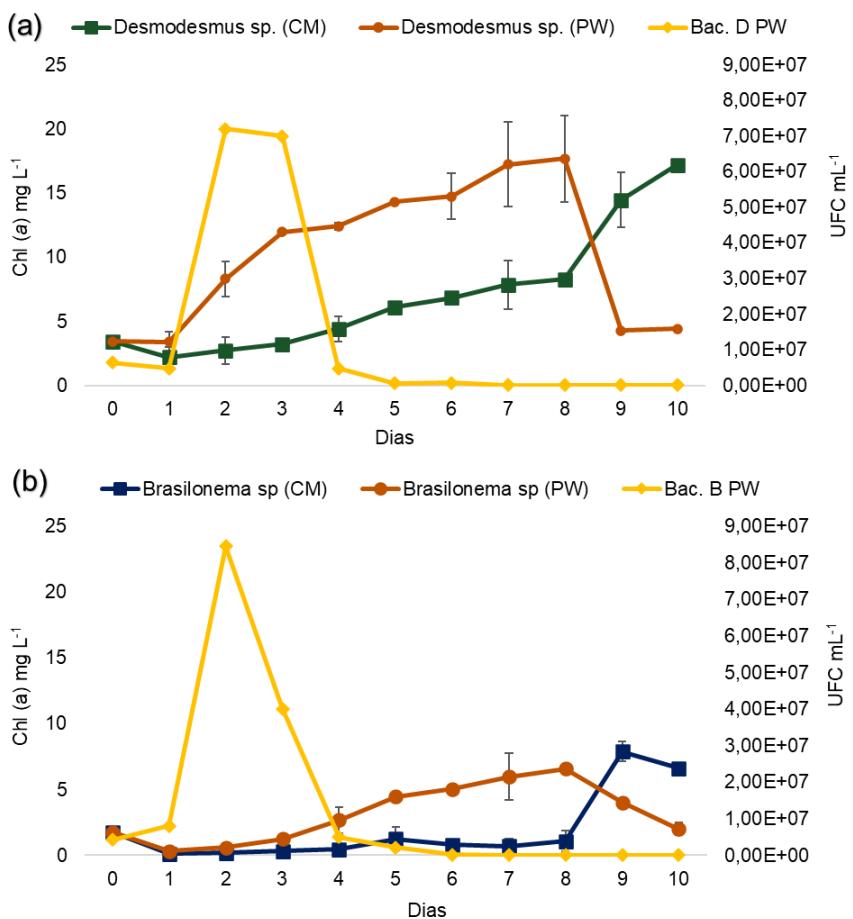
efluente, sendo que nesta presente pesquisa foi verificado pH entre 7 e 8.

Na presente pesquisa as águas residuais não foram esterilizadas estimulando a interação simbótica entre microalgas, cianobactérias e as bactérias nativas, simulando as condições reais da bioaumentação (adição de microrganismo ao ambiente) em uma estação de tratamento de efluentes (ETEs) e otimizando a remoção de nutrientes. Essa simbiose apresenta diversos benefícios, visto que as microalgas e cianobactérias fornecem oxigênio e compostos extracelulares para bactérias, enquanto as bactérias fornecem carbono inorgânico (CO_2 para fotossíntese), vitaminas e reduzem resíduos orgânicos produzidos pelas microalgas (SOLOMON *et al.*, 2023; ABATE *et al.*, 2024).

Sendo assim, por meio da Figura 13 (a) é possível verificar um aumento da densidade celular das bactérias no cultivo com *Desmodesmus sp.*, observado no 2º ao 3º dia de $6,40 \cdot 10^{+06}$ UFC mL⁻¹ para $7,20 \cdot 10^{+07}$ UFC mL⁻¹, apresentando declínio a partir do 3º dia, com concentração final de $1,20 \cdot 10^{+05}$ UFC mL⁻¹ (8º dia). O cultivo com *Brasilonema sp.*, obteve crescimento máximo de bactérias até o 2º dia de $4,30 \cdot 10^{+06}$ UFC mL⁻¹ para $8,45 \cdot 10^{+07}$ UFC mL⁻¹, seguido de declínio até concentração final de $7,85 \cdot 10^{+03}$ UFC mL⁻¹ (8º dia). Esse processo ocorre naturalmente, à medida que as microalgas crescem ocorre a diminuição da densidade de bactérias, porque a matéria orgânica e os nutrientes são consumidas pelos microrganismos, como as bactérias possuem ciclo de vida mais curto, acabam decaindo. Esse processo é similar ao que ocorre na autodepuração de um rio para retorno ao equilíbrio (SANTOS *et al.*, 2024).

A simbiose cianobactéria-bactéria presentes no efluente influenciou no crescimento de ambas, mas também ocorreu o decaimento das bactérias, visto que as bactérias gram-positivas presentes na água residual de avicultura, que incluem actinobactérias (de vários nichos) e *Lactobacillus sp.*, são conhecidas como promotoras do crescimento de microrganismos (MGPB) por liberarem hormônios, vitaminas e outros substratos necessários para promover o crescimento (PATHOM-AREE *et al.*, 2024). Mas seu ciclo de vida é curto e com a diminuição da matéria orgânica, ocorre a diminuição da densidade celular das bactérias.

Figura 13 - (a) Crescimento da microalga *Desmodesmus* sp. em meio de cultivo (CM), em água residual (PW) e bactéria endógenas presente em águas residuais avícolas (Bac. D PW). (b) Crescimento da cianobactéria *Brasilonema* sp. cultivada em água residual avícola (PW)



5.3. MECANISMOS DE FICORREMEDIAÇÃO NA REMOÇÃO DE CONTAMINANTES

Durante o crescimento da microalga e cianobactéria, foi analisada a remoção dos macronutrientes em forma de fosfato (PO_4), nitrato (NO_3), nitrogênio amoniacal (NH_3) e DQO (carbono) e dos micronutrientes representados pelos metais cadmio (Cd), chumbo (Pb), níquel (Ni), cobalto (Co), cromo (Cr), cobre (Cu), zinco (Zn), ferro (Fe), manganês (Mn) e arsênio (As) em águas residuais avícolas e no meio de cultivo BBM.

5.3.1. Remoção de nutrientes em água residual avícola

A remoção de nitrato foi do valor inicial $287,51 \pm 23,64 \text{ mg L}^{-1}$ para $43,61 \pm 6,19 \text{ mg L}^{-1}$, com eficiência de remoção de 85% (D PW), enquanto que para B PW reduziu para 130,92

$\pm 13,64$ mg L⁻¹, com eficiência de remoção em 54%. Com relação a concentração de nitrato em BBM, inicialmente era de $250,05 \pm 0,05$ mg L⁻¹, reduzindo para $115,49 \pm 0,25$ mg L⁻¹ (D CM) e $193,28 \pm 3,43$ mg L⁻¹ (B CM), com remoção de 53,8% e 23% respectivamente (Tabela 6). O valor inicial do nitrogênio amoniacal na água residual avícola foi de $81,90 \pm 0,05$ mg L⁻¹ reduzindo para $14,40 \pm 0,05$ mg L⁻¹ (D PW) e $3,80 \pm 0,05$ mg L⁻¹ (B PW) com eficiência de remoção em 82,4 % e 95,4 % respectivamente.

Tanto microalgas quanto cianobactérias priorizam a absorção do nitrogênio em sua forma mais reduzida, que é a amônia, depois em nitrato e por fim nitrito (NH₄>NO₃>NO₂) (MARQUES *et al.*, 2020; SANTOS *et al.*, 2024). O nitrato é a forma mais estável de nitrogênio na água e no processo natural da decomposição de matéria orgânica (SANTOS *et al.*, 2024) e, portanto, sua remoção torna-se mais lenta. Além disso, nesta pesquisa os valores de nitrato foram maiores que os valores de nitrogênio amoniacal, isto porque durante o processo de decomposição da matéria orgânica ocorre o processo de nitrificação (converte amônia em nitrato), que pode ter ocorrido pelas bactérias endógenas. Por isso que as maiores eficiências de remoção foram do nitrogênio amoniacal.

Este processo foi observado em outras pesquisas que utilizaram *Desmodesmus subspicatus* cultivada em água residual municipais, apresentou capacidade de remover 102 mg de nitrato e 11 mg de nitrogênio amoniacal, ao final do experimento as concentrações estavam abaixo do limite de detecção do equipamento (SARFRAZ *et al.*, 2021). Outra pesquisa realizou experimento com propagação da microalga *Desmodesmus sp.* em água residual de suinocultura durante 8 dias, com taxa de remoção em 98,3% de nitrogênio total (valor inicial de 296,7 mg L⁻¹ reduzindo para 4,9 mg L⁻¹) (CHEN *et al.*, 2020).

Já para a cianobactéria *Brasilonema sp.*, não foi relato na literatura propagação em águas residuais avícolas, mas em comparação com outras espécies propagadas em diferentes águas residuais, como a do gênero *Nostoc*, pesquisa desenvolvida por Atoku *et al.* (2021), que utilizaram a *Nostoc commune* para remoção de metais em águas residuais industriais, também foi observado a redução de nitrato em 96% ($11,5 \pm 0,03$ mg L⁻¹ pra $0,27 \pm 0,18$ mg L⁻¹), após 15 dias de cultivo. Como também os pesquisadores El- Sheekh *et al.* (2012) avaliaram o potencial uso da cianobactéria *Nostoc muscorum* na remoção de nitrato em efluentes domésticos, obtendo eficiência entre 19,6 a 80%, já para as águas residuais industriais, a eficiência chegava entre 20,9 a 80%.

A *Brasilonema sp.*, apresentou resultados equivalentes ou superiores (para nitrogênio amoniacal com 95,4% de remoção) aos investigados por outras espécies de cianobactérias em águas residuais. Além disso, essa diferença do consumo de nitrato também pode ser justificado pela indicação de outros estudos onde relatam que alta concentração de

DQO limita os processos enzimáticos das bactérias e cianobactérias para remoção de nitrogênio (PENG *et al.*, 2024). Entretanto, os resultados são promissores pela rápida resposta (10 dias) e alta remoção de nitrogênio total de águas residuais avícolas, demonstrando novos resultados que podem auxiliar nas futuras investigações.

A remoção de fosfato foi observada em todos os cultivos com efluente de avicultura, em que o valor inicial de $42,8 \pm 0,01$ mg L⁻¹ reduziu para $22,98 \pm 4,58$ mg L⁻¹ (D PW), $28,02 \pm 0,51$ mg L⁻¹ (B PW), apresentando eficiência de remoção do fosfato em 46%, e 35% respectivamente. Já para o grupo controle, a concentração inicial de fosfato foi de $250 \pm 0,05$ mg L⁻¹ reduzindo para $135,15 \pm 2,55$ mg L⁻¹ (D CM) e $47,97 \pm 1,03$ mg L⁻¹ (B CM) com remoção de 46% e 81% respectivamente (Tabela 6).

Pesquisadores investigaram a remoção de fosfato em águas residuais de suinocultura com a microalga *Desmodesmus sp.* apresentando taxa de remoção em 81,2% (inicial em 28,6 mg L⁻¹ reduzindo para 5,3 mg L⁻¹) resultados após 14 dias de cultivo (CHEN *et al.*, 2020). Comparando com outras espécies de microalgas, a pesquisa realizada por Ummalyma *et al.* (2023) avaliou a remoção de fosfato pela microalga *C. vulgaris* em efluente avícola, apresentando eficiência de remoção de 64,5% (PO₄ inicial 3 mg L⁻¹). Caso semelhante foi observado pelos pesquisadores Hilares *et al.* (2021) que utilizaram *C. vulgaris* em efluente avícola apresentando eficiência de remoção do fósforo em 60% (19 mg L⁻¹ para 2 mg L⁻¹).

Outros pesquisadores como Azam *et al.* (2020) também avaliaram o uso da microalga *Chlorella pyrenoidosa* em efluente de avicultura apresentando eficiência de remoção em 48,8% depois de 15 dias de cultivo, resultado semelhante ao encontrado neste trabalho. Portanto o tempo de adaptação da microalga *Chlorella* na remoção de nutrientes permanece entre 10 a 15 dias de cultivo, mas em comparação com a *Desmodesmus sp.*, esta apresenta menor tempo de resposta para a remoção dos nutrientes (10 dias).

Além disso, considerando que a taxa de remoção depende do equilíbrio entre as concentrações de fósforo e nitrogênio no meio. Essa diferença entre as taxas de remoção do fosfato, pode ser explicado pelo balanço nutricional entre N:P que estabelece relação ideal entre 9:1 a 18:1 (XIN *et al.*, 2010) e, a depender da espécie, uma relação muito abaixo de 9:1 pode dificultar na eficiência de remoção dos nutrientes (MARQUES *et al.* 2021). Neste trabalho, a relação ficou 8,63N:1P, sendo relação abaixo do ideal mínimo estabelecido.

Comparando a *Brasilonema sp.* com outras espécies, pesquisadores afirmam que cianobactérias do gênero *Nostoc* apresentam capacidade de remoção de fosfato entre 20,8 a 95% (EL-SHEEKH *et al.*, 2012) em águas residuais domésticas e entre 95 a 99% (Inicial 165 $\pm 4,5$ mg L⁻¹ para $8 \pm 0,7$ mg L⁻¹, 20 dias de cultivo) em cama de ave (resíduos de aves:

excretas, penas, restos de alimentos) (BHATI e MALLICK, 2016). Já a cianobactéria *Spirulina* pode apresentar eficiência de remoção de fosfato entre 78,69 % em efluente de suinocultura (LU *et al.*, 2015) e 63% em esterco de aves (WANG *et al.*, 2020) . Portanto, neste trabalho, a *Brasilonema sp.*, apresentou baixa taxa de remoção de fosfato (35%) também devido ao balanço nutricional (N:P).

A DQO encontrada na água residual de avicultura foi elevada, com valores de $1184,02 \pm 25,78 \text{ mg L}^{-1}$, sendo reduzido para $283,87 \pm 47,58 \text{ mg L}^{-1}$ (D PW) e $61,99 \pm 9,51 \text{ mg L}^{-1}$ (B PW), apresentando eficiência de remoção em 76% e 95% respectivamente. Os dados são apresentados na Tabela 6. Esses resultados corroboram com outras pesquisas, visto que a *C. vulgaris* cultivada em efluente de avicultura com concentração inicial de $2260 \pm 30 \text{ mg L}^{-1}$ reduziu para 260 mg L⁻¹ com 89% de eficiência de remoção em 10 dias. (UMMALYMA *et al.*, 2023). O meio de cultura BBM não apresentou concentração de DQO.

A DQO é um parâmetro tradicionalmente utilizado como indicador de carga orgânica em águas residuais principalmente de origem industrial, além disso o carbono compõe cerca de 50% da biomassa das microalgas e cianobactérias e é considerado um dos fatores críticos para produção de energia no sistema biológico (UMMALYMA *et al.*, 2023). Esses microrganismos fotossintetizantes utilizam preferencialmente o carbono inorgânico (CO₂), entretanto o carbono orgânico apresenta elevada importância para a manutenção e sobrevivência das células, principalmente em cultivos mixotróficos e heterotróficos (ÑAÑEZ *et al.*, 2024), justificando a taxa de remoção da DQO nesta pesquisa.

Estudos indicam relação ideal entre DQO/N para o crescimento de microrganismos sendo equivalente a 20:1 (KIM *et al.*, 2021), e nesta pesquisa a relação entre DQO/N foi de 100,77:1. Uma pesquisa realizada por Jena *et al.*, (2015) investigou a relação da remoção de DQO com meio sintético com e sem nitrato e a taxa de remoção da DQO até ~87% em condições adequadas e disponíveis de nitrato.

Outro trabalho que utilizou a cianobactéria *Nostoc sp.* em águas residuais municipais com diferentes concentrações (25, 50, 75 e 100%) apresentou redução máxima de DQO no 10º dia com eficiência de remoção em 81,02 a 84,40%, entre as diluições 25 e 75% (SILAMBARASAN *et al.*, 2021). Em comparação com a cianobactéria *Spirulina platensis* (ou *Arthrosphaera platensis*), que foi cultivada em águas residuais com diferentes concentrações de digestão anaeróbia de cama de frango diluída, nesse teste a *S. platensis* apresentou 75% de remoção de DQO (MARKOU, 2015). Outra pesquisa cultivou *S. maxima* em águas residuais de molho de soja (RSW) em diferentes diluições, apresentando maior remoção de DQO em 81,43% com 100% de RSW após 12 dias. Esses estudos corroboram com os resultados

obtidos no presente trabalho com relação a remoção de DQO, principalmente com relação a cianobactéria *Brasilonema sp.*

Muitos estudos, utilizando microalgas em águas residuais municipais e industriais, são relatados, mas ainda são necessários mais estudos sobre o uso de cianobactérias e consórcios em águas residuais (SILAMBARASAN *et al.*, 2021), visto que apresentam potencial uso na redução de nutrientes e geração de biomassa e bioproductos. Portanto, esta pesquisa, contribuiu com resultados de cianobactérias, pouco estudadas nesta área de tratamento biológico de efluentes, uma vez que cresceu em 100% de água residual de avicultura e apresentou eficiência de remoção maior (95%) de DQO em 10 dias.

Tabela 6 - Concentração inicial e final de nutrientes (nitrato, fosfato e DQO) e porcentagem de remoção de nutrientes pelas e microalgas e cianobactérias em meio de cultura e efluente de avicultura

<i>Desmodesmus sp.</i>												
Nome	NO _{3i}	NO _{3f}	R	NH _{3i}	NH _{3f}	R	P _i	P _f	R	DQO _i	DQO _f	R
DCM	250,05 ±0,05	115,4 ±0,25	53,8	0	0	0	250 ±0,05	135,15 ±2,55	46	0	0	0
DPW	287,51 ±23,64	43,61 ±6,19	85	81,9 ±0,05	14,40 ±0,05	82,4	42,8 ±0,01	22,98 ±4,58	46	1184,0 ±25,78	283,8 ±47,58	76
<i>Brasilonema sp.</i>												
Nome	NO _{3i}	NO _{3f}	R	NH _{3i}	NH _{3f}	R	P _i	P _f	R	DQO _i	DQO _f	R
BCM	250,05 ±0,05	193,28 ±3,43	23	0	0	0	250 ±0,05	47,97 ±1,03	81	0	0	0
BPW	287,51 ±23,64	130,92 ±13,64	54	81,9 ±0,05	3,80 ±0,05	95,4	42,8 ±0,01	28,02 ±0,51	35	1184,02 ±25,78	61,99 ±9,51	95

* Nitrato, nitrogênio amoniacal e fosfato dado em mg L⁻¹.

** i – Resultado inicial; f – resultado final, R – remoção dado em porcentagem (%).

*** DCM (*Desmodesmus sp.* em meio de cultura); DPW (*Desmodesmus sp.* em água residual avícola); BCM (*Brasilonema sp.* em meio de cultura); BPW (*Brasilonema sp.* em água residual avícola).

5.3.2. Remoção de metais em água residual avícola

Os metais zinco (Zn), ferro (Fe) e manganês (Mn) foram detectados nesta pesquisa com concentrações 0,95 mg L⁻¹, 4,83 mg L⁻¹ e 0,49 mg L⁻¹ respectivamente. A taxa de remoção desses metais foi avaliada em 79% para o Fe e 16% para Mn (DPW) com concentração final de 1,0 ± 0,4 mg L⁻¹ e 0,41 ± 0,07 mg L⁻¹ respectivamente. Em comparação com o meio de cultivo, o Fe e o Mn apresentaram maior taxa de remoção com 99% e 51% respectivamente, em que inicialmente a concentração de Fe era de 4,98±0,05 mg L⁻¹ e Mn de 1,81±0,05 mg L⁻¹ com concentração final de <0,10 mg L⁻¹ e 0,87±0,05 mg L⁻¹, respectivamente. Para BPW, a taxa de remoção de Fe foi 79% e Mn foi 42%, onde a concentração inicial era de 4,83 mg L⁻¹ e 0,49 mg L⁻¹ reduzindo para 0,98±0,04 mg L⁻¹ e 0,28 ±0,04 mg L⁻¹ respectivamente.

As microalgas e cianobactérias realizam a remoção de metais em água através de mecanismos como ficoadsorção, adsorção física lenta pela diferença de cargas na superfície celular após contato com os metais, seguida da ficoacumulação lenta pelo transporte

intracelular (LIU *et al.*, 2023). Esses mecanismos são importantes para a remediação de contaminantes inorgânicos em águas residuais, além de favorecer na manutenção celular e ativação de enzimas essenciais para a biodegradação da matéria orgânica, visto que esses micronutrientes atuam em atividades metabólicas específicas importantes para a sobrevivência desses microrganismos.

O Fe é um metal extremamente importante e muito utilizado, pois auxilia no transporte fotossintético de elétrons que envolve as vias biossintéticas da clorofila, auxilia na fixação do nitrogênio molecular (N_2), na redução de nitrato para nitrito e funciona como catalisador fotoquímico para a degradação de matéria orgânica (MARQUES *et al.*, 2021).

Tabela 7 - Remoção de metais pela microalga *Desmodesmus* sp. e a cianobactéria *Brasilonema* sp.

<i>Desmodesmus</i> sp.												
Nome	Fe _i	Fe _f	R	Mn _i	Mn _f	R	Zn _i	Zn _f	R	Co _i	Co _f	R
DCM	4,98 ±0,05	<0,10	99	1,81 ±0,05	0,87 ±0,05	51	0,22 ±0,05	0,48 ±0,01	0	0,05	<0,01	99
DPW	4,83 ±0,4	1,00	79	0,49 ±0,07	0,41 ±0,07	16	0,95	2,20 ±0,89	0	<0,01	<0,01	0
<i>Brasilonema</i> sp.												
Nome	Fe _i	Fe _f	R	Mn _i	Mn _f	R	Zn _i	Zn _f	R	Co _i	Co _f	R
BCM	4,98 ±0,05	<0,10	99	1,81 ±0,05	0,18 ±0,01	90	0,22 ±0,05	0,09 ±0,05	59	0,05	<0,01	99
BPW	4,83 ±0,04	0,98	79	0,49 ±0,04	0,28 ±0,04	42	0,95	0,98 ±0,05	0	<0,01	<0,01	0

*Metais ferro (Fe), manganês (Mn), zinco (Zn) e cobre (Co) dados em mg L⁻¹;

** i – Resultado inicial; f – resultado final, R – remoção dado em porcentagem.

*** DCM (*Desmodesmus* sp. em meio de cultura); DPW (*Desmodesmus* sp. em água residual avícola); BCM (*Brasilonema* sp. em meio de cultura); BPW (*Brasilonema* sp. em água residual avícola).

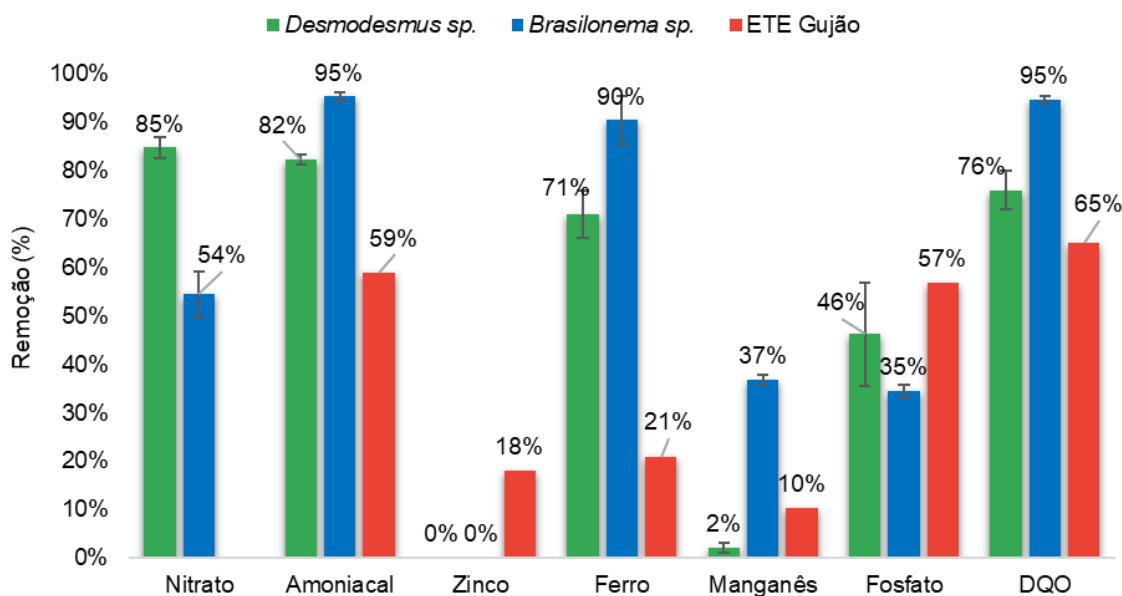
O metal Zn aumentou em todos os cultivos, não apresentando remoção. O maior aumento foi observado em D PW de 0,95 mg L⁻¹ para 2,19 ±0,88 mg L⁻¹. Um estudo anterior (ARECO *et al.*, 2018) afirmou que o Zn tende a ser precipitado por microalgas em vez de ser bioacumulado em condições de estresse, visto que esse metal é um co-fator para ativação de enzimas, pode ter ocorrido a excreção deste como fator de sobrevivência celular.

Concentrações do metal cobalto (Co) foram encontrados no meio de cultivo BBM mas não na água residual de avicultura, isto porque esse metal é importante para o metabolismos dos microrganismos e obtido através da mineração como subproduto da extração do cobre, portanto não apresentando fontes de cobalto na indústria de abate de frango (LI e WANG, 2024). O cobalto é um micronutriente essencial utilizado pelas microalgas em atividades enzimáticas de diferentes vias metabólicas e na organização de ribossomos o que torna importante acrescentar esse micronutriente em meio de cultura (ANDRADE e FILHO, 2014). Os metais não detectados pelo equipamento (<0,01) foram: cadmio, chumbo, cobalto, cromo cobre e arsênio.

5.3.3. Biorrefinaria como complemento na remoção de nutrientes e metais

Os resultados de remoção da microalga *Desmodesmus sp.* e da cianobactéria *Brasilonema sp.* foram apresentados anteriormente. Comparando esses resultados com a eficiência de remoção dos nutrientes e metais da estação de tratamento de efluente da indústria de abate de frango, que contém peneira, flotador e 3 lagoas. A ETE Gujão apresentou maior eficiência de remoção do fosfato com 57% (Figura 14), porém o uso de microalgas e cianobactérias, apresentaram maior eficiência na remoção de nitrato (85% pela *Desmodesmus sp.*), nitrogênio amoniacal e DQO (95% em ambos pela *Brasilonema sp.*), os metais ferro e manganês (90% e 37% respectivamente pela *Brasilonema sp.*). Assim, o uso de microalgas e cianobactérias em uma biorrefinaria no tratamento de efluentes industriais como complemento as ETEs já existentes, torna-se vantajoso por apresentar benefícios em: melhor eficiência de remoção de contaminantes orgânicos e inorgânicos (reduz custos com nutrientes sintéticos para geração de biomassa), como também reaproveitamento da biomassa para geração de produtos de valor agregado.

Figura 14 - Taxas de remoção de nutrientes e metais pela microalga e cianobactéria em comparação com a estação de tratamento de efluente da empresa a abate de frango



Assim, diferentes bioproductos podem ser gerados a partir da produção de biomassa na biorrefinaria. Além disso, microalgas e cianobactérias são microrganismos fotossintetizantes tornando benéfico seu uso para a biofixação de CO₂ como forma de mitigar e reduzir as mudanças climáticas. Para auxiliar na tomada de decisão sobre a construção de

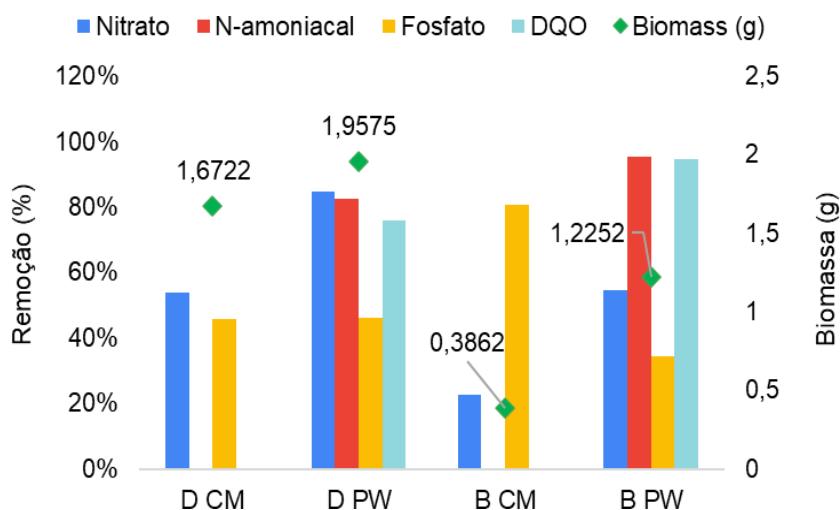
biorrefinarias (como ETEs de determinadas indústrias: avicultura, suinocultura, textil, sucroalcoleira e outras), torna-se importante avaliar o rendimento da biomassa comparado a fícorremediação de água residuais junto a biofixação de carbono com geração de produtos de valor agregado (VAPs). Vale ressaltar que ao final do tratamento com lagoas na ETE Gujão, o efluente apresenta os padrões de lançamento adequado e estabelecidos pela legislação brasileira. Esta presente pesquisa tem como objetivo otimizar esse processo de tratamento como também obter resultados que possam auxiliar no desenvolvimento de VAPs no futuro da empresa como redução de custos e trazer atividades mais sustentáveis ao tratamento de efluentes industriais.

5.4. RENDIMENTO DE BIOMASSA NO EXPERIMENTO E A RELAÇÃO COM A PRODUÇÃO DE BIOPRODUTOS

A *Desmodesmus sp.* atingiu maior rendimento de biomassa em efluente de avicultura com 1,95 g em comparação ao meio de cultivo BBM (1,67 g), ambos com volume de referência em 2,5 litros. A *Brasilonema sp.* apresentou geração de biomassa em efluente avícola com 1,22 g, comparado ao meio de cultivo que obteve 0,38 g (Figura 15). O rendimento de biomassa depende do quanto rápido é o crescimento celular dos microrganismos (Chandra et al., 2021), como também depende da concentração de nutrientes, principalmente carbono, seja na água residual ou no meio de cultura. Como foi utilizado um meio de cultivo básico (não específico para estes gêneros), outros meios de cultivo podem ser testados para avaliações futuras. Entretanto, não invalida a vantagem do uso de águas residuais avícolas para geração de biomassa, visto que foram os melhores resultados obtidos, o que pode ser observado na figura 15.

Foi possível observar que o aumento da remoção de DQO, juntamente com nitrogênio (nitrito e amoniacal), influenciou significativamente no aumento da geração de biomassa, visto esta diferença em D PW.

Figura 15 - Remoção de nutrientes (nitrito, fosfato e DQO em %) e produção de biomassa (g) pela microalga *Desmodesmus sp.* cultivada em meio de cultura BBM (D CM), *Desmodesmus sp.* cultivada em água residual de avicultura (D PW), a cianobactéria *Brasilonema sp.* cultivada em meio de cultura BBM (B CM), *Desmodesmus sp.* cultivada em água residual de avicultura (B PW)



Considerando que a biomassa de microalgas e cianobactérias apresenta em sua composição basicamente: pigmentos, proteína, lipídios e carboidratos que são gerados a partir, entre muitos fatores, da absorção de nutrientes. A biomassa desses microrganismos, foi analisada quanto a sua composição elementar (Carbono, Nitrogênio, hidrogênio, enxofre e oxigênio) para avaliar o potencial na geração de proteínas e amônia (para geração de energia). Assim como também foi realizado a extração de lipídios (para geração de biodiesel). Esses elementos possibilitam estimar o potencial uso de microalgas e cianobactérias para geração de VAPs, após remoção dos nutrientes em águas residuais.

5.4.1. Geração de proteína, lipídios e substâncias poliméricas extracelulares (EPS)

Com relação a geração de substâncias poliméricas extracelulares (EPS), a *Desmodesmus sp.* cultivada em efluente de avicultura apresentou maior concentração de EPS ($0,100 \text{ mg L}^{-1}$), seguido de *Brasilonema sp.* com $0,054 \text{ mg L}^{-1}$. As concentrações de EPS no meio de cultivo BBM foram, 0 mg L^{-1} (D CM) e $0,030 \text{ mg L}^{-1}$ (B CM) (Tabela 8).

As substâncias poliméricas extracelulares são produzidas por bactérias, cianobactérias e microalgas (MISHRA *et al.*, 2011), sendo o mecanismo básico envolvido para geração de biofilme permitindo proteção para as paredes celulares e a sobrevivência dos microrganismos. Além disso, aumenta a eficiência no tratamento aeróbio de águas residuais, pois os EPS podem reter, acumular e estabilizar diferentes exoenzimas que degradam poluentes e tornam mais biodisponíveis para absorção pelos microrganismos (MAHTO *et al.*, 2022). Considerando que a água residual avícola não foi esterilizada, a maior produção de EPS pode ter aumentado devido a presença de bactérias endógenas no meio.

EPS são compostos de 75 a 90% de proteínas e polissacarídeos, seguido de ácidos nucléicos, lipídios, carboidratos e substâncias húmicas (MELO *et al.*, 2022). Os polissacarídeos apresentam substâncias orgânicas polianiônica e policatiónica (como xantana e N-acetilglucosamina) que contribui para adesão e agregação entre os microrganismos formando o biofilme. Além disso, os EPS são fonte de carbono que auxilia no fornecimento de energia em condições estressantes, como também são fontes de proteção para as paredes celulares dos microrganismos (ZHOU *et al.*, 2024).

Neste trabalho, a produção de proteína foi diretamente proporcional a produção de EPS, visto que a microalga *Desmodesmus sp.* apresentou maior produção de proteína com 42,18% (PW), seguida de B PW (30,45%) (Tabela 8). Neste caso, existem níveis de acordo a capacidade de ligação dos EPS que são conhecidos como fracamente ligados (LB-ESP camada externa), fortemente ligados (TB-ESP camada interna) e solúveis (S-ESP) (HU *et al.*, 2008). Como foi analisado os EPS solúveis, excretados pelos microrganismos, a maior composição é de proteínas e não polissacarídeos. Portanto, neste trabalho, a produção de proteína foi responsável pela geração de EPS e desempenha papel fundamental em funções metabólicas importantes na remoção dos nutrientes, principalmente do nitrogênio, presentes em águas residuais. Em alguns casos, outras espécies de microalgas como a *Chlorella sp.* pode chegar a produzir 50 a 60% de proteína (202,79 mg L⁻¹ de nitrato) (RAMIREZ *et al.*, 2024), já para espécies de cianobactérias como *Spirulina platensis* a produção é acima de 50% (250 mg L⁻¹ de nitrato) (HAMIDI *et al.*, 2023) e *Nostoc linckia* com 36 a 55% de proteína em BG-11 (1100 mg L⁻¹) (TOULOUPAKIS *et al.*, 2023).

Determinadas cianobactérias filamentosas como *Spirulina* são conhecidas por utilizarem os nutrientes de águas residuais para fortalecer a formação de grânulos entre bactérias (ZHAO *et al.*, 2023). A *Brasilonema sp.* é uma cianobactéria filamentosa, que pode justificar a geração de EPS junto a remoção de nutrientes. Além disso, cianobactérias diazotróficas são grandes produtoras de EPS pela sua capacidade de biofixar N₂ convertendo em proteína, polissacarídeos e outros compostos, favorecido também pelo fornecimento de nitrato (FIORE *et al.* 2007).

A iluminação é um fator que influencia diversas funções metabólicas em microrganismos fotossintetizantes, principalmente na geração de EPS, como identificado pelos autores Zhang *et al.* (2024) em que a *Chlorella vulgaris* foi capaz de produzir 82% mais de EPS com luz verde (20,48 mg g⁻¹) do que a luz branca (11,28 mg g⁻¹). Além disso, algumas espécies iniciam a produção de EPS na fase exponencial e mantém na fase estacionária (DI MARTINO *et al.*, 2018), indicando que a microalga (D CM) neste trabalho poderia gerar EPS visto que seu crescimento ainda estava na fase exponencial.

Tabela 8 - Resultados da concentração de biomassa (g) e seu rendimento (mg L.d⁻¹). Concentração de proteína (%), lipídio (%), substâncias poliméricas extracelulares (EPS) pela microalga *Desmodesmus* sp. e cianobactérias *Brasilonema* sp. cultivadas em meio de cultivo BBM (CM) e água residual de avicultura (PW)

Nome	Biomassa (g)	Rendimento biomassa (g/L.d)	Biofixação CO ₂ (gCO ₂ /L.d)	Proteína (%)	EPS (mg L ⁻¹)	Lipídio (%)
D CM	1,6722	0,166	0,289	41,05	0,000	8
D PW	1,9575	0,195	0,342	42,18	0,100	23
B CM	0,3862	0,038	0,068	8,73	0,030	7
B PW	1,2252	0,122	0,221	30,45	0,054	14

Considerando a biofixação de carbono pelos microrganismos fotossintetizantes, nessa presente pesquisa, foram observados rendimentos de biomassa variando entre 0,038 e 0,195 g.L.d⁻¹, resultando em taxas de biofixação de CO₂ entre 0,068 e 0,342 gCO₂.L.d⁻¹ (Tabela 8). Esses valores demonstram correlação direta entre o aumento da produtividade celular e a capacidade de assimilação do CO₂, pois este último é um dos elementos principais na composição da biomassa.

A microalga *Desmodesmus* sp. apresentou os maiores rendimentos médios, sendo 0,166 g.L.d⁻¹ (CM) e 0,195 g.L.d⁻¹ (PW), correspondendo as taxas de biofixação de 0,289 e 0,342 gCO₂.L.d⁻¹ respectivamente. Esses resultados são compatíveis com valores relatados na literatura para espécies do mesmo gênero, como *Desmodesmus communis* e *Desmodesmus spinosus*, que podem apresentar biofixações entre 0,25 e 0,40 gCO₂.L.d⁻¹ sob condições de cultivo otimizadas (MALCATA, 2011; JIANG *et al.*, 2022).

Por outro lado, a cianobactéria *Brasilonema* sp. apresentou menores rendimentos de biomassa, especialmente no cultivo CM (0,038 g.L.d⁻¹), com consequente taxa de biofixação de apenas 0,068 gCO₂.L.d⁻¹. No entanto, o incremento da água residual observado na condição PW (0,122 g.L.d⁻¹; 0,221 gCO₂.L.d⁻¹) indica uma resposta positiva à disponibilidade de nutrientes e luz, sugerindo que a eficiência fotossintética e o acúmulo de carbono podem ser otimizados por ajustes ambientais e de composição do meio (DUTTA *et al.*, 2015; FIORE *et al.*, 2007). Outra cianobactéria foi estudada quanto a eficiência na biofixação de CO₂ como a *Synechococcus* sp. com valores entre 0,12 a 0,20 gCO₂.L.d⁻¹. (DUTTA *et al.*, 2015).

Comparativamente, as microalgas verdes como *Desmodesmus* sp. tendem a apresentar maior rendimento e biofixação que cianobactérias filamentosas como *Brasilonema* sp., devido à sua maior taxa de crescimento específico, densidade celular e eficiência de captura de luz (CHEAH *et al.*, 2018). As diferenças observadas também podem estar relacionadas à composição bioquímica — microalgas geralmente possuem maior teor de carbono estrutural (45–55%), enquanto cianobactérias apresentam frações proteicas mais elevadas, o que reduz o carbono assimilado por unidade de biomassa (LI *et al.*, 2014).

Dessa forma, os resultados indicam que *Desmodesmus* sp. é mais eficiente na conversão de

CO_2 em biomassa sob as condições avaliadas, apresentando desempenho compatível com sistemas de cultivo de referência. Já *Brasilonema sp.*, apesar da menor eficiência, pode ser vantajoso em condições extremas ou em sistemas integrados de tratamento de efluentes, devido à sua maior tolerância e capacidade de fixar nitrogênio atmosférico, contribuindo para o balanço nutricional e sustentabilidade do processo (FIORE *et al.*, 2007).

Com relação a geração de lipídios, a água residual de avicultura influenciou significativamente no aumento de lipídios na biomassa de D PW (23%), seguido em B PW (16%), mas não tão significativo na biomassa de D CM (8%) e B CM (7%) (Tabela 8). A água residual avícola possui em sua composição gorduras, óleo e graxas resultantes do processamento industrial e da lavagem das carcaças de aves (RODRIGUES *et al.*, 2016; BINGO *et al.*, 2021), portanto gotículas de óleo pode ter aderido na biomassa através do mecanismo de ficoadsorção, visto que moléculas lipofílicas são catiônicas e possuem alta afinidade com as células de microalgas que são anionicas (DUARTE *et al.*, 2021), sendo explicado porque a maior produção de lipídios neste trabalho foi no efluente.

O fósforo também influencia na geração de lipídios visto que atua na composição dos fosfolipídios e podem ser convertidos, através da transesterificação, em ésteres metílicos de ácidos graxos (FAMEs) que geram o biodiesel (MARQUES *et al.*, 2021). Portanto, a maior geração de lipídio apresentou relação direta com o cultivo que obteve a maior remoção de fosfato no meio. Segundo Chisti (2007). Estima-se que o valor do barril de petróleo hoje vale U\$72,42/barril, sendo que o custo da biomassa para competir com o valor do petróleo seria U\$0,49/kg (CHISTI, 2007). Pesquisas relatam que o custo da biomassa de microalgas pode chegar a U\$ 0,43 kg⁻¹ (BARBERA *et al.*, 2022).

A pesquisa desenvolvida por Viegas *et al.* (2021) corrobora com os resultados obtidos neste trabalho, visto que os pesquisadores cultivaram *C. vulgaris* em efluente avícola em batelada, obtendo de biomassa 65 mg L.d⁻¹ a 140 mg L.d⁻¹ com teor lipídico de 17,2%. Além disso, outros pesquisadores têm estudado sobre o uso de efluente de avicultura como bioestimulante para fornecer nutrientes no crescimento da *C. vulgaris*, influenciando também na remoção de substâncias tóxicas na água (hidrocarbonetos do petróleo), sendo que a bioestimulação apresentou rendimento de biomassa em 84 mg L.d⁻¹ e lipídios em 23,53% (RAMIREZ *et al.*, 2024). Considerando a espécies de cianobactérias, a *Nostoc sp.*, apresenta geração de biomassa em 75,3 mg L.d⁻¹ e 11,52 % de lipídios em águas residuais municipais (SILAMBARASAN *et al.*, 2021), já para a *Spirulina sp.*, cultivada em águas residuais de laticínio (DWW) apresentou produtividade de biomassa em 48 mg L.d⁻¹ (100%DWW) e 66 mg L.d⁻¹ (70%DWW), com produção de lipídio em 4,09 mg L.d⁻¹ e 5,63 mg L.d⁻¹ respectivamente.

5.4.2. Composição de Ésteres Metílicos de Ácidos Graxos (FAMEs)

Os ácidos graxos mais comumente encontrados em microalgas são os miristato (C:14) palmitato (C 16:0), esterato (C 18:0), oleato (C 18:1), linoleato (C 18:2), e linolenato (C 18:3). Neste estudo, as concentrações de ácidos graxos são apresentadas na tabela 9. Os ácidos graxos encontrados nas microalgas e cianobactérias desta pesquisa foram: ácidos graxos saturados (SFAs) de ácido palmitato (44,51 a 59,47%), ácidos graxos monoinsaturados (MUFAs) de ácido palmitoleato (1,86 a 4,95%) e ácido oleato (8,75 a 16,66%) e ácidos poliinsaturados (PUFAs) de ácido linolenato (9,78 a 10,94%).

O perfil de ácidos graxos mostrou que as maiores concentrações foram do ácido Palmitato (C16:0) com 59,47 (BCM) que aumenta o índice de cetano e consequentemente a eficiência de ignição e a resistência do biocombustível para oxidação, entretanto eleva o ponto de fusão o que pode causar problemas de fluidez em climas frios (LIN e WANG, 2022). Já a segunda maior concentração foi do ácido Oleato (C18:1 - MUFAs) com 16,66% em DCM. Apesar de ser ácido graxo insaturado, é considerado o mais equilibrado entre as propriedades, pois é importante para aumentar o fluxo do biodiesel, estabilidade oxidativa moderada e apresenta ponto de ebulição mais baixo, excelente para climas frios, favorecendo o índice de cetano e o desempenho do motor (SILAMBARASAN *et al.*, 2021).

Tabela 9 - Resultados da concentração de Ésteres Metílicos de Ácidos Graxos (FAMEs) pela microalga *Desmodesmus* sp. e cianobactéria *Brasilonema* sp., cultivadas em meio de cultivo BBM (CM) e água residual de avicultura (PW), comparadas com outras espécies

Composto (%)	Carbonos	DCM	DPW	BCM	BPW	<i>C. vulgaris</i> (a)	<i>S. platenses</i> (b)	<i>Nostoc</i> sp. (c)	<i>Desmodesmus</i> sp.(d)	Padrão (%)
Miristato	C14:0	0,97	3,36	3,59	6,52	n/a	0,33	n/d	2 - 5	2
Palmitato	C16:0	47,65	53,73	59,47	44,51	29,7	49,70	28,41 – 36,73	25 – 35	30
Palmitoleato	C16:1	1,86	4,95	4,54	4,02	n/d	7,62	13,12 – 18,24	n/d	3
Esterato	C18:0	5,15	8,22	7,87	10,79	4,2	1,86	n/d	n/d	14
Oleato	C18:1	16,66	8,75	10,14	11,31	28,3	n/d	12,51 – 25,47	20 - 30	41
Linoleato	C18:2	10,94	9,78	7,83	10,22	31,7	23,51	12,34 – 21,31	10 - 20	7
Linolenato	C18:3	16,77	11,21	6,56	12,64	4,5	17,00	n/d	3 - 7	3

(a) – MARQUES *et al.* (2020); (b) – MOHAMADZADEHS SHIRAZI *et al.* (2017); (c) – SILAMBARASAN *et al.* (2021); (d) – LI *et al.* (2019).

A predominância por ácidos pares ocorre pelo mecanismo biossintético no qual enzimas desses microrganismos, denominadas de enzima ácido graxo sintase (FAS - *fatty acid synthase enzyme*), utilizam unidades de acetil-CoA e malonil-CoA, ambas contendo dois carbonos, para o alongamento da cadeia, resultando em ácidos graxos de número par. Os pares de carbono (C14, C16, C18) são energeticamente mais estáveis e formam os principais precursores de lipídios estruturais (fosfolipídios de membrana) e de reserva (triacilgliceróis). Isso explica porque palmitato (C16:0) e estearato (C18:0) são básicos para a formação dos lipídios microalgaís. Além disso, durante a β -oxidação, a degradação também ocorre em

etapas de dois carbonos, o que torna os ácidos graxos pares mais eficientes do ponto de vista energético, pois são completamente convertidos em acetil-CoA, diferentemente dos ímpares que geram intermediários como propionil-CoA.

Os ácidos graxos de número par também auxiliam na estrutura das membranas das microalgas quanto na reserva energética, influenciando diretamente em propriedades relevantes como fluidez celular, adaptação fisiológica, valor nutricional e qualidade de biocombustíveis derivados, sobretudo o biodiesel, no qual determinam parâmetros como estabilidade oxidativa, viscosidade e índice de cetano (HU *et al.*, 2008).

A microalga *Desmodesmus sp.* é estudada pelo seu potencial lipídico e composição favorável para a produção de biocombustíveis, diferente da cianobactéria *Brasilonema sp.*, que não apresenta muitas informações relacionadas a geração de biodiesel. Pesquisas abordam que os ácidos graxos predominantes em *Desmodesmus sp.* são o palmitato (C16:0), variando entre 25–35%, o oleato (C18:1) com 20–30%, e o linoleato (C18:2) representando 10–20% dos lipídios totais. Ácidos graxos de menor proporção incluem o estearato (C18:0) com cerca de 5–8%, o miristato (C14:0) entre 2–5%, e o linolenato (C18:3) variando de 3–7%. Assim, em termos comparativos, a microalga *Desmodesmus sp.* cultivada em águas residuais, torna-se muito promissora para produção de biocombustível, visto que apresentou maiores valores dos ácidos palmitato, equilibrando eficiência energética, estabilidade química e rendimento lipídico (LI *et al.*, 2019; HERNÁNDEZ *et al.*, 2020; SIVARAMAKRISHNAN; RAVINDRAN, 2021). Entretanto, essa avaliação precisa ser conjunta e comparativa com as outras propriedades.

Considerando outros resultados que são encontrados na literatura com diferentes espécies de microalgas e cianobactérias como a *Spirulina platenses*, que apresentou maior valor em C16:0 com 49,70% (MOHAMADZADEH SHIRAZI *et al.*, 2017). Em estudo anterior, que utilizou a microalga *C. vulgaris* cultivada em águas poluídas de rios urbanos apresentou menor concentração de C16:0 com 29,7%, mas a maior concentração de C18:2 com 31,7% (MARQUES *et al.*, 2020). E pesquisa realizada com *Nostoc sp.* cultivada em diferentes concentrações de água residual municipal, apresentou maior quantidade de C16:0 com 36,73% e C18:1 com 25,57%, o aumento da concentração de água residual municipal (75%) aumentou a quantidade dos ácidos que melhora a eficiência do biodiesel (SILAMBARASAN *et al.*, 2021). Com todos esses resultados, foi possível realizar uma comparação entre as microalgas e cianobactérias da literatura com as utilizadas nesta pesquisa, com o objetivo de avaliar as propriedades que auxiliam na qualidade do biosiesel. Esses resultados são demonstrados na tabela 10.

Tabela 10 - Resultados da comparação das propriedades do biodiesel: índice de cetano, viscosidade, estabilidade oxidativa e fluidez a frio para indicação da qualidade, pela microalga *Desmodesmus sp.* e cianobactéria *Brasilonema sp.*, cultivadas em meio de cultivo BBM (CM) e água residual de avicultura

(PW), comparadas com outras espécies já estudadas na literatura

Espécie / Amostra	Índice de cetano	Viscosidade	Estabilidade oxidativa	Fluidez a frio	Avaliação geral
DCM	Alto	Moderada	Alta	Boa	Muito boa (equilibrada)
DPW	Muito alto	Alta	Muito alta	Baixa	Boa, porém viscosa
BCM	Muito alto	Alta	Excelente	Baixa	Regular (pouca fluidez)
BPW	Alto	Moderada	Boa	Boa	Boa (equilibrada)
<i>C. vulgaris</i> (a)	Ideal (≈58–60)	Moderada	Boa	Boa	Excelente (perfil ótimo)
<i>S. platensis</i> (b)	Baixo (≈45–50)	Baixa	Fraca	Excelente	Baixa (oxidável)
<i>Nostoc</i> sp. (c)	Moderado (≈52–55)	Moderada	Média	Boa	Média (intermediária)
<i>Desmodesmus</i> sp. (d)	Ideal (≈58–60)	Moderada	Alta	Boa	Excelente (perfil ideal)

(a) – MARQUES et al. (2020); (b) – MOHAMADZADEHS SHIRAZI et al. (2017); (c) – SILAMBARASAN et al. (2021); (d) – LI et al. (2019).

Considerando as análises realizadas na tabela 10, sobre as propriedades do biodiesel e sua influência na qualidade do combustível, os microrganismos que apresentam proporções ideais com melhor equilíbrio energético foram: *Desmodesmus* sp. e *Chlorella vulgaris*, por possuírem proporções ideais de palmitato (C16:0) e oleato (C18:1), resultando em biodiesel com índice de cetano alto, boa estabilidade e fluidez adequada, sendo então o padrão de qualidade adequado para o biodiesel. Nesta pesquisa, tanto DCM quanto BPW também demonstram bons resultados, mas com leve tendência à saturação excessiva. Em termos de custo benefício alinhado com a qualidade do biodiesel, a biomassa de *Brasilonema* sp. cultivada em águas residuais de avicultura, demonstrou ser o ideal para geração de biodiesel.

5.5. GERAÇÃO DE AMÔNIA NO MODELO DESENVOLVIDO NO ASPEN PLUS

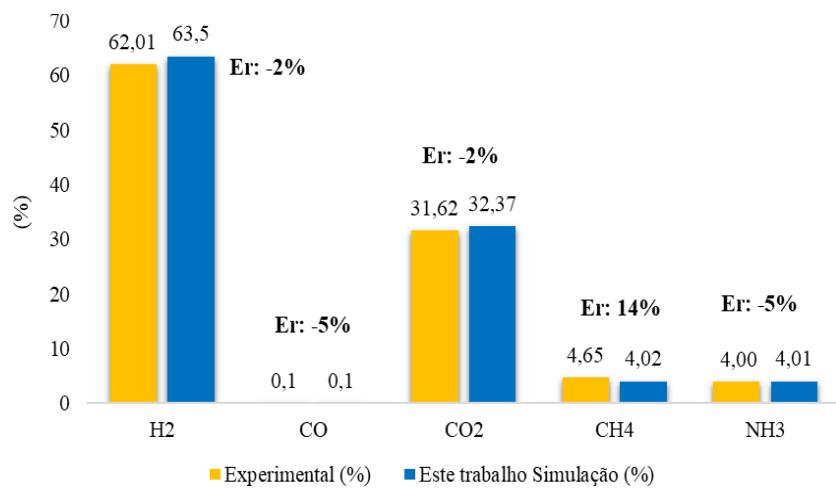
Inicialmente para a avaliação da geração de amônia através do modelo desenvolvido no aspen plus, foi realizado a validação do modelo através de dados experimentais reais desenvolvidos em laboratório e resultados comparativos de outros modelos de simulação. Esses dados são apresentados na seção de validação do modelo.

5.5.1. Validação do modelo

O modelo desenvolvido foi validado inicialmente com os dados experimentais obtidos através do cultivo de microalgas e cianobactérias em laboratório para validação da seção 1 (cultivo de microrganismos em fotobioreator para simulação da geração de biomassa em

Aspen Plus – Figura 9), que representa a geração de biomassa usando fotobiorreator na simulação. Para a seção 2 e 3 (Figura 10 e 11 – Decomposição da biomassa, produção de gás de síntese e purificação do hidrogênio) foi realizado a validação do modelo desenvolvido comparando os resultados da gaseificação da biomassa e geração de hidrogênio com os resultados de Raheem *et al.* (2018) e para a seção 4 (Figura 11 – Síntese da amônia) foi realizado a validação da síntese da amônia comparando com resultados de Zhang *et al.*, 2024. A comparação dos dados e apresentação dos erros relativos estão demonstrados na figura 15. Na produção de amônia, o modelo desenvolvido neste trabalho obteve um erro relativo de 1% em relação ao trabalho de (ZHANG *et al.*, 2024). Já na gaseificação da biomassa e geração de hidrogênio, os erros relativos foram de -2% (H_2), -5% (CO), -2% (CO_2) e 14% (CH_4).

Figura 16 - Comparação entre a composição do gás de síntese (H_2 , CO, CO_2 e CH_4) deste trabalho de pesquisa com o trabalho experimental de Raheem *et al.* (2018) e geração de amônia (NH_3) a partir do trabalho experimental de Zhang *et al.* (2024). O erro relativo (Er) é apresentado.



5.6. GERAÇÃO DE BIOMASSA NO ASPEN PLUS E SUA COMPOSIÇÃO QUANTO ANÁLISE ELEMENTAR

Através dos dados experimentais obtidos pelo cultivo de microrganismos em laboratório, foi possível simular no modelo desenvolvido no Aspen Plus a geração de biomassa em larga escala (kg/h). A maior geração de biomassa foi obtida pela microalga *Desmodesmus sp.* cultivada em água residual de avicultura com produção de 1000 kg/h. A menor produção foi obtida da cianobactéria *Brasilonema sp.* cultivada em meio de cultura BBM, com 196,37 kg/h. Portanto, o uso da água residual com sua composição de nutrientes favorece na produção de biomassa para geração de produtos de valor agregado.

A tabela 12 apresenta os valores das biomassas quanto análise final e próxima. De acordo com a tabela 12, o conteúdo de hidrogênio é maior na biomassa de *Desmodesmus sp.* (CM) cultivada em meio de cultura com 9,82%. A geração de hidrogênio na biomassa de microalgas e cianobactérias ocorre através da conversão da energia solar em energia química, pela fotossíntese e divisão das moléculas de água em hidrogênio e oxigênio dentro do sistema biológico. Esse processo é denominado de biofotólise (GORIA *et al.*, 2024).

A biofotólise é realizada através da enzima (FeFe)-hidrogenase em microalgas, enquanto a enzima nitrogenase atua nas cianobactérias. A biofotólise pode ser dividida em direta, onde os elétrons derivados da divisão da água são transferidos para a ferredoxina (Fd) como transportador de elétron e o Fd reduz a enzima hidrogenase que produz H₂ (Tabela 11), ou indireta, onde a fotossíntese converte a energia luminosa em carboidratos na biomassa e estes são oxidados pelos processo anaeróbio liberando hidrogênio (Tabela 11) (CHANDRASEKHAR *et al.*, 2015).

Tabela 11 – Reações e que ocorrem na biofotólise direta e indireta em microalgas e cianobactérias

Biofotólise indireta		
Nome da reação	Reação	Fase da reação
Síntese de carboidratos via fotossíntese	CO ₂ +H ₂ O+ Luz(CH ₂ O)+O ₂	Fase anabólica
Oxidação anaeróbia de carboidratos com produção de hidrogênio	(CH ₂ O)+H ₂ O→CO ₂ +H ₂	Fase catabólica
Fotólise indireta da água com produção de hidrogênio	2H ₂ O+Luz→2H ₂ +O ₂	Equação global
Biofotólise direta		
Nome da reação	Reação	Fase da reação
Reação de Hill	2H ₂ O+Luz→4H ⁺ +4e ⁻ + O ₂	Fotólise da água – oxidação no Fotossistema II
Redução da ferredoxina	4e ⁻ +2Fd _(ox) → 2Fd _(red)	Transferência de elétrons pela ferredoxina
Reação da Hidrogenase	2Fd _(red) +4H ⁺ → 2H ₂ +2Fd _(ox)	Redução de prótons catalisada pela (FeFe)-hidrogenase a hidrogênio
Fotólise global da água com produção de Hidrogênio	2H ₂ O+Luz→2H ₂ +O ₂	Equação global
Produção de hidrogênio pela nitrogenase (em cianobactérias)		
Nome da reação	Reação	Fase da reação
Redução de nitrogênio a amônia (fixação biológica de N ₂)	N ₂ +8H ⁺ +8e ⁻ +16ATP→2NH ₃ +H ₂ +16ADP+16P _i	Fixação de nitrogênio
Produção de H ₂ mediada pela nitrogenase	2H ⁺ +2e ⁻ +4ATP→H ₂ +4ADP+4P _i	Redução de prótons na ausência de nitrogênio

Fonte: CHANDRASEKHAR *et al.* (2015).

Considerando que a água residual de avicultura pode ter ocasionado estresse no crescimento da *Desmodesmus sp.*, é possível que o uso dos carboidratos foi para geração de 82

energia e outras rotas metabólicas para a sobrevivência das células, o que explica a redução da produção de H₂ quando cultivada em água residual. Mas esse comportamento não foi igualmente observado na cianobactéria *Brasilonema sp.*, visto que a maior produção de hidrogênio foi no cultivo em água residual de avicultura, tornando esta biomassa mais promissora para produção de H₂. O processo metabólico para geração de hidrogênio em cianobactérias é diferente do que das microalgas. As cianobactérias diazontróficas (biofixadoras de nitrogênio) produz hidrogênio através da enzima nitrogenase que catalisa a redução de N₂ para amônia (NH₃). Mas com a ausência de N₂, a enzima redireciona os elétrons para redução dos prótons, liberando hidrogênio (Tabela 11) (DAS *et al.*, 2008).

Em comparação com o Maior Poder Calorífico (HHV), importante indicador para avaliar a eficiência energética da biomassa, também é obtido pela microalga *Desmodesmus sp.* (CM) com valor de 20,38 MJ/kg (Tabela 6) e também pela cianobactéria *Brasilonema sp.* (PW) cultivada em água residual de avicultura. Outros pesquisadores relataram que o aumento do valor de HHV para 21,80 MJ/kg e aumento do valor de material volátil, na biomassa da microalga *Chlorella sp.* ocorreu quando o crescimento microalgal foi bioestimulado pelo uso do efluente de avicultura (50:50 v:v com água salina) (RAMIREZ *et al.*, 2024), indicando que o efluente avícola melhora o desempenho energético da biomassa em algumas espécies. Outra pesquisa relatou o uso de água residual de suinocultura em diferentes fotoperíodos e intensidades luminosas para cultivo de *Chlorella sp.* influenciando no valor de HHV de 16,59 MJ/kg para 18,25 MJ/kg (JIN *et al.*, 2021).

Já para a biomassa da cianobactéria *Spirulina*, outra pesquisa relatou valor de HHV de 15,1 MJ/kg por gaseificação, sem uso de água residual, para geração de H₂ (ZHANG *et al.*, 2024). Outras espécies de microalgas como *N. oculata*, relatada com potencial de produção de biodiesel (MARQUES *et al.*, 2021), também apresenta valor de HHV em 15,1 MJ/kg, valor menor que outras espécies como *F. serratus* (17,5 MJ/kg) e *S. almeriensis* (17,6 MJ/kg), todas adquiridas sem uso de água residual (DUARTE *et al.*, 2021).

Tabela 12 - Composição da biomassa da microalga *Desmodesmus sp.* e cianobactéria *Brasilonema sp.* cultivadas em meio de cultura (CM) e água residual de avicultura (PW), quanto ultimate analysis, proximate analysis e maior poder calorífico (HHV)

Composição da biomassa	<i>Desmodesmus sp.</i> (CM)	<i>Desmodesmus sp.</i> (PW)	<i>Brasilonema sp.</i> (CM)	<i>Brasilonema sp.</i> (PW)
Análises finais (base seca, % em peso)				
C	47,57	48,04	49,74	45,33
H	9,82	8,62	8,37	9,09
N	6,65	7,66	7,09	6,56
S	1,23	0,86	1,12	1,36
O	33,57	33,85	32,14	32,61
Análises aproximadas (base úmida, % em peso)				
Umidade	8,78	6,45	9,04	9,65

Material volátil	71,65	82,27	77,66	70,1
Cinzas	9,86	7,49	5,18	6,42
Carbono fixo	6,21	6,19	8,16	6,84
HHV (MJ kg ⁻¹)	20,38	20,31	20,32	20,38
Malgæs (kg h ⁻¹)	855,94	1000	196,37	625,60

5.6.1. Geração do gás de síntese e seus componentes

A decomposição da biomassa por gaseificação produziu o gás de síntese e seus componentes principais: H₂, CO, CO₂ e CH₄. Como demonstrado na figura 17, a maior produção de hidrogênio foi observada na biomassa de *Desmodesmus sp* (CM), com 403,62 kg/h correspondendo a 36,91% de H₂ por 1000 kg de biomassa gaseificada. O menor valor gerado de H₂ foi pela cianobactéria *Brasilonema sp.* (CM) com 110,75 kg/h correspondendo a 35,71% de H₂, o que era esperado visto que a biomassa gerada na simulação com fotobioreatores foi a menor com 196,37 kg. Esses resultados são compatíveis com a literatura no qual os pesquisadores Chang *et al.* (2020) apresentaram produção de H₂ por pirólise da biomassa de *Spirulina* gerando cerca de 34,08% a 800°C para 1000kg de biomassa. Esses valores abordados nesta pesquisa foram um pouco maiores que na pirólise, isto porque o uso de vapor de água na gaseificação, doa átomos de hidrogênio, melhorando e aumentando a geração H₂ com relação a pirólise (ADNAN e HOSSAIN, 2019).

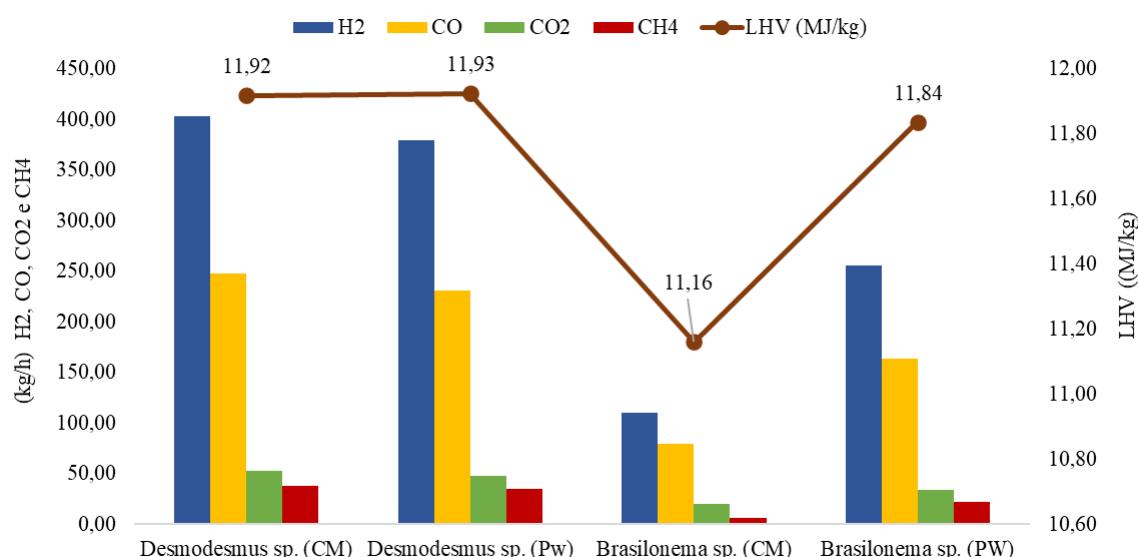
Outras pesquisas apresentaram valores correspondentes, com a utilização da biomassa residual de *Chlorella vulgaris* (após extração de óleo), foi adicionado o catalisador Ni na gaseificação que aumentou o rendimento para 56,12% de H₂ por 1000kg de biomassa. Neste presente trabalho não foi possível aproveitar a biomassa residual da extração de lipídios, devido a quantidade insuficiente para análise, mas sugere-se que trabalhos futuros realizem testes e otimizem a geração de biodiesel e reaproveitamento dos resíduos na gaseificação e produção de amônia.

Considerando que o agente gaseificante utilizado é o vapor de água, a formação de H₂ e CO em maior quantidade que o CO₂ e CH₄, indica que a biomassa foi decomposta por meio da reação por reforma a vapor do carbono (R1), e da reação parcial de oxidação do carbono (R8), portanto quanto maior o uso do agente gaseificante, maior será a formação de hidrogênio e monóxido de carbono. Sendo assim, o parâmetro indicativo de qualidade da geração do gás de síntese é a relação entre H₂ e CO que serão discutidos na seção a seguir. Da mesma forma a composição de carbono na biomassa influencia na formação de CO (ADNAN e HOSSAIN, 2018).

A maior composição de carbono na biomassa foi observada em *Brasilonema sp.*

(CM), com 49,74%, gerando 25,08% de CO e 6,63% de CO₂. Outra parcela do carbono foi utilizada para geração de metano (2,03%), cinzas (5,18%) e carbono fixo (8,16%), além das perdas que podem ocorrer no sistema. Isto ocorre pelo princípio de Le Chatler, uma lei química que estabelece quando uma equação em equilíbrio sofre uma alteração, o sistema se deslocada de forma a anular a alteração e restabelecer o equilíbrio (ZHANG *et al.*, 2024) Isto é conduzido pelas reações de reforma a vapor de metano (R5) e metanação (R4), este último acaba consumindo H₂ influenciando na redução da produção de amônia no final.

Figura 17 - Produção dos principais componentes do gás de síntese pela microalga e cianobactéria cultivadas em água residual avícola e meio de cultura



O menor poder calorífico (LHV) indica a quantidade de calor liberada quando algum material entra em combustão. O LHV máximo obtido foi pela gaseificação da biomassa de D PW com 11,93 MJ kg⁻¹ e o LHV mínimo obtido foi com B CM com 11,16 MJ kg⁻¹. Isto ocorre porque o CO e CH₄ possuem maior poder calorífico e, portanto, influenciam no aumento do LHV. Considerando que o B CM ocorreu pouca geração de metano, resultou na obtenção do menor valor de LHV (ZHANG *et al.*, 2024). Estes valores são relatados na literatura (Raheem *et al.*, 2021), para a biomassa de *Chlorella vulgaris*, o valor de LHV médio obtido pode chegar entre 11,7 MJ kg⁻¹ a 18,1 MJ kg⁻¹.

5.6.2. Relação entre H₂/CO e Steam/Biomassa

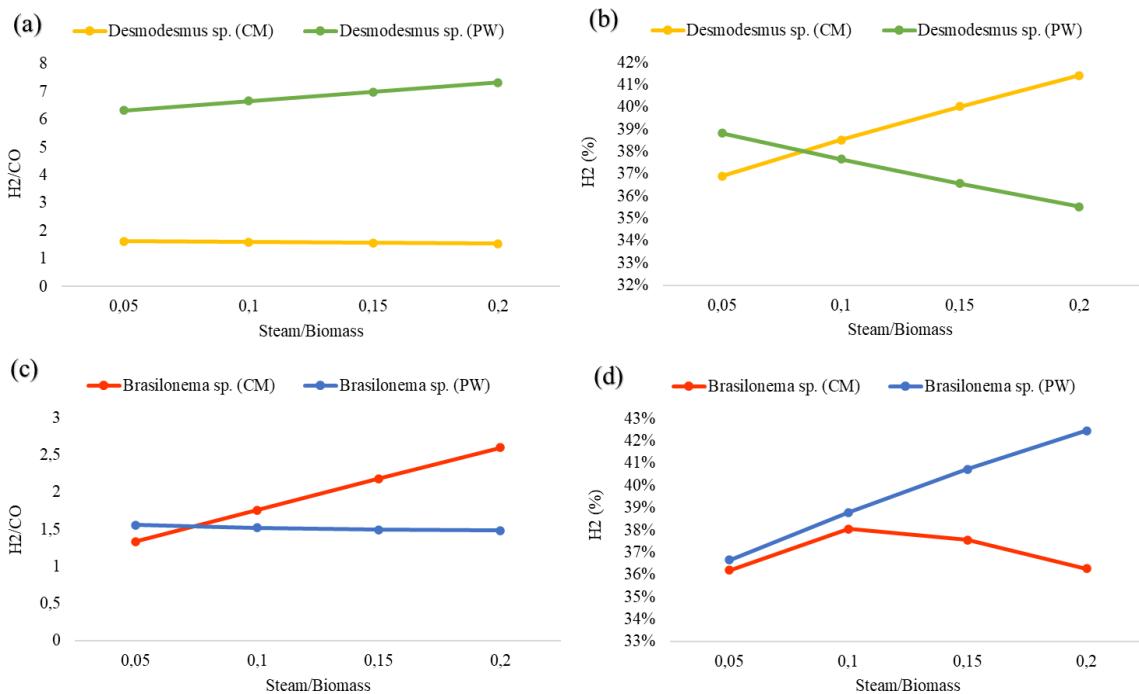
A composição da biomassa e a vazão do agente gaseificante influencia diretamente

na gaseificação e geração do gás de síntese (ZHANG *et al.*, 2024). Portanto, a análise de sensibilidade entre a razão do vapor de água com a biomassa (S/B) e da razão entre o hidrogênio e o monóxido de carbono (H₂/CO) são parâmetros importantes para avaliar a qualidade e quantidade da geração do gás de síntese, como também se as reações envolvidas no processo estão acontecendo no modelo (como reforma a vapor e deslocamento gás-água) (NURDIAWATI *et al.*, 2019).

A vazão de vapor é modificada para ajustar a razão S/B de 0,05 para 0,2. A partir desse ajuste, a figura 17 ilustra os valores adquiridos no rendimento de H₂ para cada espécie em diferentes cultivos. Conforme o fluxo de vapor aumenta, a geração de H₂ também aumenta, sendo que o valor máximo adquirido de H₂ foi da espécie *Brasilonema sp.* (PW) com a produção de 42% de H₂ (0,2 S/B), apresentou forte efeito do vapor, comportamento típico de cianobactérias com ricas em carboidratos (Figura 17.d). A espécie *Desmodesmus sp.* (CM) também apresentou rendimento significativo, com a produção de H₂ de 41% (0,2 S/B) (Figura 17.b).

Entretanto, a relação H₂/CO aumenta com o acréscimo de vapor/biomassa até o ponto em que a reação de deslocamento gás-água é favorecida. Contudo, em condições de excesso de vapor, pode ocorrer reoxidação parcial ou limitação térmica, reduzindo o H₂/CO. Entre as espécies simuladas, *Desmodesmus sp.* (PW) e *Brasilonema sp.* (CM) apresentaram o melhor equilíbrio para produção de gás de síntese rico em H₂, adequado para rotas de hidrogênio verde, apesar das outras condições apresentarem maior geração de H₂. Portanto, as reações de deslocamento água-gás (R1) e CO com a reação de mudança (R2) estão ocorrendo, resultando na validação e confiabilidade do modelo de simulação proposto. Pesquisas anteriores também apresentaram esta tendência, quando o fluxo de vapor aumenta, a produção de H₂ também aumenta (ZHANG *et al.*, 2024).

Figura 18 - Relação entre H₂/CO em diferentes relações do fluxo de vapor (S/B), com a microalga (*Desmodesmus* sp. (a)) e a cianobactéria (*Brasilonema* sp. (b)), cultivas em meio de cultivo (CM) e águas residuais avícolas (PW)



5.6.3. Eficiência na produção de biomassa e amônia no simulador

A figura 18 ilustra o gráfico de produção da amônia líquida a partir de diferentes biomassas decompostas. A maior produção de amônia obtida foi da biomassa da cianobactéria *Brasilonema* sp. (PW) seguida da microalga *Desmodesmus* sp. (CM) com 107,81 kg/h e 106,92 kg/h respectivamente. Entretanto, o fator de conversão (FC) da biomassa em amônia indica que a melhor produção foi com a *Brasilonema* sp. CM, onde a cada produção de 196,37 g de biomassa, são gerados cerca de 93,79 kg/h de amônia, com FC em 47,76%. O menor fator de conversão foi de *Desmodesmus* sp. PW, para cada 1000 kg de biomassa utilizada é gerado 106,19 kg/h de amônia com FC 10,62%. Esses resultados são relatados em outra pesquisa (NURDIAWATI *et al.*, 2019), com a maior produção de NH₃ através da biomassa da *Chlorella vulgaris* em 112,5 t/h utilizando 1000 t/h de biomassa, o que proporcionalmente seria 112,5 kg/h comparando com este trabalho.

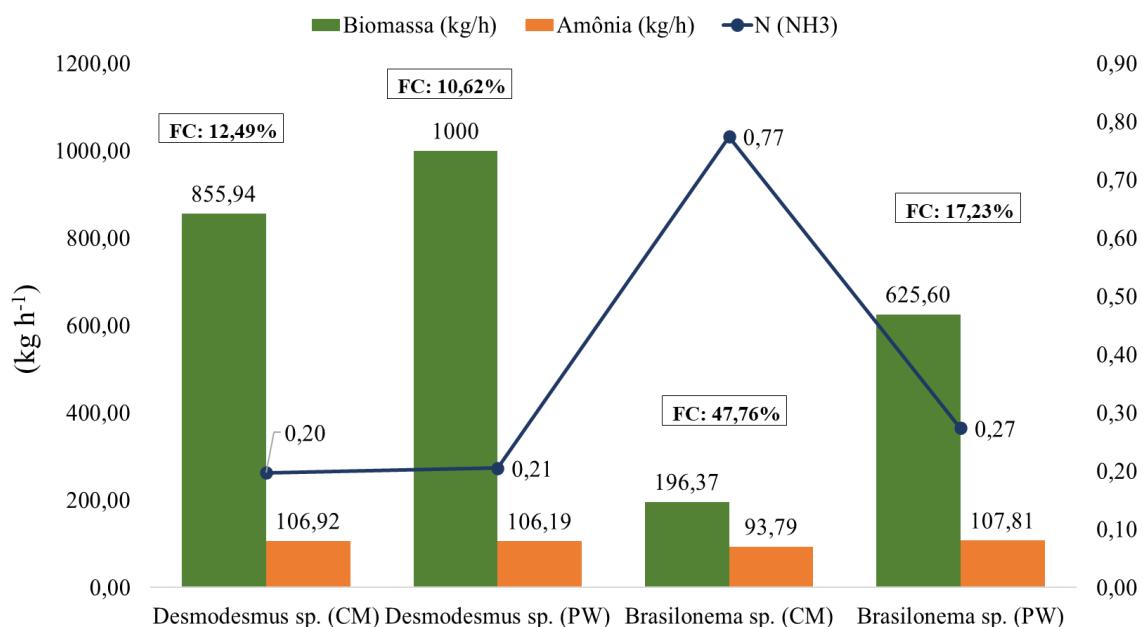
A aparente disparidade entre o maior teor de hidrogênio total na *Brasilonema* (PW) e a menor conversão efetiva de H em NH₃ observada na simulação pode ser explicada pela partição do hidrogênio entre diversos canais reacionais e pela disponibilidade real do nitrogênio para formar amônia. A formação de NH₃ depende diretamente do nitrogênio

bioquímico disponível e de condições termoquímicas que favoreçam sua estabilidade frente à formação de N₂, HCN ou a incorporação em alcatrão e carvão.

Em altas temperaturas e em presença de minerais catalíticos, o hidrogênio tende a converter-se preferencialmente em H₂ e hidrocarbonetos, reduzindo a fração que se combina com N₂ para formar NH₃. Assim, a análise final sozinha (H₂ total) não garante alta produção de NH₃. É importante avaliar a partição do N₂, as condições do processo (temperatura, steam/biomass, atmosfera) e os efeitos catalíticos. Para confirmar essas hipóteses, recomenda-se realizar uma análise de sensibilidade no simulador, variando temperatura, razão vapor/biomassa, razão O₂/biomassa, e a modelagem das reações (RGibbs vs RStoic), e inspecionar a distribuição de N entre as saídas (NH₃, N₂, NOx, tar, char).

A conversão de N₂ e H₂ em amônia (NH₃) foi observada em 99,99% para todas as espécies no simulador, em que a entrada e saída dos gases foram observados e calculados. Sendo assim, os gases gerados são totalmente aproveitados no simulador, inclusive pelo reciclo. Além disso, pode ser explicado pela proporção exigida entre H₂ e N₂ que ocorre na reação de síntese de amônia (R10) até chegar ao equilíbrio (NURDIAWATI et al., 2019).

Figura 19 - Produção de amônia em diferentes espécies de microalgas (*Desmodesmus* sp.) e cianobactérias (*Brasilonema* sp.), cultivas em meio de cultivo (CM) e águas residuais de avicultura (PW)



Ainda são poucos os trabalhos que utilizam sistema de gaseificação com biomassa de microalgas e cianobactérias para geração de amônia, principalmente com essas espécies

trabalhadas nesta pesquisa ou em diferentes condições (vazão de vapor, água residual utilizada e temperatura). Por isso torna-se importante pesquisar e discutir diferentes resultados com diferentes espécies para avaliar melhor produção de amônia. Portanto, comparando com outras espécies, um sistema de gaseificação de água supercrítica de microalgas (*Nannochloropsis sp.*) simulado por Aspen Plus para síntese de amônia, indica que o aumento da concentração de microalgas melhora a eficiência na síntese de amônia e reduz o consumo de energia, em que o sistema foi capaz de produzir de 487,9 kg h⁻¹ para até 2926,8 kg h⁻¹ de amônia. Entretanto, o fluxo de vapor também é aumentado para até 9500 kg h⁻¹, o que aumenta os custos consideravelmente no sistema (LIU *et al.*, 2021). O uso de catalisadores como óxidos de perovskita LaFeO, pode melhorar o rendimento de amônia no sistema, como em pesquisas experimentais que identificaram o uso de biomassa da cianobactéria *Spirulina platensis* para aumentar rendimento de NH₃ em até 38,24% (WANG *et al.*, 2022).

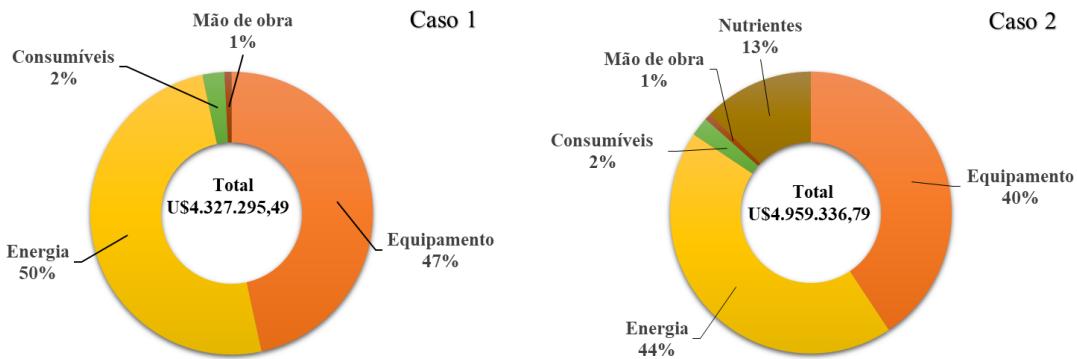
Um outro sistema de gaseificação de biomassa para síntese de amônia em cascata foi simulado quanto ao reaproveitamento do calor para geração de energia, visto que o aumento da temperatura pode aumentar o rendimento de NH₃. Esse sistema projetado produziu 700,8 kg/h utilizando 1000 kg de biomassa (WANG *et al.*, 2022).

5.7. DESEMPENHO ECONÔMICO

A avaliação técnico-econômica foi elaborada para dois cenários: caso 1 (NH₃ PW) considerando a geração de amônia a partir de biomassa de microrganismos fotossintéticos cultivados em águas residuais avícola. Caso 2 (NH₃ CM) considerando a geração de amônia a partir de biomassa de microrganismos fotossintéticos cultivados em meio de cultura enriquecido com nutrientes (Superfosfato triplo e nitrato de sódio – (VÁZQUEZ-ROMERO *et al.*, 2022). A Figura 19 mostra o custo total de produção e instalação para cada caso. O gasto total para instalação e compra de equipamentos (CAPEX) para os casos 1 e 2 foi de U\$ 2.016.504,80 para uso em 20 anos. Quanto às despesas operacionais (OPEX) para o caso 1 foi de U\$ 2.310.790,69 e para o caso 2 foi de U\$ 2.942.831,99. Os custos operacionais do caso 1 são reduzidos pelo uso de águas residuais, uma vez que para cultivar microrganismos em meio de cultura sintético (caso 2) é necessário comprar nutrientes e coletar água limpa, o que representa 13% do custo operacional (Figura 20).

O maior valor gasto para ambos os casos foi com energia, representando 50% no caso 1 e 44% no caso 2. A centrífuga é responsável pelo aumento dos custos de energia, seguida pelas bombas de aeração (detalhes no apêndice A).

Figura 20 - Distribuição dos custos de CAPEX e OPEX para o caso 1 (Geração de amônia por biomassa cultivada em águas residuais de aves) e caso 2 (Geração de amônia por biomassa cultivada em meio de cultura enriquecido com nutrientes)



*O custo total é a soma do Capex e do Opex do primeiro ano.

Nesta presente pesquisa, a biomassa da D (PW) gerada em 1000kg/h no simulador pode custar US\$0,56/kg. A biomassa mais cara foi da B (CM) pois foi gerada em menor quantidade no simulador (196,37kg/h) aumentando os custos para US\$111,18/kg. Pesquisas relatam que o custo da biomassa de microalgas pode chegar a U\$ 0,69/kg (MEDEIROS *et al.*, 2024) ou US\$ 0,43 kg⁻¹ (BARBERA *et al.*, 2022).

Considerando a produção de 1000kg/h de biomassa, os custos para gerar amônia no caso 1 são de US\$ 4,58/kg NH₃ enquanto para o caso 2 é de U\$ 5,25/kg NH₃. Segundo Chen *et al.* (2024), utilizar a simulação com gaseificação em água supercrítica para produção de hidrogênio e depois realiza a síntese da amônia seguida de duplo lopping químico, possibilitando que os custos na geração de amônia fossem em US\$0,52/kg, indicando que a rota termoquímica com integração energética e captura de CO₂ diminui os custos.

O VPL para os casos 1 e 2 foram positivos, com 5 BUSD e 3 BUSD respectivamente (Tabela 11), significando que as entradas de caixa excederam as saídas e o investimento é considerado aceitável. O payback (Tempo de retorno do investimento) para o caso 1 é de 4 anos, mas quando o investimento aumenta para o uso de nutrientes e água limpa como meio de cultivo, o payback aumenta para 5 anos (caso 2). Outros estudos relatam que o período de payback com uma taxa de 360 kg/h de biomassa para produção de amônia pode atingir um tempo de payback de 8 anos (YAN *et al.*, 2024). Da mesma forma, Wijayanta e Aziz (2019) estimaram um payback superior a 6 anos em sistemas baseados na conversão de algas em amônia por integração de gaseificação hidrotérmica e chemical looping, enquanto Vargas *et al.* (2023) reportaram tempos ainda maiores (acima de 10 anos) em simulações baseadas em biomassa residual, devido ao elevado CAPEX associado a sistemas integrados de gaseificação e síntese Haber–Bosch. Portanto, considerando que a vida útil da planta é de 20

anos, o período de retorno de 4 anos é considerado rentável e viável para investimentos.

O índice de rentabilidade (IP) é calculado pela razão entre o VPL e o investimento inicial, considerando que quanto mais próximo de 1, mais rentável é o investimento. Valores maiores significam que o investimento é muito atrativo. Neste estudo, o IP para o caso 1 foi de 1,16 e para o caso 2 foi de 0,78, indicando que o sistema de produção de amônia utilizando águas residuárias para geração de biomassa apresenta uma alternativa economicamente viável.

Tabela 13 - Distribuição de valores em dólares americanos para despesas de capital (CAPEX), custos operacionais (OPEX), payback, VPL e TIR para os casos 1 (NH₃ PW) e 2 (NH₃ CM)

Casos	CAPEX (U\$)	OPEX (U\$/year)	Custo Amônia (U\$/kg)	VPL (U\$)	Payback (Anos)	IRR (%)	IP
*1 – NH ₃ (PW)	2,016,504.80	2,310,790.69	4,58	5,040,284.62	4	34.76	1.16
**2 – NH ₃ (CM)	2,016,504.80	2,942,831.99	5,25	3,852,139.56	5	29.66	0.78

*Amônia gerada a partir de biomassa de microalgas e cianobactérias cultivadas em águas residuárias de aves. Dados em U\$/kg.

**Amônia gerada a partir de biomassa de microalgas e cianobactérias cultivadas em meio de cultura enriquecido com nutrientes. Dados em U\$/kg.

6. CONCLUSÃO

O presente trabalho teve como objetivo geral avaliar o cultivo da microalga *Desmodesmus sp.* e da cianobactéria *Brasilonema sp.* em águas residuais de avicultura, visando à dupla finalidade de remoção de nutrientes, nitrogênio e fósforo, e ao reaproveitamento da biomassa para geração de biodiesel e potencial geração de amônia. Os resultados obtidos confirmaram a eficiência biotecnológica desses microrganismos como alternativas sustentáveis ao tratamento convencional de efluentes e como rotas promissoras para a bioeconomia circular.

Atendendo ao primeiro objetivo específico, verificou-se que ambas as espécies apresentaram desempenho expressivo na redução da carga orgânica e de nutrientes do efluente, atendendo aos limites estabelecidos pelas Resoluções CONAMA nº 357/2005 e nº 430/2011. A microalga *Desmodesmus sp.* apresentou maior eficiência na remoção de nitrato (85%) e fosfato (46%), demonstrando elevado potencial de assimilação de nutrientes inorgânicos. Por outro lado, a cianobactéria *Brasilonema sp.* destacou-se pela remoção de nitrogênio amoniacial (95%), demanda química de oxigênio (95%) e ferro (90%), evidenciando mecanismos de absorção e precipitação biogênica típicos de cianobactérias.

A partir da absorção dos nutrientes, a maior geração de biomassa foi pela microalga *Desmodesmus sp.* cultivada em água residual avícola com 1,95 g, relacionando ao segundo objetivo, em que os cultivos resultaram em biomassas com composições bioquímicas distintas e potencial de valorização complementar. A *Desmodesmus sp.* (PW) apresentou maior teor de lipídios (23%) e proteínas (42%), associando-se a rendimentos de biomassa de até 0,195 g/L.d, além disso apresentou proporções ideais dos ácidos graxos palmitato (53,73% - C16:0) e oleato (8,75% - C18:1), melhorando a qualidade do biodiesel com alto índice de cetano e alta estabilidade oxidativa, proporcionando bom equilíbrio entre as propriedades, apenas aumentando um pouco a viscosidade. Esta mesma microalga também apresentou uma melhor biofixação de CO₂ (0,342gCO₂/L.d), tornando-se a espécie mais adequada para a produção de biodiesel e coprodutos de valor agregado com redução de emissões para mitigação das mudanças climáticas. A cianobactéria *Brasilonema sp.* cultivada em águas residuais de avicultura, também demonstrou ser o ideal para geração de biodiesel em termos de custo benefício, visto que apresentou alto índice de cetano, viscosidade moderada, boa estabilidade oxidativa e boa fluidez considerada um bom equilíbrio para biocombustíveis.

O terceiro e o quarto objetivos específicos foram atendidos por meio da simulação no software Aspen Plus, que reproduziu o processo de gaseificação da biomassa e síntese da amônia via processo Haber-Bosch. O modelo foi validado e apresentou eficiência de conversão do gás de síntese em amônia de 99%, comprovando a viabilidade técnica do sistema proposto. A *Brasilonema sp.* destacou-se pelo maior fator de conversão de biomassa em amônia líquida (\approx 47% - B CM) e maior produção de amônia líquida em B PW (107,81 kg/h), mesmo apresentando menor geração de biomassa no simulador (196,37 kg e 625,60 kg respectivamente) em comparação com a *Desmodesmus sp.* (1000kg), indicando melhor rendimento na rota termoquímica e maior aproveitamento energético do hidrogênio celular. Dessa forma, o potencial energético do consórcio estudado é significativo: a amônia gerada a partir da biomassa pode ser utilizada tanto como combustível alternativo quanto como fonte de hidrogênio verde, contribuindo para a descarbonização da matriz energética.

Quanto à viabilidade econômica, o modelo de fluxo de caixa descontado indicou que o uso de águas residuais para geração de amônia e biodiesel reduz os custos operacionais em aproximadamente US\$ 632.041,30, apresentando um payback de 4 anos. Esse resultado demonstra a atratividade do investimento para biorrefinarias de pequeno e médio porte com sistemas integrados de biofixação de CO₂ e reaproveitamento de efluentes e biomassas que podem atingir payback entre 3 a 6 anos (já apontado por outros estudos).

De forma integrada, verificou-se que a microalga *Desmodesmus sp.* é a mais adequada para a produção de biodiesel, enquanto a cianobactéria *Brasilonema sp.* apresenta melhor custo-92

benefício para a geração de amônia líquida e para o tratamento de efluentes industriais. Ambas as espécies alcançaram eficiências na remoção de nutrientes em águas residuais de avicultura, sendo utilizadas como uma das etapas no tratamento de efluentes industriais com biofixação de CO₂ para redução de emissões dos gases de efeito estufa.

Dessa forma, o presente estudo confirma e amplia as evidências sobre o potencial de microalgas e cianobactérias como plataformas biotecnológicas multifuncionais, integrando o tratamento de resíduos à geração de energia limpa e sustentável.

6.1 Novidades e contribuições

Como principal contribuição científica, destaca-se a integração inédita entre o cultivo em efluente avícola real e a modelagem termoquímica de geração de amônia no Aspen Plus com a microalga *Desmodesmus sp.* e a cianobactéria *Brasilonema sp.*, ainda não estudadas com esta finalidade, demonstrando a possibilidade de alcançar altas taxas de biofixação de CO₂, eficiência de conversão e retorno econômico positivo.

O estudo corrobora com pesquisas anteriores sobre o uso de microalgas para remoção de nutrientes, mas avança ao comprovar a viabilidade do uso de *Brasilonema sp.* para geração de amônia líquida como vetor energético, uma área ainda pouco explorada na literatura.

6.2 Recomendações práticas

- O uso de águas residuais de avicultura deve ser considerado uma matriz estratégica para biorrefinarias de pequeno e médio porte, reduzindo custos com nutrientes e tratamento de efluentes;
- A integração entre microalgas, cianobactérias e bactérias pode maximizar a eficiência de remoção de nutrientes e ampliar a diversidade de bioproductos;
- Recomenda-se a utilização de fotobiorreatores híbridos com controle de iluminação e recirculação, a fim de otimizar a produtividade e reduzir variações sazonais.

6.3 Perspectivas para futuros trabalhos

Para trabalhos futuros, recomenda-se:

1. Avaliar o balanço energético total da conversão de amônia em hidrogênio, considerando perdas térmicas e eficiência de cracking;
2. Investigar o reaproveitamento das cinzas e carvão que são gerados na síntese da

amônia e propor soluções adequadas e sustentáveis;

3. Avaliar a geração de amônia líquida e hidrogênio após a extração de lipídios da biomassa de microalgas e cianobactérias como forma de otimizar o reaproveitamento máximo dos recursos disponíveis;
4. Testar o uso do consorciado de *Desmodesmus sp.* e *Brasilonema sp.* em escala piloto, explorando sinergias metabólicas ou até outros gêneros de microalgas e cianobactérias;
5. Realizar análise técnica-econômica para a geração de biodiesel através da biomassa de microalgas e cianobactérias com águas residuais de avicultura;
6. Investigar a recuperação de coprodutos, como proteínas e exopolissacarídeos (EPS), para aplicações na agricultura e biotecnologia;
7. Incluir análises de ciclo de vida (ACV) para quantificar os benefícios ambientais do processo em comparação com métodos convencionais.

7. REFERÊNCIAS

ABATE, R.; OON, Y. S.; OON, Y. L.; BI, Y. Microalgae–bacteria nexus for environmental remediation and renewable energy resources: advances, mechanisms and biotechnological applications. *Helion*, v. 10, e31170, 2024. DOI: 10.1016/j.heliyon.2024.e31170.

ABD EL-HAMEED, M. M.; ABUARAB, M. E.; AL-ANSARI, N.; ABDEL MOTTALeb, S.; BAKEER, G. A.; GYASI-AGYEI, Y.; MOKHTAR, A. Phycoremediation of contaminated water by cadmium (Cd) using two cyanobacterial strains (*Trichormus variabilis* and *Nostoc muscorum*). *Environmental Sciences Europe*, v. 33, art. 135, 2021. DOI: 10.1186/s12302-021-00573-0.

ABDELOUAHED, L. et al. Detailed modeling of biomass gasification in dual fluidized bed reactors under Aspen Plus. *Energy and Fuels*, v. 26, p. 3840–3855, 2012. DOI: 10.1021/ef300411k.

ADNAN, M. A.; HOSSAIN, M. M. Gasification performance of various microalgae biomass – A thermodynamic study by considering tar formation using Aspen Plus. *Energy Conversion and Management*, v. 165, p. 783–793, 2018. DOI: 10.1016/j.enconman.2018.03.078.

AHMED, A. M. A.; SALMIATON, A.; CHOONG, T. S. Y.; WAN AZLINA, W. A. K. G. Review of kinetic and equilibrium concepts for biomass tar modeling by using Aspen Plus. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, v. 52, p. 1623–1644, 2015.

ALMEIDA, J. C.; MARQUES, I. M.; SOUZA, J. R. B.; MOREIRA, I. T. A.; OLIVEIRA, O. M. C. Phycoremediation of coastal marine water contaminated with dissolved oil by *Nannochloropsis oculata*. *Water, Air, & Soil Pollution*, v. 233, 2022. DOI: 10.1007/s11270-022-05951-9.

ALTSCHUL, S. F.; GISH, W.; MILLER, W.; MYERS, E. W.; LIPMAN, D. J. Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology*, v. 215, n. 3, p. 403–410, 1990. DOI: 10.1016/S0022-2836(05)80360-2.

ALVARENGA, D. O. et al. Evaluating Eucalyptus leaf colonization by *Brasilonema*: taxonomia e ecologia do gênero. *Scientific Reports*, 2020. DOI: ver texto (PMC: PMC7261140).

ANDRADE, D. S.; FILHO, A. C. Potencialidades e desafios do cultivo. Instituto Agronômico do Paraná (IAPAR), Paraná, v. 1, 2014.

APHA – AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. *Standard Methods for Examination of Water and Wastewater*. 22. ed. Washington, 2012.

APHA - American Public Health Association. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, Washington (USA). Ed. 22^a. 2012.

ARECO, M. M.; HAUG, E.; CURUTCHET, G. Studies on bioremediation of Zn and acid waters using *Botryococcus braunii*. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, v. 6, n. 4, p. 3849–3859, 2018. DOI: 10.1016/j.jece.2018.05.041

ARORA, P.; MARTÍN, M.; GROSSMANN, I. E. Small-scale ammonia production from biomass: A techno-economic analysis. *Industrial & Engineering Chemistry Research*, v. 55, n. 12, p. 3136–3144, 2016.

ASHOUR, M. et al. Uso de *Chlorella* e diversas microalgas para captura de CO₂ – rumo a uma revolução bioenergética. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*, v. 12, p. 1387519, 2024.

ASTM – American Society for Testing and Materials. Standard Guide for Displaying Results of Chemical Analyses of Groundwater for Major Ions and Trace Elements - Diagrams Based on Data Analytical Calculations (Withdrawn 2014). ASTM D5877-95. 2005.

ASTM D5832-98, 2021. Standard Test Method for Volatile Matter Content of Activated Carbon Samples [<https://www.astm.org/d5832-98r21.html>].

ASTM E1755-24, 2020. Standard Test Method for Ash in Biomass [<https://www.astm.org/e1755-01r20.html>].

ASTM. ASTM D5832-98. *Standard Test Method for Volatile Matter Content of Activated Carbon Samples*. 2021. Disponível em: <<https://www.astm.org/d5832-98r21.html>>.

ASTM. ASTM E1755-24. *Standard Test Method for Ash in Biomass*. 2020. Disponível em: <<https://www.astm.org/e1755-01r20.html>>.

ASTM. *Standard Guide for Displaying Results of Chemical Analyses of Groundwater for Major Ions and Trace Elements – Diagrams Based on Data Analytical Calculations* (Withdrawn 2014). ASTM D5877-95, 2005.

AVULA, R. Y.; NELSON, H. M.; SINGH, R. K. Recycling of poultry process wastewater by ultrafiltration. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, v. 10, n. 1, p. 1–8, Jan. 2009. DOI: 10.1016/j.ifset.2008.08.005.

AZAM, R.; KOTHARI, R.; SINGH, H. M.; AHMAD, S.; ASHOKKUMAR, V.; TYAGI, V. V. Production of algal biomass for its biochemical profile using slaughterhouse wastewater for treatment under axenic conditions. *Bioresource Technology*, v. 306, p. 123116, 2020. DOI: 10.1016/j.biortech.2020.123116.

AZIZ, M., WIJAYANTA, A. T., & NANDIYANTO, A. B. D. (2020). Ammonia as effective hydrogen storage: A review on production, storage and utilization. *Energies*, 13(12), 3062.

BARBERA, E.; BERTUCCO, A.; NIGAM, K. D. P.; KUMAR, S. Techno-economic analysis of a micro-scale biogas plant integrated with microalgae cultivation for the treatment of organic municipal waste. *Chemical Engineering Journal*, v. 450, 138323, 2022. DOI: 10.1016/j.cej.2022.138323.

BATISTA, A. P.; AMBROSANO, L.; GRACE, S.; SHAH, C.; MARQUES, P. A.; RAJ, B.; BOTREL, E. P.; CASTRO NETO, O.; GOUVEIA, L. Combining urban wastewater

treatment with biohydrogen production – An integrated microalgae-based approach. *Bioresource technology*, v. 184, p. 230-235. 2015.

BECERRA-ABSALÓN, I.; RODARTE, B.; OSORIO, K.; ALBA-LOIS, L.; SEGAL-KISCHINEVZKY, C.; MONTEJANO, G. *A new species of Brasilonema (Scytonemataceae, Cyanoprokaryota) from Tolantongo, Hidalgo, Central Mexico*. *Fottea*, v. 13, n. 1, p. 25-38, 2013. DOI: 10.5507/fot.2013.003..

BEIJERINCK, M. W. Culturversuche mit zoochlorellen, lichen gonidien und anderen niederen algen. *Botanische Zeitung*, v. 48, p. 725–785, 1890.

BEJAN, D.; GRAHAM, T.; BUNCE, N. J. Chemical methods for the remediation of ammonia in poultry rearing facilities: A review. *Biosystems Engineering*, v. 115, n. 3, p. 230–243, 2013. DOI: 10.1016/j.biosystemseng.2013.04.009.

BELTON, S. et al. The cyanobacterium *Nostoc punctiforme* can ... [fisiologia e aplicações]. *Journal/Publisher*, 2021. DOI: 10.1080/17429145.2021.1891306.

BERKEL, L. L. et al. Development of a multiphase chemical reactor network method as a tool for simulating biomass gasification in fluidized beds. *Fuel*, v. 357, 2024. DOI: 10.1016/j.fuel.2023.129731.

BHATI, R.; MALLICK, N. *Carbon dioxide and poultry waste utilization for production of polyhydroxyalkanoate biopolymers by Nostoc muscorum Agardh: a sustainable approach*. *Journal of Applied Phycology*, v. 28, n. 1, p. 161–168, 2016.

BICER, Y. et al. Comparative life cycle assessment of ammonia production methods. *Journal of Cleaner Production*, v. 135, p. 1379–1395, 2016.

BINGO, M. N. et al. Performance evaluation of an integrated multi-stage poultry slaughterhouse wastewater treatment system. *Journal of Water Process Engineering*, v. 43, 2021. DOI: 10.1016/j.jwpe.2021.102309.

BLIGH, E. G.; DYER, W. J. A rapid method of total lipid extraction and purification. *Canadian Journal of Biochemistry and Physiology*, 1959.

BOSTON, J. F.; MATHIAS, P. M. Phase equilibria in a third-generation process simulator. Apresentado na *2nd International Conference on Phase Equilibria and Fluid Properties in the Chemical Process Industries*, Berlin, Germany, 17–21 Mar. 1980. Anais (Proceedings), 1980

BRASIL – MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. Resolution CONAMA nº 357. 17 de Março 2005, número de publicação 053, 18/03/2005, PGS. 58-63. Disponível emt: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/res/res05/res35705.pdf>> Acessado em: 12 Jan. 2016.

BRASIL – MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. Resolution CONAMA nº 430. 13 de Maio 2011, número de publicação 053, 18/03/2005, PGS. 58-63. Disponível emt: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/res/res05/res35705.pdf>> Acessado em: 12 Jan. 2016.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Abastecimento. Portaria nº 210, de 10 de novembro de 1998. Regulamento Técnico da Inspeção Tecnológica e Higiênico-Sanitária de Carne de Aves. *Diário Oficial da União*, Brasília, DF, 11 nov. 1998.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Pecuária. Decreto nº 9.013, de 29 de março de 2017. Regulamento de Inspeção Industrial e Sanitária de Produtos de Origem Animal. *Diário Oficial da União*, Brasília, DF, 30 mar. 2017.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Pecuária. Portaria nº 365, de 16 de agosto de 2021. Regulamenta o bem-estar animal e normas de inspeção de produtos de origem animal. *Diário Oficial da União*, Brasília, DF, 17 ago. 2021.

wastewater from abattoirs for nitrogen and phosphorus removal. *Journal of Environmental Management*, v. 161, p. 287-302, 2015.

CAIXETA, C. E. T.; CAMMAROTA, M. C.; XAVIER, A. M. F. *Slaughterhouse wastewater treatment: evaluation of a new three-phase separation system in a UASB reactor*. *Bioresource Technology*, v. 81, n. 1, p. 61–69, 2002. DOI: 10.1016/S0960-8524(01)00070-0. [PubMed+2ResearchGate+2](#)

CALIJURI, M. C.; CUNHA, D. G. F. *Engenharia ambiental: conceitos, tecnologia e gestão*. Rio de Janeiro: Campus, 2013.

CAPORASO, J. G. et al. Ultra-high-throughput microbial community analysis on the Illumina HiSeq and MiSeq platforms. *The ISME Journal*, v. 6, n. 8, p. 1621–1624, 2012. DOI: 10.1038/ismej.2012.8.

CARDIAS, Bruna Barcelos et al. An overall analysis of CO₂ demand and utilization of microalgal cultures in pilot-scale raceway reactors. *Algal Research*, v. 74, p. 103197, 2023.

CARDOSO, J. S., SILVA, V., ROCHA, R. C., HALL, M. J., COSTA, M., & EUSÉBIO, D. Ammonia as an energy vector: Current and future prospects for low-carbon fuel applications in internal combustion engines. *Journal of Cleaner Production*, v. 296, p. 126562, 2021..

CARVALHO, J. Projetos de hidrogênio verde somam investimentos de mais de R\$ 188 bilhões, mostra CNI. 2024. Disponível em: <<https://noticias.portaldaindustria.com.br/noticias/sustentabilidade/projetos-de-hidrogenio-verde-somam-investimentos-de-mais-de-r-188-bilhoes-mostra-cni/>>. Acesso em: 08 ago. 2025.

CETESB – COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. *Manual de Gerenciamento de Áreas Contaminadas*. São Paulo: CETESB, 2020. Disponível em: <<https://cetesb.sp.gov.br/areas-contaminadas/manual-de-gerenciamento-de-areas-contaminadas/>>. Acesso em: 22 jul. 2025.

CHANDRASEKHAR, K.; LEE, Y. J.; LEE, D. W. Biohydrogen production: Strategies to improve process efficiency through microbial routes. *International Journal of Molecular Sciences*, v. 16, p. 8266–8293, 2015. DOI: 10.3390/ijms16048266.

CHANG, K. L.; CHEN, Y. H.; LIN, H. T. Hydrogen production from dry *Spirulina* algae. *Journal of The Energy Institute*, v. 93, n. 6, p. 1597–1601, 2020. DOI: 10.1016/j.joei.2020.03.006.

CHEN, Y. et al. Thermodynamic and economic analysis of supercritical water gasification low carbon emission ammonia–electricity cogeneration system with dual chemical looping processes. *SSRN Electronic Journal*, 27 jun. 2024. DOI: 10.2139/ssrn.4878985.

CHEN, Zhihong; SHAO, Shanshan; HE, Yongjin; LUO, Qingqing; ZHENG, Mingmin; ZHENG, Meiqing; CHEN, Bilian; WANG, Mingzi. Nutrients removal from piggery wastewater coupled to lipid production by a newly isolated self-flocculating microalga *Desmodesmus* sp. PW1. *Bioresource Technology*, v. 302, p. 122806, 2020. DOI: 10.1016/j.biortech.2020.122806.

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

CHISTOSEROVA, L. Energy metabolism in methanotrophs: microalgae–bacteria symbiosis and carbon cycling. *Frontiers in Microbiology*, v. 6, p. 52–63, 2015.

CRIPA, F. B.; GONÇALVES, M.; ANIMI, R.; FERREIRA, L. F.; CAPELAS, G.; BALIA, R.; PIMENTA, M. R.; DOS SANTOS, E. D. Poultry slaughterhouse anaerobic ponds as a source of inoculum for biohydrogen production. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, v. 130, n. 4, p. 351–358, 2020. DOI: 10.1016/j.jbiosc.2019.07.006.

DAMACENO, F. M.; CHIARELOTTO, M.; RESTREPO, J. C. P.; BULIGON, E. L.; COSTA, L. A. M.; LUCAS JÚNIOR, J.; COSTA, M. S. S. M. Anaerobic co-digestion of sludge cake from poultry slaughtering wastewater treatment and sweet potato: energy

and nutrient recovery. *Renewable Energy*, v. 133, p. 489-499, 2019. DOI: 10.1016/j.renene.2018.10.070.

DAS, D.; VEZIROGLU, T. N. Advances in biological hydrogen production processes. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 33, n. 21, p. 6046–6057, 2008. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2008.07.098.

DAVIS, R.; ADEN, A.; PIENKOS, P. T. Techno-economic analysis of autotrophic microalgae for fuel production. *Applied Energy*, v. 88, p. 3524–3531, 2011. DOI: 10.1016/j.apenergy.2011.04.018.

DE ASSIS, R. R., BARBOSA, M. S., LACERDA, E. M. C., MARQUES, I. M., & MOREIRA, I. T. A. (2022). Landfill sludge treatment: a proposal based on the circular bioeconomy perspective. *Research, Society and Development*, 11(3).

DEHGHAN BANADAKI, F.; NEMATOLLAHI, M. A.; JAMALI, H. A.; HAMIDI, Z. The use of *Chlorella vulgaris* in reducing the organic load of poultry slaughterhouse wastewater: modeling and optimization of influential factors in the process. *Environmental Health Engineering and Management Journal*, v. 11, n. 2, p. 147–159, 2024. DOI: 10.34172/EHEM.2024.15.

DEL POZO, C. A.; CLOETE, S. Techno-economic assessment of blue and green ammonia as energy carriers in a low-carbon future. *Energy Conversion and Management*, v. 255, art. 115312, 2022. DOI: 10.1016/j.enconman.2022.115312

DEVI, T. E.; PARTHIBAN, R. Hydrothermal liquefaction of *Nostoc ellipsosporum* biomass grown in municipal wastewater under optimized conditions for bio-oil production. *Bioresource Technology*, v. 316, p. 123943, 2020. DOI: 10.1016/j.biortech.2020.123943.

DI MARTINO, P. Extracellular polymeric substances (EPS) in biofilms: composição, funções e impacto na formação de biofilme. *AIMS Microbiology*, v. 4, n. 2, p. 274–295, 2018.

DOS SANTOS, G. M. M., BARBOSA, M. S., PORTO, M. M. M., CHONG, N. S. R., DA LUZ, M. V. S., SANTOS, R. S. S., ... & MOREIRA, I. T. A. Uso de microrganismos no tratamento anaeróbio de efluentes ricos em nitrogênio e fósforo tendo em vista a economia circular. *Research, Society and Development*, 10(11), e525101119952-e525101119952 2021.

DUARTE, I. F., DE SOUZA RIBEIRO, V., DOS SANTOS, M. I. G. R., COSTA, T. A. D., DE SANTANA, M. B., OLIVEIRA, A. C. V., ... & MOREIRA, I. T. A. Mecanismos de remediação dos hidrocarbonetos policíclicos aromáticos do petróleo utilizando microalgas e cianobactérias com vistas a bioeconomia circular. *Research, Society and Development*, 10(11), e512101119954-e512101119954 2021.

DUTTA, S. et al. Prospects and challenges of algae-based CO₂ capture technologies: a review. *Environmental Science and Pollution Research*, v. 22, p. 14030–14046, 2015.

DZIVA, G.; NTULI, F.; MUPAMBWA, H. Process simulation of green ammonia production via two-stage sorption-enhanced gasification. In: *International Conference on Advances in Energy Systems and Environmental Engineering*, 2023. Proceedings [...]. [S.I.]: Springer, 2023.

EFREMENKO, E.; SMIRNOV, S.; LYUDVIG, M.; VARFOLOMEEV, S. Biohydrogen production by *Clostridium acetobutylicum* from *Nannochloropsis* biomass: influence of cultivation conditions and pretreatment. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 37, n. 15, p. 11682–11691, 2012. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2012.05.007.

EL-SHEEKH, M. M.; EL-SHOUNY, W. A.; OSMAN, M. E.; EL-GAMMAL, E. W. Treatment of sewage and industrial wastewater effluents by the cyanobacteria *Nostoc muscorum* and *Anabaena subcylindrica*. *Journal of Water Chemistry and Technology*, v. 36, n. 4, p. 190–197, 2014. DOI: 10.3103/S1063455X14040079

EMBRAPA – EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. *Manejo pré-abate em frangos de corte*. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2012. Disponível em: <<http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/952779>>. Acessado em: 10 de out. de 98

2025.

EMBRAPA SUÍNOS E AVES. *Modernização da inspeção sanitária em abatedouros de frango de corte – inspeção baseada em risco: opinião científica*. Concórdia: Embrapa, 2024. (Documentos, 245). Acesso em: 7 nov. 2025.

ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (EPA). *Parameters of water quality interpretation and standards*. p. 8–132, 2001.

FALLAHI, A.; GHORBANI-VAHID, A.; SHAYEGAN, J. Algae–bacteria symbiosis in wastewater treatment: a review of mechanisms, interactions and recent applications. *Environmental Technology & Innovation*, v. 23, 2021. DOI: 10.1016/j.eti.2021.101653.

FASIHI, M.; WEISS, R.; SAVOLAINEN, J.; BREYER, C. Global potential of green ammonia based on hybrid PV-wind power plants. *Applied Energy*, v. 294, art. 116170, 2021. DOI: 10.1016/j.apenergy.2021.116170.

FENG, L.; SONG, J.; GU, H.; ZHEN, X. Mechanism of contaminant removal by algae–bacteria symbiosis in a PBR system during the treatment of anaerobic digestion effluents. *Agricultural Water Management*, v. 247, art. 106556, 2021. DOI: 10.1016/j.agwat.2020.106556.

FERNANDEZ, L. Ammonia production worldwide from 2010 to 2023. *Statista*, 2024. Disponível em: <<https://www.statista.com/statistics/1266378/global-ammonia-production/>>. Acesso em: 3 nov. 2024.

FOIRE, M. F.; SANT'ANNA, C. L.; DE PAIVA AZEVEDO, M. T.; KOMÁREK, J.; KAŠTOVSKÝ, J.; SULEK, J.; LORENZI, A. S. The cyanobacterial genus *Brasilonema*, gen. nov., a molecular and phenotypic evaluation. *Journal of Phycology*, v. 43, n. 4, p. 789–798, 2007. DOI: 10.1111/j.1529-8817.2007.00376.x.

FRIEDRICH, K.; FIORAVANTE, R. *Remediação de Áreas Contaminadas: Tecnologias e Processos*. Rio de Janeiro: Synergia, 2019.

GHOLKAR, P.; SHASTRI, Y.; TANKSALE, A. Renewable hydrogen and methane production from microalgae: A techno-economic and life cycle assessment study. *Journal of Cleaner Production*, v. 279, 123726, 2021. DOI: 10.1016/j.jclepro.2020.123726.

GILBERT, P.; THORNLEY, P. Energy and carbon balance of ammonia production from biomass gasification. *University of Manchester*, [s.d.]. Disponível em: <http://man.ac.uk/04Y6Bo>.

GORIA, K.; SINGH, H. M.; SINGH, A.; KOTHARI, R.; TYAGI, V. V. Insights into biohydrogen production from algal biomass: Challenges, recent advancements and future directions. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 52, p. 127–151, 2024. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2023.03.174.

HAMIDI, M. R.; MOSHIFI, H. R.; MAHWOODNIA, F. Evaluation of effective environmental parameters on lipid, protein and beta-carotene production in *Spirulina platensis* microalga. *Results in Engineering*, v. 18, p. 101102, 2023. DOI: 10.1016/j.rineng.2023.101102.

HAN, J.; LIANG, Y.; HU, J.; QIN, L.; STREET, J.; LU, Y.; YU, F. Modeling downdraft biomass gasification process by restricting chemical reaction equilibrium with Aspen Plus. *Energy Conversion and Management*, v. 153, p. 641–648, 2017. DOI: 10.1016/j.enconman.2017.10.030.

HARIZ, H. B.; TAKRIFF, M. S. Palm oil mill effluent treatment and CO₂ sequestration by using microalgae — sustainable strategies for environmental protection. *Environmental Science and Pollution Research*, v. 24, p. 20209–20240, 2017. DOI: 10.1007/s11356-017-9742-6.

HASNAIN, M. F. U. et al. Optimization and techno-economic analysis of catalytic gasification of wheat straw biomass using ASPEN PLUS model. *Arabian Journal of Chemistry*, v. 17, 105821, 2024.

HERNÁNDEZ, D. et al. Fatty acid composition and lipid productivity of *Desmodesmus* sp. cultivated under nutrient stress conditions. *Algal Research*, v. 46, 101794, 2020.

HERRERO-GONZÁLEZ, A. M. et al. Techno-economic and environmental assessment of microalgae-based fertilizers. *Journal of Cleaner Proramaduction*, v. 312, p. 127689, 2021.

HILARES, R. T. et al. Acid precipitation followed by microalgae (*Chlorella vulgaris*) cultivation as a new approach for poultry slaughterhouse wastewater treatment. *Bioresource Technology*, 2021. DOI: 10.1016/j.biortech.2021.125284.

HMED, H. S.; KHALIL, M.; WANG, L. Sustainable pathways to ammonia: A comprehensive review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, v. 187, p. 113569, 2024.

HU, Q.; SOMMERFELD, M.; JARVIS, E.; GHIRARDI, M.; POSEWITZ, M.; SEIBERT, M.; DARZINS, A. *Microalgal triacylglycerols as feedstocks for biofuel production: perspectives and advances. The Plant Journal*, v. 54, n. 4, p. 621–639, 2008. DOI: 10.1111/j.1365-313X.2008.03492.x.

HUSSAIN, M. et al. Recent advances in dynamic modeling and control studies of biomass gasification for production of hydrogen-rich syngas. *Journal of Physics: Conference Series*, 2023.

IEA – International Energy Agency. *Global Hydrogen Review 2023*. Paris: IEA, 2023. Disponível em: <<https://www.iea.org/reports/global-hydrogen-review-2023>>. Acesso em: 3 nov. 2024.

IGT – Institute of Gas and Technology. *Coal Conversion Systems*. 1978.

JACKSON, B. A.; KHAN, S. N.; MILIORDOS, E. A fresh perspective on metal–ammonia molecular complexes: NH₃ como base de Lewis em complexos metálicos. *Chemical Communications*, 2023. DOI: 10.1039/D3CC02956A

JAVED, F.; TARIQ, M. F.; IKHLAQ, A.; MUNIR, H. M. S.; ALTAEE, A. Remediation of textile wastewater by hybrid technique using ZIF-67 catalyzed ozonation coupled with electrocoagulation. *Journal of Water Process Engineering*, v. 69, p. 106604, 2025. DOI: 10.1016/j.jwpe.2024.106604.

JEBALI, A. et al. Isolation and characterization of microalgae from North Tunisia and their potential use for wastewater treatment and biodiesel production. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, v. 3, p. 1117–1123, 2015.

JENA, J.; KUMAR, R.; DIXIT, A.; PANDEY, S.; DAS, T. Evaluation of simultaneous nutrient and COD removal with polyhydroxybutyrate (PHB) accumulation using mixed microbial consortia under anoxic condition and their bioinformatics analysis. *PLoS ONE*, v. 10, n. 2, e0116230, 2015. DOI: 10.1371/journal.pone.0116230.

JESUS, C. S. et al. Pilot-scale isolation and characterization of extracellular polymeric substances (EPS) from cell-free medium of *Spirulina* sp. LEB-18 cultures under outdoor conditions. *International Journal of Biological Macromolecules*, v. 124, p. 1106-1114, mar. 2019.

JIANG, Y. et al. Growth characteristics and CO₂ biofixation efficiency of *Desmodesmus* sp. under different light and CO₂ conditions. *Journal of Applied Phycology*, v. 34, p. 2113–2124, 2022.

JIN, X.; LIU, C.; WANG, Y.; et al. Microalgae-based swine wastewater treatment: Strain screening, conditions optimization, physiological activity and biomass potential. *Bioresource Technology*, v. 343, p. 126128, 2021. DOI: 10.1016/j.biortech.2021.126128.

JORDÃO, E. P.; PESSÔA, C. A. *Tratamento de esgoto doméstico*. 8. ed. Rio de Janeiro: ABES, 2017.

KADRI, M. S.; NAYANA, K.; FIHRI, R. F.; ABDI, G.; SUKUMAR, C.; KULANTHAIYESU, A. Greening the oil industry: Microalgae biorefinery for sustainable oil-produced water treatment and resource recovery. *Journal of Water Process Engineering*, v. 60, p. 105259, 2024.

KASSIM, Mohd Asyraf; MENG, Tan Keang. Carbon dioxide (CO₂) biofixation by microalgae and its potential for biorefinery and biofuel production. *Science of the total environment*, v. 584, p. 1121-1129, 100

2017

KIM, H. G.; LEE, S. H.; LEE, C. H. Effects of carbon to nitrogen ratio on the performance and microbial community structure in a sequencing batch reactor. *Environmental Engineering Research*, v. 26, n. 1, p. 1–9, 2021. DOI: 10.4491/eer.2020.271.

KNOTHE, G. Dependence of biodiesel fuel properties on the structure of fatty acid alkyl esters. *Fuel Processing Technology*, v. 86, n. 10, p. 1059–1070, 2005.

KUMAR, Mukesh; SHARMA, Mahendra Pal. Production methodology of biodiesel from microalgae. *International Journal of Applied Engineering Research*, v. 8, n. 15, p. 1825–1832, 2013.

KUMAR, Parveen et al. Micro-algal lipids: A potential source of biodiesel. *JIPBS*, v. 2, n. 2, p. 135–143, 2015..

LI, X.; WANG, C. Review on recovery of valuable metals from complex copper–cobalt co-associated mines. *Chinese Journal of Engineering*, v. 46, n. 8, p. 1349–1357, 2024.

LI, Y. et al. Biofuels from microalgae: Technology and potential. *Journal of Environmental Science and Health – Part C*, v. 26, n. 3, p. 223–261, 2008.

LI, Y. et al. Lipid accumulation and fatty acid profiles of *Desmodesmus* sp. under nitrogen limitation for biodiesel production. *Bioresource Technology*, v. 289, p. 121128, 2019. DOI: 10.1016/j.biortech.2019.121128.

LI, Y.; HAN, D.; HU, Q. Biomass productivity and lipid accumulation in microalgae under nutrient limitation. *Applied Microbiology and Biotechnology*, v. 98, p. 9869–9883, 2014.

LIN, C.-Y.; WANG, C.-H. Determination of Cetane Number from Fatty Acid Methyl Esters. *Processes*, v. 10, n. 8, p. 1502, 2022. DOI: 10.3390/pr10081502.

LIU, H., Ru, G., Zhang, Z., Li, Y., Xia, C., Lu, C., & Zhang, Q. Experimental study on optimization of initial pH for photo-fermentation bio-hydrogen under different enzymatic hydrolysis of chlorella vulgaris. *Bioresource Technology*, v. 338, p. 125571, 2021.

LIU, J. et al. Effects of enzymatic hydrolysis and alkalization pretreatment on biohydrogen production by *Chlorella vulgaris* microalgae biomass. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 46, n. 2, p. 941–951, 2021. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2020.09.383.

LORENZETTI, E. et al.. Water absorption process capability analysis by chicken carcasses during precooling. *Ciência e Tecnologia de Alimentos* (ou repositório/conferência), 2019. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/330891782_Water_absorption_process_capability_analysis_by_chicken_carcasses_during_p precooling>. Acesso em: 14 nov. 2025.

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

stry Processing: An Overview of the Industry. Athens: University of Georgia, 2012.

LU, Q. et al. Growing *Chlorella* sp. on meat processing wastewater for nutrient removal and biomass production. *Bioresource Technology*, v. 198, p. 189–197, 2015.

LU, W.; LIN, M.; GUO, X.; LIN, Z. Cultivation of *Spirulina platensis* using raw piggery wastewater for nutrient bioremediation and biomass production: effect of ferrous sulfate supplementation. *Desalination and Water Treatment*, v. 175, p. 60–67, 2020. DOI: 10.5004/dwt.2020.24830.

LUO, L.-Z.; SHAO, Y.; LUO, S.; ZENG, F.-J.; TIAN, G.-M. Nutrient removal from piggery wastewater by *Desmodesmus* sp. CHX1 and its cultivation conditions optimization. *Environmental Technology*, v. 40, n. 21, p. 2739–2746, 2019. DOI: 10.1080/09593330.2018.1449903.

MAGALHÃES, I. B., DE PAULA PEREIRA, A. S. A., SILVA, T. A., & DOS SANTOS RENATO, N. Predicting the higher heating value of microalgae biomass based on proximate and ultimate analysis. *Algal Research*, 64, 102677. 2022.

MAHTO, K. U.; VANDANA; PRIYADARSHANEE, M.; SAMANTARAY, D. P.; DAS, S. Bacterial biofilm and extracellular polymeric substances in the treatment of environmental pollutants: beyond the protective role in survivability. *Journal of Cleaner Production*, v. 379, p. 134759, 2022. DOI: 10.1016/j.jclepro.2022.134759.

MALCATA, F. X. Microalgae and biofixation of CO₂: current research and future trends. *Biotechnology Advances*, v. 29, p. 618–632, 2011.

MARKOU, G. Fed-batch cultivation of *Arthrospira* and *Chlorella* in ammonia-rich wastewater: Optimization of nutrient removal and biomass production. *Bioresource Technology*, v. 193, p. 35–41, 2015. DOI: 10.1016/j.biortech.2015.06.071

MARQUES, I. M.; MELO, N. R.; OLIVEIRA, A. C. V.; MOREIRA, Í. T. A. Bioremediation of urban river wastewater using *Chlorella vulgaris* microalgae to generate biomass with potential for biodiesel production. *Research, Society and Development*, v. 9, 2020. DOI: 10.33448/rsd-v9i7.4882.

MARQUES, I. M., OLIVEIRA, A. C. V., DE OLIVEIRA, O. M. C., SALES, E. A., & MOREIRA, Í. T. A. A photobioreactor using *Nannochloropsis oculata* marine microalgae for removal of polycyclic aromatic hydrocarbons and sorption of metals in produced water. *Chemosphere*, 281, 130775. 2021.

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

MATAMOROS, V. et al. Assessment of the mechanisms involved in the removal of emerging contaminants by microalgae from wastewater: a laboratory-scale study. *Journal of Hazardous Materials*, v. 301, p. 197–205, 2016.

MEDEIROS, D. L.; TOMMASO, G.; MOREIRA, Í. T. A. Biomass powder, biogas and biosolid from microalgae processing: technical, environmental and economic performance. *Biomass and Bioenergy*, v. 188, 107329, 2024.

MELIKOĞLU, M. et al. Waste valorization strategies with inputs for microalgae enable sustainable waste treatment and resource recovery. *Waste Management*, 2025. DOI: 10.1016/j.wasman.2025.63.

MELO, A.; QUINTELAS, C.; FERREIRA, E. C. The role of extracellular polymeric substances in microbial aggregates exposed to micropollutants: composição, função e proteção. *Frontiers in Chemical Engineering*, v. 10, artigo 778469, 2022. DOI: 10.3389/fceng.2022.778469.

MENEZES LIMA, J. A.; CORREA MAGALHÃES FILHO, F. J.; CONSTANTINO, M.; FORMAGINI, E. L. Techno-economic and performance evaluation of energy production by anaerobic digestion in Brazil: bovine, swine and poultry slaughterhouse effluents. *Journal of Cleaner Production*, v. 277, art. 123332, 2020. DOI: 10.1016/j.jclepro.2020.123332.

MENNAA, F. Z.; ARBID, Z.; PERALES, J. A. Urban wastewater treatment by seven species of microalgae... *Water Research*, v. 83, p. 42–51, 2015.

MIAO, M. S. et al. Mixotrophic growth and biochemical analysis of *Chlorella vulgaris* cultivated with synthetic wastewater. *International Biodeterioration & Biodegradation*, v. 113, p. 120–125, 2016.

MISHRA, A.; KAVITA, K.; JHA, B. *Characterization of extracellular polymeric substances produced by micro-algae Dunaliella salina*. *Carbohydrate Polymers*, v. 83, p. 852–857, 2011. DOI: 10.1016/j.carbpol.2010.08.067

MOHAMADZADEH SHIRAZI, H.; KARIMI-SABET, J.; GHOTBI, C. Biodiesel production from *Spirulina* microalgae feedstock using direct transesterification near supercritical methanol condition. *Bioresource Technology*, v. 239, p. 378–386, 2017. DOI: 10.1016/j.biortech.2017.04.073

MONA, S.; KAUSHIK, B. D.; KRISHNAN, S.; KUMAR, S. Hydrogen production by a novel cyanobacterium *Nostoc* sp. isolated from a textile industry oxidation pond. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 36, n. 11, p. 6628–6634, 2011. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2011.02.131.

MONDAL, A.; MANDAL, S.; RATH, J. Seasonal diversity of cyanobacteria and new report of *Brasilonema* sp. colonizing the monuments of Santiniketan and Bishnupur (India). *International Biodeterioration & Biodegradation*, v. 167, p. 105350, 2022. DOI: 10.1016/j.ibiod.2021.105350

MOREIRA, I. T. A. Avaliação da eficiência de modelos de remediação aplicados em sedimentos de manguezal impactados por atividades petrolíferas. 2011.

MOREIRA, I. T. A., CARDOSO, C. K. M., FRANCO, E. D. S. S., MARQUES, I. M., HADLICH, G. M., DE SOUZA QUEIROZ, A. F., ... & DE OLIVEIRA, O. M. C. (2021). Mangrove Ecosystem Restoration after Oil Spill: Bioremediation, Phytoremediation, Biofibers and Phycoremediation. In *Mangrove Ecosystem Restoration*. IntechOpen.

MUHIRWA, D.; NHAPI, I.; WALI, U. G.; BANADDA, N.; KASHAIGILI, J.; KIMWAGA, R. Characterization of wastewater from an abattoir in Rwanda and the impact on downstream water quality. *International Journal of Ecology & Development*, v. 16, p. 30–46, 2010.

MUSA, Mohammed Ali; IDRUS, Syazwani; CHE MAN, Hasfalina; NIK DAUD, Nik Norsyahariati. Performance comparison of conventional and modified upflow anaerobic sludge blanket (UASB) reactors treating high-strength cattle slaughterhouse wastewater. *Water*, v. 11, n. 4, art. 806, 2019. DOI: 10.3390/w11040806.

MUSTAPHA, S. I.; YUSUP, S.; ALIMUDDIN, Z. Simulation of supercritical water gasification of microalgae using Aspen Plus. *Journal of Cleaner Production*, v. 276, p. 123186, 2020.

NAHA, A. et al. A hypothetical model of multi-layered cost-effective wastewater treatment plant integrating microbial fuel cell and nanofiltration technology. *Environmental Pollution*, v. 323, p. 121223, 2023. DOI: 10.1016/j.envpol.2023.121223.

NÁÑEZ, K. B.; RIOS RAMIREZ, K. D.; OLIVEIRA, O. M. C.; REYES, C. Y.; MOREIRA, I. T. A. Removal of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) from produced water using the microalgae *Chlorella vulgaris* cultivated in mixotrophic and heterotrophic conditions. *Chemosphere*, v. 356, 2024. DOI: 10.1016/j.chemosphere.2024.141931.

NASCIMENTO, V. P.; SALLE, C. T. P.; MORAES, H. L. S.; FALLAVENA, C. B.; CANAL, C. W.; SANTOS, L. R.; RODRIGUES, L. B.; LEÃO, J. A.; PILOTTO, F.; NEVES, N.; NASCIMENTO, L. P. Qualidade microbiológica e prevalência de *Salmonella* no processo de tratamento de efluentes de abatedouros avícolas. In: SIMPÓSIO SOBRE RESÍDUOS DA PRODUÇÃO AVÍCOLA, 12 abr. 2000, Concórdia (SC). Anais. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2000. p. 52. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/437526/1/doc65.pdf>>. Acesso em: 14 nov. 2025.

NAUMAN, K.; NAUMAN, A.; ARSHAD, M. Slaughter wastes — a curse or blessing: an appraisal. In: ARSHAD, M. (ed.). *Climate Changes Mitigation and Sustainable Bioenergy Harvest Through Animal Waste: Sustainable Environmental Implications of Animal Waste*. Cham: Springer, 2023, p. 35–67. DOI: 10.1007/978-3-031-26224-1.

NAYAK, M., KAREMORE, A., & SEN, R. Performance evaluation of microalgae for concomitant wastewater bioremediation, CO₂ biofixation and lipid biosynthesis for 103

biodiesel application. *Algal Research*, 16, 216-223. 2016.

NELSON, D. L.; COX, M. M. *Princípios de Bioquímica de Lehninger*. 8. ed. Porto Alegre: Artmed, 2021.

NEOPROSPECTA. Serviços de análise microbiológica e sequenciamento de DNA. Disponível em: <https://www.neoprospecta.com/servicos-de-analise-microbiologica-e-sequenciamento-de-dna/#servico3>. Acesso em: 2025.

NERY, E. R.; et al. Avaliação da biodegradação anaeróbia de águas residuárias com alto teor orgânico. 2007. Dissertação (Especialização) – UFPE.

NORTHCUTT, J. K.; RUSSELL, S. M. *Pou*

NURDIAWATI, A., ZAINI, IN, AMIN, M., SASONGKO, D., & AZIZ, M. Microalgae-based coproduction of ammonia and power. *Chemical Engineering Research and Design*, v. 146, p. 311-323, 2019.

NURDIAWATI, A.; ZAINI, I. N.; AMIN, M.; SASONGKO, D.; AZIZ, M. Microalgae-based coproduction of ammonia and power employing chemical-looping process. *Chemical Engineering Research and Design*, v. 146, p. 311–323, 2019. DOI: 10.1016/j.cherd.2019.04.013.

OLIVEIRA, A. C. V., DE SOUZA SILVA, A., DE ANDRADE SPINOLA, C., & MOREIRA, Í. T. A. Bioeconomia Circular e biorrefinaria: conceitos, oportunidades e desafios considerando o uso de biomassa de microalgas no Brasil. *Revista Brasileira de Planejamento e Desenvolvimento*, 14(1), 236-268. 2025.

OLIVEIRA, A. C. V.; SILVA, A. D. S.; MOREIRA, Í. T. A. Economia circular: conceitos e contribuições na gestão de resíduos urbanos. *Revista de Desenvolvimento Econômico*, v. 3, n. 44, 2020.

ORSI, R. O.; et al. Application of lactic acid bacteria in removing heavy metals and aflatoxin B₁ from contaminated water. *Journal of Applied Microbiology*, v. 113, n. 5, p. 1203–1211, 2012. DOI: 10.1111/jam.12001.

ORTIZ, F. J. G. et al. Hydrogen production and storage as ammonia by supercritical water gasification of wet biomass. *Journal of Supercritical Fluids*, 2025.

PANDEY, A.; CHANDRA, R.; PANDEY, S. K.; CHEN, W.-H. Biohydrogen production from *Spirulina platensis* via dark- and photo-fermentation: process optimization and kinetic evaluation. *Bioresource Technology*, v. 333, p. 125170, 2021. DOI: 10.1016/j.biortech.2021.125170.

PANG, H. et al. Two-stage hydrothermal liquefaction of *Spirulina*: experimental observations, energy analysis and techno-economic assessment. *Process Safety and Environmental Protection*, v. 190, p. 1311–1323, 2024.

PASSOS, F. et al. Improving biogas production from microalgae by enzymatic pretreatment. *Bioresource Technology*, v. 199, p. 347–351, 2016.

PATHOM-AREE, W.; SATTAYAWAT, P.; INWONGWAN, S.; CHEIRSILP, B.; LIEWTRAKULA, N.; MANEECHOTE, W.; RANGSEEKAEW, P.; AHMAD, F.; MEHMOOD, M. A.; GAO, F.; SRINUANPAN, S. Microalgae growth-promoting bacteria for cultivation strategies: recent updates and progress. *Microbiological Research*, v. 286, art. 127813, 2024. DOI: 10.1016/j.micres.2024.127813

PEDROZA, M. M.; DA SILVA, W. G.; DE CARVALHO, L. S.; DE SOUZA, A. R.; MACIEL, G. F. Methane and electricity production from poultry litter digestion in the Amazon region of Brazil: a large-scale study. *Waste and Biomass Valorization*, v. 12, p. 5807–5820, 2021. DOI: 10.1007/s12649-021-01360-x

implications for design and operation. *Water Science & Technology*, v. 42, n. 10-11, p. 147–154, 2000.

PENG, Z.; LEI, Y.; ZHAN, Y.; YANG, B.; PAN, X. Impact of Chemical Oxygen Demand/Total Nitrogen Ratio on Shifting Autotrophic Partial Nitrification to Heterotrophic Nitrification and Aerobic Denitrification in High-Strength Ammonium Wastewater Treatment. *Water*, v. 16, n. 17, p. 2532, 2024. DOI: 10.3390/w16172532

PEREIRA, S. R.; COSTA, J. C.; MARTINS, F. Economic assessment of bioenergy production: methodology and applications. *Renewable Energy*, v. 180, p. 497–509, 2021.

PÉREZ-GUZMÁN, S. M.; HERNÁNDEZ-AGUILAR, E.; ALVARADO-LASSMAN, A.; MÉNDEZ-CONTRERAS, J. M. Kinetics of Obtaining Microalgal Biomass and Removal of Organic Contaminants in Photobioreactors Operated with Microalgae — Study Case: Treatment of Wastewater from a Poultry Slaughterhouse. *Water*, v. 16, n. 11, p. 1558, 2024. DOI: 10.3390/w16111558.

PIOTROWSKA, M.; et al. Mycotoxin Removal by *Lactobacillus* spp. and Their Application in Animal Liquid Feed. *Toxins*, v. 13, n. 3, p. 185, 2021. DOI: 10.3390/toxins13030185

RAHEEM A. JI G. MEMON A. SIVASANGAR S. WANG W. ZHAO M. TAUFIQ-YAP Y. H.. Catalytic gasification of algal biomass for hydrogen-rich gas production: Parametric optimization via central composite design. *Energy Conversion and Management*, v. 158, p. 235–245, 2018. DOI: 10.1016/j.enconman.2017.12.041.

RAJAKUMAR, R.; MEENAMBAL, T.; BANU, J. R.; YEOM, I. T. Treatment of poultry slaughterhouse wastewater in upflow anaerobic filter under low up-flow velocity. *International Journal of Environmental Science and Technology*, v. 8, n. 1, p. 149–158, 2011.

RAMIREZ, K. D. R.; ÑAÑEZ, K. B.; GONZALEZ GOMEZ, C. L.; MOREIRA, I. T. A. Efficient PAHs removal and CO₂ fixation by marine microalgae in wastewater using an airlift photobioreactor for biofuel production. *Environmental Research*, v. 261, 2024. DOI: 10.1016/j.envres.2024.119672.

RAWAT, I. et al. Microalgae: A promising tool for carbon sequestration and renewable energy production. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, v. 62, p. 394–405, 2016.

REDLICH, O.; KWONG, J. N. S. On the thermodynamics of solutions: an equation of state. *Chemical Reviews*, v. 44, n. 1, p. 233–244, 1949.

RENON, H.; PRAUSNITZ, J. M. Local compositions in thermodynamic excess functions for liquid mixtures. *AIChE Journal*, v. 14, n. 1, p. 135–144, 1968.

RICABONI, D.; MAILHE, M.; KHELAIFIA, S.; RAOULT, D.; MILLION, M. *Romboutsia timonensis*, a new species isolated from human gut. *New Microbes and New Infections*, v. 12, p. 6–7, 2016. DOI: 10.1016/j_nmni.2016.04.001

RODRIGUES, L. S.; LOPES, B. C.; LIMA, C. A.; RIBEIRO, M. C.; SANTOS, R. P.; SILVA, I. J. Tratamento de efluentes de abatedouro de frangos por meio de reator UASB seguido de filtro anaeróbio. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v. 68, n. 1, p. 97-103, 2016

Romeiro, R. S. Métodos em bacteriologia de plantas. Viçosa: UFV, 2001. 279 p

ROSSETTI, I.; TRIPODI, A.; TOMMASI, M.; RAMIS, G. Conceptual design of a process for hydrogen production from waste biomass and its storage in form of liquid ammonia. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 48, p. 37443–37460, 2023. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2023.01.261.

ROUWENHORST, K. H. R.; VAN DER HAM, A. G. J.; LEFFERTS, L. Beyond Haber–Bosch: The renaissance of the Claude process. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 46, p. 21566–21579, 2021. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2021.04.014.

RUBINSIN, N. J. et al. An overview of enhanced biomass gasification for hydrogen production. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 49, p. 1139–1164, 2024.

SADVAKASOVA, A. K.; KOSSALBAYEV, B. D.; TOKEN, A. I.; BAUENOVA, M. O.; WANG, J.; ZAYADAN, B. K.; BALOUGH, H.; ALWASEL, S.; LEONG, Y. K.; CHANG, J.-S.; ALLAKHVERDIEV, S. I. Influence of Mo and Fe on photosynthetic and nitrogenase activities of nitrogen-fixing cyanobacteria under nitrogen starvation. *Cells*, v. 11, n. 5, art. 904, 2022. DOI: 10.3390/cells11050904

SAKA, C.; ÖZDEMİR, S.; ŞAFAK, S. Metal-free catalysts derived from microalgae for hydrogen production from biomass. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 46, n. 32, p. 17062–17075, 2021. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2021.03.163.

SAKA, C.; ŞAFAK, S.; ÖZDEMİR, S. Hydrogen generation from alkaline NaBH_4 solutions using cobalt boride catalysts supported on algal biomass. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 45, n. 33, p. 16765–16779, 2020. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2020.04.105.

SAKALA, R. M.; KATO, Y.; HAYASHIDANI, H.; MURAKAMI, M.; KANEUCHI, C.; OGAWA, M. *Lactobacillus fuchuensis* sp. nov., isolated from vacuum-packaged refrigerated beef. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, v. 52, n. 4, p. 1151–1154, 2002. DOI: 10.1099/00207713-52-4-1151

SALAH, A.; SANY, H.; EL-SAYED, A. E. B.; EL-BAHBOHY, R. M.; MOHAMED, H. I.; AMIN, A. The Impact of Inoculum Preparation Media on Pollutant Removal through Phycoremediation of Agricultural Drainage Water by *Desmodesmus* sp. *Phyton – International Journal of Experimental Botany*, v. 92, n. 10, p. 2875–2890, 2023. DOI: 10.32604/phyton.2023.031064

SALEM, A. M.; DHAMI, H. S.; PAUL, M. C. Syngas Production and Combined Heat and Power from Scottish Agricultural Waste Gasification—A Computational Study. *Sustainability*, v. 14, n. 7, p. 3745, 2022. DOI: 10.3390/su14073745

SALMON, N.; BAÑARES-ALCÁNTARA, R. A global, spatially granular techno-economic analysis of offshore green ammonia production. *Journal of Cleaner Production*, v. 367, 2022. DOI: 10.1016/j.jclepro.2022.133045.

SAMUEL, M. S., SUDHAKAR, M. P., SANTHAPPAN, J. S., RAVIKUMAR, M., KALAISELVAN, N., & MATHIMANI, T. Ammonia production from microalgal biosystem: Present scenario, cultivation systems, production technologies, and way forward. *Fuel*, v. 368, p. 131643, 2024..

SANT'ANNA, C. L.; AZEVEDO, M. T. P.; FIORE, M. F.; LORENZI, A. S.; KAŠTOVSKÝ, J.; KOMÁREK, J. *Subgeneric diversity of Brasilonema (Cyanobacteria, Scytonemataceae)*. Revista Brasileira de Botânica, v. 34, n. 1, p. 51-62, 2011. DOI: 10.1590/S0100-84042011000100006

SANTOS, R. S. S., FILHO, M. S. C., MARQUES, I. M., DE OLIVEIRA, A. G., DE OLIVEIRA, O. M. C., & MOREIRA, I. T. A. Groundwater contamination in a rural municipality of Northeastern Brazil: Application of geostatistics, geoprocessing, and geochemistry techniques. *Water, Air, & Soil Pollution*, 235(3), 179. 2024.

SARFRAZ, Rafia; TANEEZ, Mehwish; SARDAR, Sabahat; DANISH, Lubna; HAMEED, Abdul. Evaluation of *Desmodesmus subspicatus* for the treatment of wastewater. *International Journal of Environmental Analytical Chemistry*, v. 103, n. 15, p. 3575–3586, 2023. DOI: 10.1080/03067319.2021.1910681.

SELORMEY, G. K.; BARNES, B.; KEMAUSUOR, F.; DARKWAH, L. A review of anaerobic digestion of slaughterhouse waste: effect of selected operational and environmental parameters on anaerobic biodegradability. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, v. 20, p. 1073–1086, 2021. DOI: 10.1007/s11157-021-09596-8

SHAH, I.; JUNG, D. W. Optimization and techno-economic analysis of catalytic gasification of wheat straw biomass using ASPEN PLUS model. *Arabian Journal of Chemistry*, v. 17, 2024. DOI: 10.1016/j.arabjc.2024.105821.

SHAH, N.; LICHTENBERG, H.; ROGNER, H. Hydrogen production by nitrogenase activity in the cyanobacterium *Nostoc* sp. strain PCC 73102. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 28, n. 12, p. 1331–1335, 2003. DOI: 10.1016/S0360-3199(03)00072-4

SHI, X., WANG, F., CHENG, Z., LIANG, H., DONG, Y., & CHEN, X. Numerical analysis of the biomimetic leaf-type hierarchical porous structure to improve the energy storage efficiency of solar driven steam methane reforming. *International Journal of Hydrogen Energy*, 46(34), 17653-17665. 2021.

SILAMBARASAN, S., LOGESWARI, P., SIVARAMAKRISHNAN, R., KAMARAJ, B., CHI, N. T. L., & CORNEJO, P. Cultivation of *Nostoc* sp. LS04 in municipal wastewater for biodiesel production and their deoiled biomass cellular extracts as biostimulants for *Lactuca sativa* growth improvement. *Chemosphere*, 280, 130644. 2021.

SILVA, B. S., & GUIRARDELLO, R.. Modeling Biomass Saline Hydrolysis with Aspen Plus: a Study on Agro-industrial Waste Valorization. *Chemical Engineering Transactions*, 117, 253-258. 2025.

SILVA, M. L. B.; PARDI, H. S. (org.). *Biorremediação: Fundamentos e Aplicações*. Rio de Janeiro: Interciência, 2015.

SINGH, M., REYNOLDS, D. L., & DAS, K. C. (2011). Microalgal system for treatment of effluent from poultry litter anaerobic digestion. *Bioresource technology*, 102(23), 10841-10848.

SIVARAMAKRISHNAN, R.; RAVINDRAN, D. Influence of nitrogen and phosphorus starvation [...]. *Renewable Energy*, v. 164, p. 946–956, 2021. DOI: 10.1016/j.renene.2020.09.060.

SIWAL, S. S.; ZHANG, Q.; SUN, C.; THAKUR, S.; GUPTA, V. K.; THAKUR, V. K. Energy production from steam gasification processes and parameters that contemplate in biomass gasifier – a review. *Bioresource Technology*, v. 297, p. 122481, 2020. DOI: 10.1016/j.biortech.2019.122481

SOAVE, G. Equilibrium constants from a modified Redlich–Kwong equation of state. *Chemical Engineering Science*, 1972.

SOLOMON, W.; MOGHAZY, R. M.; HAMED, A. A.; ABDEL-MONEM, M. O.; EL-KHATEEB, M. A.; HASSAN, M. G. Potential benefit of microalgae and their interaction with bacteria: oxygen production, extracellular compounds, CO₂, vitaminas e nutrientes. *Plant and Soil*, 2023.

SOUSA, F. K. B. D. Modelo de referência de avaliação de impactos ambientais na produção, armazenamento e transporte do hidrogênio e amônia verde. 2024.

SUN, C. et al. Research on the offshore adaptability of new offshore ammonia-hydrogen coupling storage and transportation technology. *Renewable Energy*, v. 201, p. 700–711, 2022. DOI: 10.1016/j.renene.2022.11.017.

TALAPATRA, N., GAUTAM, R., MITTAL, V., & GHOSH, U. K. A comparative study of the growth of microalgae-bacteria symbiotic consortium with the axenic culture of microalgae in dairy wastewater through extraction and quantification of chlorophyll. *Materials Today: Proceedings*, 80, 2268-2273. 2023.

TINPRANEE, N.; INCHAROENSAKDI, A.; PHUNPRUCH, S. Hydrogen production by unicellular green alga *Chlorella* sp. LSD-W2 isolated from seawater in Thailand. *Asia-Pacific Journal of Science and Technology*, v. 21, n. 2, p. 256–266, 2016. 107

TOULOUUPAKIS, E.; ZITTELLI, G. C.; et al. Growth and photosynthetic performance of *Nostoc linckia* cells grown in BG11 and BG11_0 media. *Algal Research*, 2023

TSAFRAKIDOU, P., SAMELI, N., BOSNEA, L., CHORIANOPOULOS, N., & SAMELIS, J. Assessment of the spoilage microbiota in minced free-range chicken meat during storage at 4 C in retail modified atmosphere packages. *Food Microbiology*, 99, 103822. 2021.

UMMALYMA, S. B., CHIANG, A., HEROJIT, N., & ARUMUGAM, M. Sustainable microalgal cultivation in poultry slaughterhouse wastewater for biorefinery products and pollutant removal. *Bioresource Technology*, 374, 128790. 2023.

UNIGEL. Unigel inicia produção de fertilizantes nitrogenados em Sergipe e se torna o maior produtor de ureia do país. 2021. Disponível em: <<https://www.unigel.com.br/unigel-inicia-producao-de-fertilizantes-nitrogenados-em-sergipe-e-se-torna-o-maior-produtor-de-ureia-no-pais/>> Acesso em: 08 ago. 2025.

VALLADÃO, A. B. G.; TORRES, A. G.; FREIRE, D. M. G.; CAMMAROTA, M. C. Profiles of fatty acids and triacylglycerols and their influence on the anaerobic biodegradability of effluents from poultry slaughterhouse. *Bioresource Technology*, v. 102, p. 7043–7050, 2011. DOI: 10.1016/j.biortech.2011.04.037.

VAN HAANDEL, A.; SANTOS, S. L. Proposta de aumento da capacidade de tratamento e melhoria da qualidade do efluente da ETE de Campina Grande-PB usando a combinação UASB e lagoas de polimento. *Revista DAE*, v. 69, n. 229, p. 132–151, 2021. DOI: 10.36659/dae.2021.026

VARGAS, G. G., FLÓREZ-ORREGO, D. A., & DE OLIVEIRA JUNIOR, S. Comparative exergy and environmental assessment of the residual biomass gasification routes for hydrogen and ammonia production. *Entropy*, 25(7), 1098. 2023.

VÁZQUEZ-ROMERO, B. et al. Techno-economic analysis of microalgae production for aquafeed in Norway. *Algal Research*, v. 64, 2022. DOI: 10.1016/j.algal.2022.102679.

VERSIANI, B. M.; JORDÃO, E. P.; VOLCHAN, I.; DEZOTTI, M. W.; AZEVEDO, J. P. Fatores intervenientes no desempenho de um reator UASB submetido a diferentes condições operacionais. In: *23º Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental*, Campo Grande, MS, 2005.

VIEGAS, C.; GOUVEIA, L.; GONÇALVES, M. Evaluation of microalgae as bioremediation agent for poultry effluent and biostimulant for germination. *Environmental Technology & Innovation*, v. 24, art. 102048, 2021. DOI: 10.1016/j.eti.2021.102048

VIJAYARAGHAVAN, P.; VIJAYAN, A.; ARUMUGAPERUMAL, A.; JENISHA, J. K.; VINCENT, S. G. P. Cow dung: a potential biomass substrate for the production of alkaline protease by *Bacillus subtilis* strain VV. *SpringerPlus*, v. 1, art. 76, 2012

WANG, P.; XU, P.; WANG, B.; SHEN, C.; SHEN, L. Green ammonia production via microalgae steam catalytic gasification over LaFeO₃ perovskite. *Fuel*, 2022. arXiv pré-print. DOI: 10.1016/j.fuel.2022.123322.

WANG, Q., CHILDREE, E., BOX, J., LÓPEZ-VELA, M., SPRAGUE, D., CHERONES, J., & HIGGINS, B. T. Microalgae can promote nitrification in poultry-processing wastewater in the presence and absence of antimicrobial agents. *ACS ES&T Engineering*, 3(4), 568-579. 2023.

WANG, Y.; QIAN, P.-Y. Conservative fragments in 16S rRNA genes [...]. *PLoS ONE*, v. 4, n. 10, e7401, 2009.

WATANABE, Hideo; LI, Dalin; NAKAGAWA, Yoshinao; TOMISHIGE, Keiichi; WATANABE, Makoto M. Catalytic gasification of oil-extracted residue biomass of 108

Botryococcus braunii. *Bioresouce Technology*, v. 191, p. 452–459, 2015. DOI: 10.1016/j.biortech.2015.03.034

WIJAYANTA, A. T.; AZIZ, M. Ammonia production from algae via integrated hydrothermal gasification [...]. *Energy*, v. 174, p. 331–338, 2019.

XIN, L.; HU, H.-Y.; KE, G.; SUN, Y.-X. Effects of different nitrogen and phosphorus concentrations on the growth, nutrient uptake, and lipid accumulation of a freshwater microalga *Scenedesmus* sp. *Bioresouce Technology*, v. 101, n. 14, p. 5494–5500, 2010. DOI: 10.1016/j.biortech.2010.02.016

YAAKOB, M. A., MOHAMED, R. M. S. R., AL-GHEETHI, A., TIEY, A., & KASSIM, A. H. M. Optimising of *Scenedesmus* sp. biomass production in chicken slaughterhouse wastewater using response surface methodology and potential utilisation as fish feeds. *Environmental Science and Pollution Research*, 26(12), 2019, 12089-12108.

YAN, J.; ZHANG, W.; LI, M. Techno-economic analysis of ammonia synthesis from biomass-derived syngas. *Renewable Energy*, v. 226, p. 1207–1220, 2024.

YAN, R. et al. Process integration and thermodynamic analysis of a multi-generation system... *Energy Conversion and Management*, v. 306, 2024.

YASIN, N. M., YUSOP, M. M., KECHIK, N. A., & ZAHURI, A. Z. Composition of fatty acid methyl ester in microalgae *Chlorella vulgaris*: Comparison between various methods of harvesting, extraction and transesterification. *Materials Today: Proceedings*. 2023.

YU, Zhipeng; LIN, Jin; LIU, Feng; LI, Jiarong; ZHAO, Yuxuan; SONG, Yonghua; SONG, Yanhua; ZHANG, Xinzhen. *Optimal sizing and pricing of renewable power to ammonia systems considering the limited flexibility of ammonia synthesis*. 2022.

YUN, Y.-M.; KIM, D.-H.; OH, Y.-K.; SHIN, H.-S.; JUNG, K.-W. Application of a novel enzymatic pretreatment using crude hydrolytic extracellular enzyme solution to microalgal biomass for dark fermentative hydrogen production. *Bioresouce Technology*, v. 159, p. 365–372, May 2014. DOI: 10.1016/j.biortech.2014.02.129.

ZHANG, W.; GU, Y.; FANG, H.; CHEN, J.; CHEN, H.; ZHU, Y.; MU, L. Thermodynamic modeling and performance analysis on co-gasification of *Chlorella vulgaris* and petrochemical industrial sludge via Aspen Plus combining with response surface methodology. *International Journal of Hydrogen Energy*, v. 55, p. 1037–1049, 2024. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2023.11.169

ZHAO, Z.; LI, J.; DONG, X.; JIANG, Q.; TANG, L.; CHEN, J.; YANG, X.; LU, H.; LEI, Z.; ZHANG, Z. Double-edged sword effects of mechanical aeration on granulation of *Spirulina platensis* for mariculture wastewater treatment. *Journal of Water Process Engineering*, v. 56, p. 104498, 2023. DOI: 10.1016/j.jwpe.2023.104498

ZHOU, Y.; CUI, X.; WU, B.; WANG, Z.; LIU, Y.; REN, T.; XIA, S.; RITTMANN, B. E. Microalgal extracellular polymeric substances (EPS) and their roles in cultivo, floculação e extração de bioprodutos. *Bioresouce Technology*, v. 406, artigo 131054, 2024. DOI: 10.1016/j.biortech.2024.131054

ZIGANSHINA, E. E., YUREVA, K. A., & ZIGANSHIN, A. M. Poultry Slaughterhouse Wastewater Treatment by Green Algae: An Eco-Friendly Restorative Process. *Environments*, 12(9), 331 2025.

8. APÊNDICE A – Tabela de material suplementar - Valores de CAPEX e OPEX em dólares para a avaliação técnico-econômica dos casos 1 e 2

	Simulação Caso 1 - Tratamento efluente com geração de amônia	Simulação Caso 2 – Cultivo de biomassa (com nutriente) e geração de amônia
CAPEX		
Reator tipo RYield (Decompositor)	\$ 187,300.00	\$ 187,300.00
Turbina	\$ 80,300.00	\$ 80,300.00
Compressor	\$ 35,100.00	\$ 35,100.00
Trocador de calor	\$ 80,300.00	\$ 80,300.00
Reator RGibbs	\$ 187,300.00	\$ 187,300.00
Destilador	\$ 54,100.00	\$ 54,100.00
Separador	\$ 41,100.00	\$ 41,100.00
Difusores de CO ₂	\$ 12,800.00	\$ 12,800.00
Controle de pH e válvulas	\$ 12,800.00	\$ 12,800.00
Bomba de ar	\$ 12,800.00	\$ 12,800.00
Reatores tubulares horizontais PBR	\$ 30,000.00	\$ 30,000.00
Centrífuga	\$ 1,390,604.80	\$ 1,390,604.80
OPEX		
Custo injeção de CO ₂	\$ 5,518.00	\$ 5,518.00
Energia	\$ 1,760,506.40	\$ 1,760,506.40
Materiais de consumo (cepas de microalgas, válvulas...)	\$ 50.00	\$ 50.00
Mão de obra (US\$/a) - operador	\$ 26,280.00	\$ 26,280.00
Mão de obra (US\$/a) - administrador	\$ 8,760.00	\$ 8,760.00
Fosfato	-	\$ 457,684.45
Nitrogênio	-	\$ 174,356.85
Vapor de água	\$ 62371.2	\$ 62371.2
Despesas gerais e manutenção	\$ 40,330.10	\$ 40,330.10
Água para cultivo de biomassa	-	\$ 569.4
Energia da centrífuga	\$ 4069.75	\$ 4069.75



UFBA
UNIVERSIDADE FEDERAL DA BAHIA
ESCOLA POLITÉCNICA

PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA INDUSTRIAL - PEI

Rua Aristides Novis, 02, 6º andar, Federação, Salvador BA
CEP: 40.210-630
Telefone: (71) 3283-9800
E-mail: pei@ufba.br
Home page: <http://www.pei.ufba.br>